

UNIVERSIDAD NACIONAL DE JULIACA
FACULTAD DE INGENIERÍA DE PROCESOS INDUSTRIALES
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA EN INDUSTRIAS
ALIMENTARIAS



**“EVALUACIÓN DEL RENDIMIENTO DEL ACEITE DE SEMILLAS
DE UVA (*Vitis vinifera*) MEDIANTE EXTRACCIÓN
ASISTIDA POR ULTRASONIDO”**

Daysi Maldonado Fuentes

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE:
INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**

Asesora: D. Sc. Olivia Magaly Luque Vilca



JULIACA - PERÚ, 2026



UNIVERSIDAD NACIONAL DE JULIACA
FACULTAD DE INGENIERÍA DE PROCESOS INDUSTRIALES
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA EN INDUSTRIAS
ALIMENTARIAS



**“EVALUACIÓN DEL RENDIMIENTO DEL ACEITE DE SEMILLAS
DE UVA (*Vitis vinifera*) MEDIANTE EXTRACCIÓN
ASISTIDA POR ULTRASONIDO”**

Daysi Maldonado Fuentes

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE:
INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**

Asesora: D. Sc. Olivia Magaly Luque Vilca



JULIACA – PERÚ, 2026

UNIVERSIDAD NACIONAL DE JULIACA
FACULTAD DE INGENIERÍA DE PROCESOS
INDUSTRIALES
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA EN
INDUSTRIAS ALIMENTARIAS



“EVALUACIÓN DEL RENDIMIENTO DEL ACEITE DE SEMILLAS
DE UVA (*Vitis vinifera*) MEDIANTE EXTRACCIÓN
ASISTIDA POR ULTRASONIDO”

Daysi Maldonado Fuentes

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

Asesora: D. Sc. Olivia Magaly Luque Vilca

Juliaca, 2026

FICHA CATALOGRÁFICA

Maldonado D. (2025). *Evaluación del rendimiento del aceite de semillas de uva (Vitis vinifera) mediante extracción asistida por ultrasonido*, 2025. (Tesis de ingeniería). Universidad Nacional de Juliaca. Juliaca.

AUTOR: Daysi Maldonado Fuentes

TITULO: Evaluación del rendimiento del aceite de semillas de uva (Vitis vinifera) mediante extracción asistida por ultrasonido.

PUBLICACIÓN: Juliaca, 2025

DESCRIPCIÓN: Cantidad de páginas (121 pp)

NOTA: Tesis de la Escuela Profesional de Ingeniería en Industrias Alimentarias – Universidad Nacional de Juliaca.

CODIGO: 03-000046-03/M19

NOTA: Incluye Bibliografía

ASESOR: D.Sc. Olivia Magaly Luque Vilca

PALAGRAS CLAVE: Aceite de semillas de uva, ácidos grasos, extracción asistida por ultrasonido, rendimiento, semillas de uva.

UNIVERSIDAD NACIONAL DE JULIACA
FACULTAD DE INGENIERÍA DE PROCESOS INDUSTRIALES
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA EN INDUSTRIAS
ALIMENTARIAS

**“EVALUACIÓN DEL RENDIMIENTO DEL ACEITE DE SEMILLAS
DE UVA (*Vitis vinífera* L.) MEDIANTE EXTRACCIÓN
ASISTIDA POR ULTRASONIDO”**

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**

Presentada por:

Daysi Maldonado Fuentes

Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado:

Dr. JULIO MACHACA YANA

PRESIDENTE DE JURADO



Dra. SILVANA LISSET AGUILAR TUESTA

JURADO (secretario)



2° MIEMBRO

M.Sc. LENIN QUILLE QUILLE

JURADO (Vocal)



3° MIEMBRO

D.Sc. OLIVIA MAGALY LUQUE VILCA

ASESOR DE TESIS



Daysi Maldonado Fuentes

EVALUACION DEL RENDIMIENTO DEL ACEITE DE SEMILLAS DE UVA MEDIANTE EXFRACCION ASISTIDA POR ULTRASONI...

Universidad Nacional de Juliaca



Detalles del documento

Identificador de la entrega

trn:oid::3117:544573705

113 páginas

Fecha de entrega

7 ene 2026, 9:32 a.m. GMT-5

27.965 palabras

Fecha de descarga

7 ene 2026, 9:38 a.m. GMT-5

153.929 caracteres

Nombre del archivo

EVALUACION DEL RENDIMIENTO DEL ACEITE DE SEMILLAS DE UVA MEDIANTE EXFRACCION ASIST....pdf

Tamaño del archivo

3.9 MB




14% Similitud general

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para la...

Filtrado desde el informe

- Bibliografía
- Texto citado
- Texto mencionado
- Coincidencias menores (menos de 10 palabras)

Fuentes principales

- 12%  Fuentes de Internet
- 2%  Publicaciones
- 6%  Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Marcas de integridad

N.º de alerta de integridad para revisión

-  **Texto oculto**
10 caracteres sospechosos en N.º de página
El texto es alterado para mezclarse con el fondo blanco del documento.

Los algoritmos de nuestro sistema analizan un documento en profundidad para buscar inconsistencias que permitan distinguirlo de una entrega normal. Si advertimos algo extraño, lo marcamos como una alerta para que pueda revisarlo.

Una marca de alerta no es necesariamente un indicador de problemas. Sin embargo, recomendamos que preste atención y la revise.


UNIVERSIDAD NACIONAL DE JULIACA
Facultad de Ingeniería de Procesos Industriales
Unidad de Investigación

DEDICATORIA

Este trabajo, resultado de mi dedicación y esfuerzo, lo dedico con profundo amor a Dios, por acompañarme siempre y darme la fortaleza necesaria; y a mi madre, quien me dio la vida y me ha brindado la capacidad de superación, deseándome lo mejor en cada paso de este difícil camino. Su apoyo constante y su presencia hicieron posible la realización de este trabajo.

También expreso mi agradecimiento a los docentes de la Universidad Nacional de Juliaca, quienes se cruzaron en mi camino y cuyos aportes han inspirado mis sueños y mis esperanzas.

AGRADECIMIENTO

Manifiesto mi gratitud a la Universidad Nacional de Juliaca por brindarme la oportunidad de formarme profesionalmente y abrirme sus puertas. Del mismo modo, expreso mi reconocimiento a los docentes que compartieron sus conocimientos y me ofrecieron su apoyo a lo largo de mi trayectoria académica.

A Dios le agradezco por acompañarme en cada etapa, por iluminar mis pensamientos y por colocar en mi camino a personas que se convirtieron en un sostén fundamental durante todo el proceso de estudio.

A mi madre y a mis hermanas les expreso mi más sincero agradecimiento por su constante respaldo; gracias a ellas hoy puedo afirmar que este trabajo ha llegado a buen término.

Extiendo también mi agradecimiento a mi asesora, D.Sc. Olivia Magaly Luque Vilca, por su apoyo incondicional, por permitirme acceder a su experiencia y conocimiento, y por la paciencia y guía que me ofreció a lo largo del desarrollo de esta tesis, contribuyendo a mi formación profesional.

De igual manera, agradezco profundamente al jurado calificador, integrado por el Dr. Julio Machaca Yana, la Dra. Silvana Lisset Aguilar Tuesta y el M.Sc. Lenin Quille Quille, cuyos aportes, observaciones y recomendaciones enriquecieron de forma significativa la calidad académica y científica de esta investigación.

Finalmente, extiendo mi gratitud a mis amigas, en especial a Inés, quien fue mi compañera de estudios en todos los niveles académicos. Su amistad, compañerismo y apoyo moral han sido un impulso importante para continuar adelante y crecer tanto personal como profesionalmente.

INDICE GENERAL

DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTO	ii
INDICE GENERAL	iii
ÍNDICE DE TABLAS	v
ÍNDICE DE FIGURAS	vi
ÍNDICE DE ANEXOS	vii
ABSTRACT	ix
INTRODUCCIÓN	1

CAPÍTULO I

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1. Problema de investigación	2
1.2. Objetivos	4
1.2.1. Objetivo general.....	4
1.2.2. Objetivos específicos	4
1.3. Justificación	5

CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Antecedentes	7
2.1. Marco teórico	9
2.1.2. Producción de uva en Perú.....	10
2.1.1. Semillas de uva	11
2.1.2. Variedad de uvas.....	12
2.1.3. Composición química de la uva.....	13
2.2. Residuos Generados de la producción vitivinícola	14
2.2.1. Composición química de las semillas de uva.....	15
2.2.2. Aceite de semilla de uva	16
2.3. Aceite esencial.....	19
2.4. Aceite vegetal	19
2.5. Lípidos.....	20
2.5.1. Características de los lípidos.....	20
2.5.2. Naturaleza química de los lípidos	21
2.6. Ácidos grasos	21
2.6.1. Reacción de los ácidos grasos.....	22
2.6.2. Ácidos grasos saturados	23
2.6.3. Ácidos grasos insaturados.....	23
2.7. Métodos de extracción de aceites.....	24

2.7.1. Extracción método Soxhlet	24
2.7.2. Extracción asistida por ultrasonido	25
2.7.3. Clasificación de ultrasonido en función de la frecuencia de propagación	27
2.7.4. Efectos del ultrasonido de potencia de las ondas acústicas	27
2.7.5. Mecanismo de la extracción por ultrasonido	29
2.7.6. Parámetros que afectan la velocidad de extracción por ultrasonido	29
2.8. Hexano	31
2.8.1. Características del solvente hexano	31
2.8.2. Usos del hexano	32

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ejecución	33
3.2. Materiales y equipos	33
3.3. Metodología experimental	35
3.4. Metodología por objetivos	38
3.4.1. Objetivo 1. Caracterizar las semillas de uva mediante el análisis de su perfil de ácidos grasos y composición proximal.	38
3.4.2. Objetivo 2. Determinar la influencia de la temperatura, frecuencia y tiempo sobre el rendimiento del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido.	39
3.4.3. Objetivo 3. Evaluar las características fisicoquímicas del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido.	42
3.5. Formulación de hipótesis	45
3.5.1. Hipótesis general.....	45
3.5.2. Hipótesis específica	45

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Caracterización las semillas de uva mediante el análisis de su perfil de ácidos grasos y composición proximal.	46
4.2. Determinación de la influencia de la temperatura, frecuencia y tiempo sobre el rendimiento del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido.	48
4.3. Caracterización fisicoquímica del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido.	51

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones	64
5.2. Recomendaciones.....	65
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	66
ANEXOS	73

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Principales cultivares de uva del Perú avalados por la Organización Internacional de la Viña y el Vino.....	12
Tabla 2: Valores nutricionales en 100 gramos de uva comestible.	13
Tabla 3: Aspectos físico-químicos del aceite extraído de semillas de uva.....	17
Tabla 4: Perfil de ácidos grasos del aceite de semilla de uva analizado por CGL (% del total de ácidos grasos).	18
Tabla 5. Estructura de los Ácidos grasos insaturados.	24
Tabla 6: Matriz de diseño para extracción asistida por ultrasonido.....	40
Tabla 7: Composición proximal de las semillas de uva (húmeda).	46
Tabla 8: Contenido de Ácidos grasos de las semillas de uva.	47
Tabla 9: Determinación del impacto de la temperatura, frecuencia, así como el periodo de exposición sobre el rendimiento del aceite procedente de semillas de uva por medio de extracción ultrasónica.	48
Tabla 10: Características fisicoquímicas del aceite de semillas de uva.....	51
Tabla 11: resultado de los valores de colorimetría IELAB del aceite de semillas de uva.	55
Tabla 12: Contenido de Ácidos grasos del aceite de semillas de uva (M1)	59
Tabla 13: Actividad antioxidante del aceite de semillas de uva (M1).....	61
Tabla 14: Características fisicoquímicas del aceite extraído de semillas de uva M1....	62

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Morfología de la baya (uva).	10
Figura 2: Racimo de uva de la variedad Moscatel de Alejandría.....	13
Figura 3: Residuos generados en el proceso de producción del vino.....	15
Figura 4: Estructura de la semilla de uva.	11
Figura 5: Estructura química de los triglicéridos.	21
Figura 6: Estructura química de los ácidos grasos.	21
Figura 7: Reacción de saponificación.	22
Figura 8: Hidrólisis ácida de un aceite o grasa.....	22
Figura 9: Reacción de hidrogenación.	23
Figura 10: Principio de cavitación acústica.....	25
Figura 11: Principio de cavitación acústica.....	26
Figura 12: Ultrasonido de señal de baja intensidad y alta frecuencia.	27
Figura 13: Ultrasonido de señal de baja intensidad y alta frecuencia.	27
Figura 14: Diagrama de flujo del enfoque experimental.	35
Figura 15: Diagrama de flujo para la obtención del aceite a partir de semillas de uva.	36
Figura 16: Diagrama experimental de la caracterización las semillas de uva mediante el análisis de su perfil de ácidos grasos y composición proximal.	38
Figura 17: Diagrama del procedimiento experimental para la determinación relativo a la temperatura, frecuencia y tiempo de los tres mejores tratamientos sobre el rendimiento.	39
Figura 18: Flujograma del experimento destinado a la evaluación de las características fisicoquímicas del aceite proveniente de semillas de uva.....	43
Figura 19: Gráfico del análisis del contenido de ácidos grasos en las semillas de uva.	47
Figura 20: Diagrama de Pareto de efectos estandarizados del rendimiento de extracción del aceite.	50
Figura 21: Disco de color estándar CIELAB: M1: muestra 1, M2: muestra 2, M3: muestra.	54
Figura 22: Grafico de intervalo de la densidad del aceite de semillas de uva.....	56
Figura 23: Grafico de intervalo del índice de acidez del aceite de semillas de uva.	57
Figura 24: Grafico de intervalo del índice de peróxido del aceite de semillas de uva.	57
Figura 25: Grafico de intervalo del índice de yodo del aceite de semillas de uva.	58
Figura 26: Grafico de intervalo del índice de color del aceite de semillas de uva.	58
Figura 27: Grafico de intervalo del índice de refracción del aceite de semillas de uva.	59
Figura 28: Grafica de los análisis del perfil ácidos grasos del aceite de semillas de uva.	60

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1 Orujo de uva de la variedad Moscatel de Alejandría y proceso de selección.	73
Anexo 2 Proceso de secado y molienda de las semillas de uva.	73
Anexo 3 Proceso de secado de las semillas molidas.	74
Anexo 4 Proceso de pesado de muestras de semillas de uva para la extracción.	74
Anexo 5 Proceso de adición de hexano a las muestras de semillas molidas de uva.	74
Anexo 6 Proceso de Pesado y adición de hexano a la muestra de semillas de uva.	75
Anexo 7 Proceso de extracción asistido por ultrasonido del aceite de semillas de uva.	75
Anexo 8 Proceso de centrifugado de la solución de aceite/hexano.	75
Anexo 9 Proceso de separación del hexano/aceite del solido (semillas de uva).	76
Anexo 10 Proceso de separación del hexano en el rotavapor.	77
Anexo 11 Determinación del color del aceite de semillas de uva extraído.	77
Anexo 12 Medición de la refracción del aceite de semillas de uva.	78
Anexo 13 Extracción de aceite de semillas de uva mediante SOXHLET (muestra patrón)	78
Anexo 14 Aceite obtenido mediante extracción por Soxhlet.	79
Anexo 15 Proceso de evaporación del hexano de las muestras de aceite.	79
Anexo 16 Análisis de actividad de antioxidantes del aceite de semillas de uva.	80
Anexo 17: Balance de materia prima de la EAU del aceite de semillas de uva Moscatel de Alejandría.	81
Anexo 18 Extracción asistida por ultrasonido del aceite de semillas de uva, variedad Moscatel de Alejandría.	82
Anexo 19 Análisis de la varianza de la temperatura, frecuencia y tiempo sobre el rendimiento del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido.	104
Anexo 20 Análisis de varianza, agrupación utilizando el método de tukey y una confianza de 95% del análisis fisicoquímico del aceite obtenido.	104
Anexo 21 Informe de análisis proximal de las semillas de uva.	107
Anexo 22 Informe de análisis de los ácidos grasos de las semillas de uva.	108
Anexo 23 Análisis fisicoquímico del aceite de semillas de uva, muestra 1 (mejor rendimiento).	109
Anexo 24 Análisis fisicoquímico del aceite de semillas de uva, muestra 2 (mejor rendimiento).	110
Anexo 25 Análisis fisicoquímico del aceite de semillas de uva, muestra 3 (mejor rendimiento).	111
Anexo 26 Informe del análisis de la viscosidad del aceite de semillas de uva.	112
Anexo 27 Informe de análisis de los ácidos grasos del aceite de semillas de uva.	114
Anexo 28 Informe de análisis de la actividad antioxidante del aceite de semillas de uva.	116
Anexo 29 Determinación de los análisis fisicoquímicos del aceite de semillas de uva. ...	117

RESUMEN

La presente investigación tiene como propósito analizar el rendimiento del aceite obtenido de semillas de uva mediante la técnica de extracción asistida por ultrasonido. Para la obtención del aceite se empleó un equipo ultrasónico de sonda. Las semillas fueron previamente tamizadas con una malla N° 40 para uniformar el tamaño de partícula. La relación solvente/soluto utilizada fue de 1:10 (g/mL). Las extracciones se realizaron a temperaturas de 40, 50 y 60 °C, con tiempos de 10 y 20 minutos, y bajo frecuencias ultrasónicas de 40 y 60 kHz. El análisis proximal de las semillas arrojó los siguientes resultados: proteína 4.13%, humedad 37.47%, grasa 8.05%, ceniza 1.53% y fibra 3.78%. En cuanto al perfil lipídico del aceite obtenido, se identificaron ácido oleico (1.374 g/100 g), ácido linoleico (0.165 g/100 g), ácido palmítico (2.030 g/100 g), ácido esteárico (0.175 g/100 g) y ácido Araquídico (0.015 g/100 g). El mayor rendimiento de extracción se registró utilizando una frecuencia de 60 kHz, a 40 °C y con un tiempo de 10 minutos. Los análisis fisicoquímicos realizados a las tres condiciones con mejor rendimiento reportaron densidades entre 0.84 ± 0.02 y 0.89 ± 0.02 g/cc; índices de refracción entre 1.4742 ± 0.0001 y 1.4747 ± 0.0001 nD; un índice de saponificación de 186.96 ± 6.70 mg KOH/g; índices de peróxido entre 7.33 ± 0.47 y 10.27 ± 1.16 meq O₂/kg; índices de acidez entre 0.70 ± 0.09 y 1.26 ± 0.11 mg KOH/g; e índices de yodo entre 57.53 ± 2.39 y 69.47 ± 7.11 mg de yodo/100 g. El aceite presentó un color predominantemente amarillo, característico de los aceites vegetales, siendo la muestra M3 la que mostró una tonalidad más intensa y ligeramente más oscura que M1 y M2. En la determinación del perfil de ácidos grasos, el ácido linoleico ($70.26\pm 0.01\%$) y el ácido oleico ($18.34\pm 0.03\%$) fueron los componentes más abundantes. Asimismo, el aceite de semillas de uva evidenció una elevada actividad antioxidante, demostrada por una inhibición del radical DPPH del 59.1%.

Palabras clave: Aceite de semillas de uva, ácidos grasos, extracción asistida por ultrasonido, rendimiento, semillas de uva.

ABSTRACT

This research focuses on evaluating the yield of grape seed oil using ultrasound-assisted extraction. To obtain the oil from the grape seeds, an ultrasound-assisted extraction method was employed. The particle size of the seeds for oil extraction was sieved through a No. 40 mesh, the solvent-to-solid ratio was 1:10 (g/mL), and the oil extraction was carried out at temperatures of 40, 50, and 60°C, for 10 and 20 minutes, and at frequencies of 40 and 60 kHz. The proximate analysis of the grape seeds showed a protein percentage of 4.13%, moisture of 37.47%, fat 8.05%, ash 1.53%, fiber 3.78%, and the fatty acids present in the oil were oleic acid with 1.374 g/100 g, linoleic acid 0.165 g/100 g, palmitic acid 2.030 g/100 g, stearic acid 0.175 g/100 g, and arachidic acid 0.015 g/100 g. The best grape seed oil extraction yield was obtained at a frequency of 60 kHz, a temperature of 40°C, and an extraction time of 10 minutes. The physicochemical analyses of the grape seed oil from the three best oil extraction yields showed densities between 0.84 ± 0.02 g/cc and 0.89 ± 0.02 g/cc, a refractive index of 1.4742 ± 0.000 nD to 1.4747 ± 0.0001 nD, a saponification index of 186.96 ± 6.70 mg KOH/g, a peroxide index of 7.33 ± 0.47 meqO₂/kg – 10.27 ± 1.16 meqO₂/kg, an acidity index of 0.70 ± 0.09 mg KOH/g – 1.26 ± 0.11 mg KOH/g, iodine value of 57.53 ± 2.39 mg iodine/100 – 69.47 ± 7.11 mg iodine/100, and a predominant yellow color was observed, characteristic of many vegetable oils. M3 has more yellowish tones and is slightly darker than M1 and M2. In the evaluation of fatty acids, linoleic ($70.26\pm 0.01\%$) and oleic ($18.34\pm 0.03\%$) were the most representative fatty acids in the oil, and grape seed oil showed high antioxidant activity, as its DPPH free radical inhibition capacity was 59.1%.

Keywords: Grape seed oil, fatty acids, ultrasound-assisted extraction, yield, grape seeds.

INTRODUCCIÓN

La creciente demanda de aceites vegetales de alta calidad, ha incentivado la búsqueda de métodos innovadores y eficientes para la extracción de compuestos lipídicos. Entre estos aceites vegetales de interés, el aceite de semillas de uva (*Vitis vinifera*) destaca por su rica composición en ácidos grasos insaturados, particularmente linoleico ω -6 (58 – 78%) y oleico ω -9 (12-28%) que es beneficiosa para la salud humana” (CODEX STAN 210-1999, 2016) estos ácidos grasos también contienen componentes químicos con importancia biológica debido a la actividad antioxidante, entre los cuales se incluye a los fitoesteroles, tocoferoles, tocotrienoles, flavonoides, ácidos fenólicos y carotenoides (Shinagawa, de Santana, et al., 2015).

En este contexto, los métodos tradicionales de extracción presentan limitaciones relacionadas con el rendimiento y la preservación de los compuestos bioactivos. Por ello, la EAU surgió como una alternativa prometedora, debido a su capacidad para mejorar el rendimiento de extracción y mantener la calidad de los compuestos funcionales del aceite, gracias a la aplicación de ondas ultrasónicas y la combinación óptima de variables de ultrasonidos, como la intensidad y el tiempo (Corona-Jiménez et al., 2016).

Este proyecto de investigación se plantea como finalidad aprovechar los residuos de semillas de uva y analizar el rendimiento del aceite extraído haciendo uso de la extracción por cavitación ultrasónica. Para ello, se aplicó los siguientes objetivos específicos: caracterizar las semillas de uva en cuanto a su composición proximal y perfil de ácidos grasos; determinar el comportamiento del sistema en función de la temperatura, la frecuencia, así como del tiempo en la cantidad de aceite extraída del aceite obtenido mediante ultrasonido; y evaluar las propiedades fisicoquímicas del aceite de semillas de uva extraído bajo esta metodología.

CAPÍTULO I

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1. Problema de investigación

El Perú cuenta con recursos naturales que no son aprovechados, específicamente en un área tan importante como lo es la producción de aceites y grasas (Gonzales & Robles, 2018). La producción de residuos en la agroindustria se debe a las diversas fases que implican los procesos productivos y significan una problemática ambiental a nivel global, esto se debe a que gran parte no son procesados de forma adecuada (Vargas & Pérez, 2018). Además, estos residuos, poseen un enorme potencial el cual puede ser aprovechable en diversos procesos, de esta manera aportar valor agregado, (Alto et al., 2022).

Según la INEI, (2022), En el territorio peruano, el volumen de producción de uva ha ido en ascenso mostrado un crecimiento sostenido desde 1995 hasta alcanzar 206,656 toneladas en enero de 2022. Esta cifra representa un incremento del 10.5% respecto al año anterior. Los principales departamentos productores fueron Piura, con el 25.9% del total, e Ica, con el 9.3%. De manera relacionada, la industria del pisco también registró un aumento significativo, alcanzando un crecimiento de aproximadamente 7 millones de litros hasta el año 2019. Ruiz, (2022). Según la Organización Internacional de la Viña y el Vino (OIV) menciona que, por cada 100 kg de uva se generan aproximadamente 25 kg de residuos, de los cuales el 50% son hollejos, 25% tallos y el 25% restante son semillas, generando de esta manera grandes cantidades de residuo, constituyéndose como focos de contaminación ambiental generado por esta industria debido a que este subproducto es desechado (Avalos, 2021).

Los enfoques tradicionales de extracción de aceites, como el prensado, el procedimiento de extracción por macerado, la percolación y el método Soxhlet este último uno de los más empleados en la actualidad presenta diversas limitaciones. Entre ellas se destacan los largos tiempos de procesamiento, el elevado consumo de energía, la necesidad de utilizar grandes volúmenes de solventes y, en muchos casos, la obtención de rendimientos relativamente bajos. A ello se suma la creciente demanda de materias primas de origen vegetal, que ha generado un aumento en los subproductos agroindustriales, como las

semillas, las cuales con frecuencia carecen de un manejo adecuado para su disposición final. Gonzales, (2018)

Una alternativa a esta situación es aprovechar los subproductos (semillas de uva) de los procesos del pisco y vino mediante la extracción del aceite de las semillas, debido a que este subproducto de la industria vitivinícola presenta grandes propiedades antioxidantes que le otorgan los compuestos fenólicos como catequinas, antocianinas y flavonoides, y es rico en ácidos grasos insaturados” Córdova and Nuñez, (2015).

Problema general

- ¿Cuál es el rendimiento del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido, considerando su composición, el rendimiento bajo distintas condiciones y las propiedades fisicoquímicas del aceite extraído?

Problemas específicos

- ¿Cuál es la composición química proximal de las semillas de uva?
- ¿Cuál será el rendimiento del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido?
- ¿Cuáles son las características fisicoquímicas del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido?

1.2. Objetivos

1.2.1. Objetivo general

- Evaluar el rendimiento del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido, considerando su composición, el rendimiento bajo distintas condiciones y las propiedades fisicoquímicas del aceite extraído.

1.2.2. Objetivos específicos

- Caracterizar las semillas de uva con mediante el análisis de su perfil de ácidos grasos y composición proximal.
- Determinar la influencia de la temperatura, frecuencia y tiempo sobre el rendimiento del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido.
- Evaluar las características fisicoquímicas del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido.

1.3. Justificación

La industria vitivinícola solo es utilizada el líquido y la pulpa del fruto, lo que ocasiona de esta manera un alto volumen de residuos (semillas) que no están siendo aprovechadas. Santiago & Vargas (2004) consideran que las semillas representan aproximadamente del 3-6% del peso de la uva, se puede estimar que se han generado aproximadamente 3 108 000 kg de semillas al año solo en la producción de pisco, sin considerar lo generado en la producción de vinos, con estos datos podemos tener una idea de la magnitud del problema que representa estos residuos.

La investigación tiene como finalidad el aprovechamiento de este residuo (semillas) extrayendo el aceite de la semilla mediante extracción asistida por ultrasonido, ya que es una alternativa que se usa para poder aislar los compuestos Hussam (2013). Asimismo, cabe destacar que se trata de un proceso de corta duración y con alta reproducibilidad, que disminuye significativamente el uso de disolventes, facilita la manipulación, mejora la pureza del producto final y reduce la generación de aguas residuales tras el tratamiento. Además, requiere únicamente una fracción de la energía empleada en los métodos de extracción tradicionales Mason, (2015). La aplicación del ultrasonido US para la extracción de diferentes tipos de compuestos en alimentos como hierbas, especies, semillas se ha corroborado en diferentes estudios; siendo una técnica eficiente, fácil de manipular y operar en las industrias, a bajo costo con impacto positivo en el medio ambiente Chutia and Mahanta, (2020). La eficiencia y la velocidad de extracción pueden optimizarse ajustando las condiciones del ultrasonido, especialmente la intensidad y el tiempo de aplicación.

Además “el aceite de semillas de uva es rico en ácidos grasos insaturados, particularmente linoleico ω -6 (58 – 78%) y oleico ω -9 (12-28%) que son beneficiosos para la salud humana” (CODEX STAN 210-1999, 2009). Estos ácidos grasos también contienen componentes químicos con importancia biológica debido a la actividad antioxidante, entre los cuales se incluye a los fitoesteroles, tocoferoles, tocotrienoles, flavonoides, ácidos fenólicos y carotenoides (Shinagawa, Carvalho, et al., 2015).

Por consiguiente, la finalidad principal de esta investigación es examinar el rendimiento del aceite obtenido de semillas de uva utilizando la técnica de extracción asistida por ultrasonido.

Justificación: impacto ambiental

El aprovechamiento de estos residuos orgánicos será beneficioso para las empresas

peruanas y pobladores, ya que dándole un valor agregado generaría menos desechos, en tal sentido no generaría un impacto ambiental negativo, ya que se disminuiría la contaminación ambiental. en concreto, los datos de la Organización Internacional del Vino (OIV), 100 kg de uva generan 25kg de desechos, un 50 % es de pieles de uva, un 25% de tallos y 25% de semillas (Bambaren V, 2021).

Justificación: económica

El reducido contenido de grasas lo convierte en un producto favorable para la disminución del colesterol y la prevención de la obesidad. Considerando que en el Perú el 36.9% de la población adulta presenta obesidad, existe un mercado potencialmente interesado en adquirir productos que contribuyan a una alimentación más saludable, según el Colegio de Nutricionistas del Perú, (2019). Las personas que incorporan alimentos saludables en su rutina diaria representan un mercado potencial. Del mismo modo, se estima que el 49% de la población mantiene una dieta baja en grasas. según Nielsel (2016). Las semillas de uva constituyen un subproducto obtenido a partir de los desechos generados en la actividad vitivinícola, lo que convierte a esta materia prima en una opción de bajo costo.

CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Antecedentes

Extracción de aceite de semillas de uva (*Vitis vinifera* L.) usando CO₂ reciclable – etanol expandido, elaborado por Li et al., (2020). El propósito de la presente investigación fue analizar la posibilidad de CO₂-Etanol expandido (CXE) como medio verde para la recuperación del aceite extraído de semilla de uva. Las condiciones óptimas de extracción se obtuvieron mediante la metodología derivado de superficie de respuesta (RSM) acoplada al diseño de Box-Behnken (BBD): presión de 7,4 MPa, temperatura de 314 K y CO₂ fracción molar de 0,3. El rendimiento de aceite más alto fue del 13,6% por extracción CXE fue equivalente o incluso superior al obtenido con métodos convencionales, incluidos los disolventes orgánicos y el CO₂ supercrítico. El aceite CXE contenía un 87,5 % de ácidos grasos insaturados totales, destacando el ácido linoleico hasta un 75,5 %, presentando una mayor capacidad antioxidante.

Optimización del proceso de recuperación de aceite de semillas de *Vitis vinifera* utilizando CO₂ supercrítico, elaborado por Barriga-Sánchez et al., (2018). El objetivo del estudio fue optimizar el rendimiento de la extracción de aceite de semillas de uva mediante técnicas de extracción mejoradas utilizando CO₂ supercrítico y evaluar la calidad del aceite obtenido a partir de las semillas de uva mediante los índices de peróxido y anisidina. Las extracciones se llevaron a cabo siguiendo un diseño MSR, a partir del cual se determinaron los rendimientos de aceite y los valores de peróxido y anisidina. Además, la composición de ácidos grasos presentes en el aceite se analizó empleando cromatografía de gases y evaluando la actividad antioxidante del aceite se evaluó mediante la reducción del radical 1,1-difenil-2-picrilhidrazil (DPPH) en el aceite optimizado con CO₂, comparándolo con un aceite extraído con hexano empleado como referencia. Se observó que la presión, temperatura y flujo del CO₂ influyeron significativamente en el rendimiento de extracción, aunque no mostraron efectos sobre los índices de peróxido y anisidina. El aceite obtenido presentó un 66.45% de ácido linoleico, un 20.05% de ácido oleico y una actividad antioxidante equivalente a 7.80 mM de Trolox.

Extracción de aceite asistida por ultrasonido de granos de girasol alto esteárico alto oleico, elaborado por Spinella, et al., (2015), el trabajo evalúa el efecto de las variables (temperatura, potencia, contenido de humedad) durante la extracción con solvente asistida por ultrasonido sobre el rendimiento. Se llevó a cabo a dos contenidos de humedad: El proceso consideró granos descascarados con un 8,3% de humedad en base seca y una humedad final del 4,01% en base seca. Las pruebas experimentales se realizaron durante 30 minutos de aplicación de ultrasonido, empleando una relación muestra-solvente de 1:10 (g/mL), diferentes temperaturas de operación (25, 30, 40, 50 y 60 °C) y un tamaño de partícula menor a 840 µm. Para ello Se utilizaron dos métodos de baños ultrasónicos con potencias de 100 W y 400 W. Los resultados mostraron que el rendimiento de aceite obtenido mediante extracción asistida por ultrasonido. No se observaron diferencias significativas entre las potencias estudiadas ni entre los distintos niveles de humedad del grano a las diversas temperaturas evaluadas. Asimismo, las extracciones realizadas a 40, 50 y 60 °C no mostraron variaciones estadísticamente relevantes. Luego, se comparó el rendimiento obtenido con el método convencional de extracción Soxhlet, empleando muestras que previamente habían sido expuestas a 30 minutos de ultrasonido bajo las condiciones óptimas. Aunque la aplicación de ultrasonido al inicio del proceso no aumentó el rendimiento final de aceite, sí permitió disminuir de manera notable el tiempo total de extracción. Finalmente, los datos experimentales se ajustaron a un modelo cinético para la extracción de aceite por solvente mediante el método Soxhlet.

Ultrasonido asistido por cavitación disruptando la pared celular de la semilla de zapallo (*Cucúrbita máxima* Duch.) variedad macre para acelerar el proceso de extracción sólido líquido, elaborado por Gonzales, (2018), la presente investigación, tiene como objetivo evaluar el efecto del tiempo, temperatura y relación de almendra/solvente para acelerar la EAU por cavitación disruptando la pared celular de la almendra de zapallo (macre), sobre el rendimiento. Durante el proceso de extracción se evaluaron distintas temperaturas (40, 50 y 60 °C), tiempos de operación (20, 40 y 60 minutos) y relaciones almendra de zapallo–alcohol isopropílico (1:5, 1:10 y 1:15). El mayor rendimiento obtenido fue del 38.6%, alcanzado a 60 °C, con un tiempo de 40 minutos y una relación de 1:10. Bajo estas condiciones se determinaron los parámetros fisicoquímicos: El aceite obtuvo un índice de refracción de 1.468, una densidad de 0.915 g/mL, un índice de yodo de 127.93 g I/100 g, un índice de peróxidos de 1.89 m-eq O₂/kg y un índice de acidez de 0.98 mg NaOH/g. Estos valores indican que la aplicación de ultrasonido por cavitación

agiliza el proceso de extracción sólido-líquido de aceites, consolidándose como una técnica innovadora, limpia, simple y rápida, además de requerir un menor consumo energético en comparación con los métodos convencionales.

Una revisión exhaustiva de la extracción asistida por ultrasonido (EAU) para componentes bioactivos: principios, ventajas, equipos y tecnologías combinada, elaborado por: Translated et al., (2023). El objetivo de esta revisión es comprender a fondo los principios, beneficios e impacto en los componentes bioactivos de la EAU. La creciente atención a la salud y el bienestar ha despertado un interés en los componentes bioactivos en la industria alimentaria. Estos componentes están ganando popularidad debido a sus posibles beneficios para la salud general. Este interés ha resultado en un aumento continuo de la demanda de componentes bioactivos. La EAU ofrecen ventajas para aumentar el rendimiento de los componentes bioactivos. Las propiedades físicas distintivas de las ondas ultrasónicas permiten alterar los tejidos celulares provocando una ruptura, lo que facilita la extracción. Además, los tiempos de extracción son más cortos manteniendo una alta eficiencia de extracción. La EAU ofrecen ventajas de bajas temperaturas de extracción en rango de la temperatura se establece típicamente 40° y 60°C, lo que resulta beneficioso, las temperaturas bajas contribuyen a la reducción del consumo de energía durante la extracción. Sin embargo, existen factores que afectara la extracción al usar US incluyendo los parámetros (potencia, frecuencia, etc.), características del solvente de extracción (viscosidad, tensión superficial, etc.) y parámetros ambientales de extracción (temperatura, presión, otros). Para lograr una eficiencia de extracción, es imperativo ajustar estos parámetros, ya que EAU puede resultar una baja eficiencia, incluso menor que los métodos de extracción tradicionales. además, las condiciones inapropiadas pueden afectar negativamente las propiedades fisicoquímicas.

2.1. Marco teórico

2.1.1. Generalidades de la uva (*Vitis vinifera* L)

El cultivo de uva, fruto de la vid y miembro del género *Vitis*, agrupa numerosas especies trepadoras que producen bayas comestibles utilizadas tanto en fresco como en la elaboración de vino, mosto y vinagre. Los racimos pueden incluir de 6 a 300 frutos de distintos colores negro, morado, amarillo, dorado, púrpura, rosado o verde. Evolutivamente, las uvas claras derivan de las rojas por una mutación genética que impide

la formación de antocianos, pigmentos que determinan la coloración de las uvas oscuras (Dirección de Formación Agraria, 2012).

La uva es una baya de forma esférica u ovalada, con un diámetro promedio de 12 a 18 mm, compuesta por tres partes principales: hollejo (epicarpio), pulpa (mesocarpio) y pepitas (Grupo de Investigación en Viticultura - UPM, 2015). Es originaria del oeste de Asia y actualmente se cultiva en todo el mundo, siendo uno de los frutales más antiguos (Chen et al., 2020). A nivel global, ocupa cerca de 7,5 millones de hectáreas, con una producción anual aproximada de 78 millones de toneladas (Ustun et al., 2020). Europa, Asia y América concentran el 39%, 34% y 18% de la producción respectivamente, destacando China, Italia, Estados Unidos, Francia, España y Turquía como los principales productores (OIV, 2017). Del total producido, alrededor del 71% se destina a la vinificación, el 27% al consumo en fresco y el 2% a la producción de uvas secas (Lopes de Meneses et al., 2020).

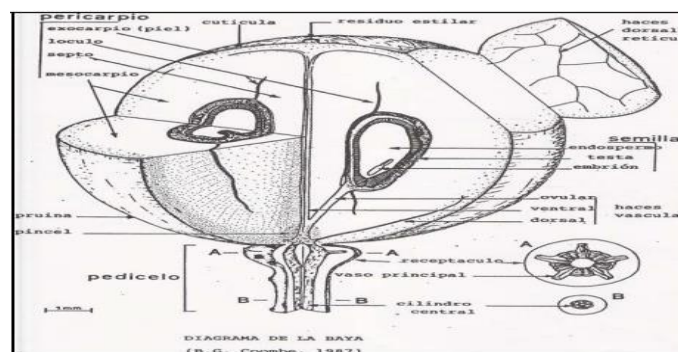


Figura 1: Morfología de la baya (uva).

FUENTE: Grupo de Investigación en Viticultura - UPM (2015).

2.1.2. Producción de uva en Perú

En el Perú, las áreas de mayor producción de uva en el Perú se localizan en la región de costa sur, especialmente en los departamentos ubicados en la región Lima, Ica, Arequipa, Moquegua y Tacna, donde la cosecha se lleva a cabo principalmente entre los meses de noviembre y febrero. En la costa norte, la producción se concentra principalmente en las regiones de Trujillo y Piura, áreas que presentan condiciones climáticas favorables para el cultivo durante gran parte del año. Gracias a su clima, el país produce uva durante todo el año, lo que le permite abastecer los mercados internacionales en los meses de menor oferta mundial, especialmente entre diciembre y marzo (Córdova & Nuñez, 2015).

La producción de uva en el Perú alcanzó 152 mil 419 toneladas en noviembre del 2023 y creció en 27,6% con relación a similar mes del año 2022 (119 mil 477 toneladas),

influenciada por el adelanto de las cosechas de este cultivo destinado al mercado externo y agroindustria (INEI, 2023).

2.1.1. Semillas de uva

Las semillas de uva, recubiertas por una delgada capa protectora llamada endocarpio, constituyen entre el 10 % y el 12 % del orujo húmedo y son ricas en aceites y taninos (Grupo de Investigación en Viticultura - UPM, 2015; (C. Moya, 2017). Este subproducto de la industria vinícola ha adquirido gran relevancia por su potencial aprovechamiento (Navas, 2009). Cada baya suele contener dos semillas, que presentan tres zonas externas pico, vientre y dorso y, en su interior, el albumen y el embrión. A nivel mundial, se generan más de 3 millones de toneladas de semillas de uva al año, de las cuales entre el 20 % y el 25 % se desechan durante el proceso de producción (Coelho et al., 2018; Ustun et al., 2020).

Las semillas de uva contienen diversos compuestos con actividad antioxidante, entre ellos vitamina E, carotenoides y polifenoles (5 %-8 %), que potencian su capacidad antioxidante. Además, aportan proteínas, fibra, carbohidratos, minerales y lípidos (Hidalgo, Gómez, et al., 2016; Ustun et al., 2020). Según Hidalgo, et al., (2016), uno de sus principales beneficios para la salud es la alta concentración de antioxidantes tipo (complejos oligoméricos y poliméricos), en niveles superiores similares a los que se encuentran en el hollejo y en el vino. Estas sustancias participan en la protección del organismo la afectación generada por los radicales libres, contribuyendo a retrasar el envejecimiento y el desgaste celular. Por su parte, Matthäus, citado por (Navas, 2009), destaca que los polifenoles de las semillas de uva neutralizan los radicales libres responsables de enfermedades relacionadas con el estrés oxidativo.

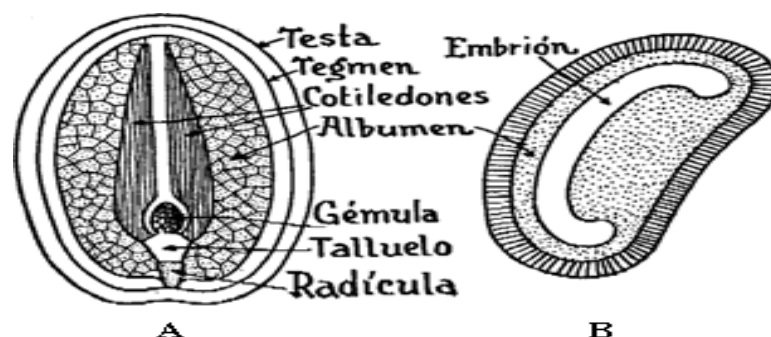


Figura 2: Estructura de la semilla de uva.

Nota: **A:** macororó; **B:** amapola. Tomado de Biología en tono menor.

FUENTE: Bernardo, (2022).

En el Perú, las semillas de uva no cuentan con un aprovechamiento industrial significativo, destinándose principalmente a para la elaboración de alimento para animales y como fertilizante orgánico. En cambio, en naciones como Alemania, Francia e Italia, estos residuos se destinan principalmente a la obtención de aceite apto para consumo, siendo estos los principales exportadores tradicionales. En Sudamérica, destacan Argentina y Chile como los productores con mayor relevancia en este ámbito (C. R. Moya, 2017).

2.1.2. Variedad de uvas

Las variedades de uva cultivadas en el Perú y de acuerdo con los criterios de la Organización Internacional de la Viña y el Vino (OIV) se presentan en la Tabla 1.

Tabla 1: Principales cultivares de uva del Perú avalados por la Organización Internacional de la Viña y el Vino.

Nombre Internacional	Nombre nacional	Nombre Internacional	Nombre nacional
Albilla B	-	Negra Criolla	-
Autumn Royal	-	Petit Verdot N	-
Borgoña blanca	Isabella blanca	Pinot Noir N	-
Borgoña Negra	Isabella negra	Quebranta	-
Burdeos	-	Red Globe Rs	Rosito
Cabernet Sauvignon N	Burdeos tinto	Sauvignon Blanc B	-
Chardonnay B	-	Sirah N	-
Chenin B	-	Sugraone	-
Crimson seedless B	-	Superior Seedless B	-
Flame Seedless Rg	F32 – 137	Tannat N	-
Italia B	Moscatel de Alejandría	Tempranillo N	-
Malbec N	-	Thompson Seedless B	-
Merlot N	-	Torontel B	Torrentés
Mollar	Negra mole	Ugni Blanc B	-
Moscatel N	Moscatel rosado	Uvina N	-

FUENTE: Organización Internacional de la Viña y el Vino, (2022)

a) Variedad de uva Moscatel de Alejandría

La variedad Moscatel de Alejandría es una uva de tipo blanco que se distingue por su aroma pronunciado, su gusto dulce y su elevado nivel de azúcares. Sus frutos son de gran

tamaño, con pulpa abundante y usualmente poseen entre dos y tres semillas. Estas poseen altos niveles de resveratrol, compuesto con propiedades antimicrobianas, antiinflamatorias y beneficiosas para la salud cardiovascular. El característico aroma a almizcle de esta uva proviene de compuestos presentes en la piel y en la pulpa cercana (Cutanda, 2022).



Figura 3: Racimo de uva de la variedad Moscatel de Alejandría.

FUENTE: Vitivinicultura, (2018).

2.1.3. Composición química de la uva

La proporción de componentes nutricionales de las uvas puede diferir dependiendo de su tipo, así como de su color. El potasio es el mineral predominante, especialmente en las uvas tintas, mientras que el magnesio y el calcio se presentan en niveles moderados y son más abundantes en las uvas blancas (Córdova & Nuñez, 2015).

Tabla 2: Valores nutricionales en 100 gramos de uva comestible.

	Uva blanca	Uva negra
Hidratos de carbono (g)	16.1	15.5
Calorías	63	67
Proteína	0.6	0.6
Fibra (g)	0.9	0.4
Grasas	0	0
Magnesio (mg)	10	4
Potasio (mg)	250	320
Vitamina B6 (mg)	0.1	0.1
Calcio (mg)	17	4
Ácido fólico (mcg)	16	26
Provitamina A(mcg)	3	3

FUENTE: Cordova and Nuñez, (2015).

La uva es rica en compuestos fenólicos, responsables de las propiedades distintivas del vino. Para los vinos blancos, los compuestos provienen sobre todo de la pulpa de la uva, a diferencia de ello, en los vinos tintos se obtienen mayormente procedentes de la piel y de las semillas. Entre ellos destacan las catequinas y epicatequinas, flavan-3-oles

monoméricos abundantes en la piel, así como sus formas poliméricas, las proantocianidinas o taninos condensados, presentes en las semillas y que pueden incluir subunidades de ácido gálico (Latorre, 2016).

La presencia de polifenoles en la uva no es uniforme; la mayor proporción se encuentra en las semillas (60 %) y en la piel (30 %), mientras que la pulpa y los tallos contienen cantidades mucho menores del 10 %. Estos compuestos poseen una notable actividad antioxidante, atribuida a su capacidad para quedar hierro, neutralizar neutralizan radicales libres y bloquean la actividad de enzimas como la lipooxigenasa, ciclooxigenasa, mieloperoxidasa y xantina oxidasa. Gracias a estas funciones, los polifenoles previenen la formación de especies reactivas de oxígeno y de hidroperóxidos orgánicos, desempeñando un papel esencial en la protección frente al estrés oxidativo (Escamilla et al., 2009; Perez, 2003).

2.2. Residuos Generados de la producción vitivinícola

Cada año se generan alrededor de 15,8 millones de toneladas de residuos de uva, que incluyen aproximadamente 2,66 millones de toneladas de semillas (Li et al., 2020). Solo la industria vinícola produce cerca de 12 millones de toneladas de orujo anualmente (Minjares-Fuentes et al., 2014), compuesto por semillas (50 %), tallos (25 %) y pieles (25 %) (Farías-campomanes et al., 2013). Según Ustun et al. (2020), las semillas representan entre el 20 % y el 26 % del orujo. Este subproducto, al igual que otros residuos agrícolas, constituye un problema ambiental (Sun et al., 2016). Aunque algunas bodegas lo emplean como alimento para animales (Demiral & Güngör, 2016), su uso no es recomendable debido a su alta fibrosidad y baja digestibilidad.

Según Mendez, (2022), el sector vitivinícola produce considerables volúmenes de efluentes y generan subproductos y desechos en cada una de las fases involucradas en la producción del vino. Estos desechos se clasifican en cuatro grupos principales, según sus características y naturaleza física:

- Orujos: Constituidos únicamente por la cascara de la uva y las semillas.
- Raspón: Incluye las uvas que se desechan, el escobajo, las hojas y las cabezas y colas de las ramas.
- Lías: Residuos generados en los procesos de fermentación alcohólica y clarificación, conocido también como borras.
- Lodos: Son los efluentes líquidos derivados del tratamiento de aguas residuales y la vinaza resultante del proceso de destilación del vino base.

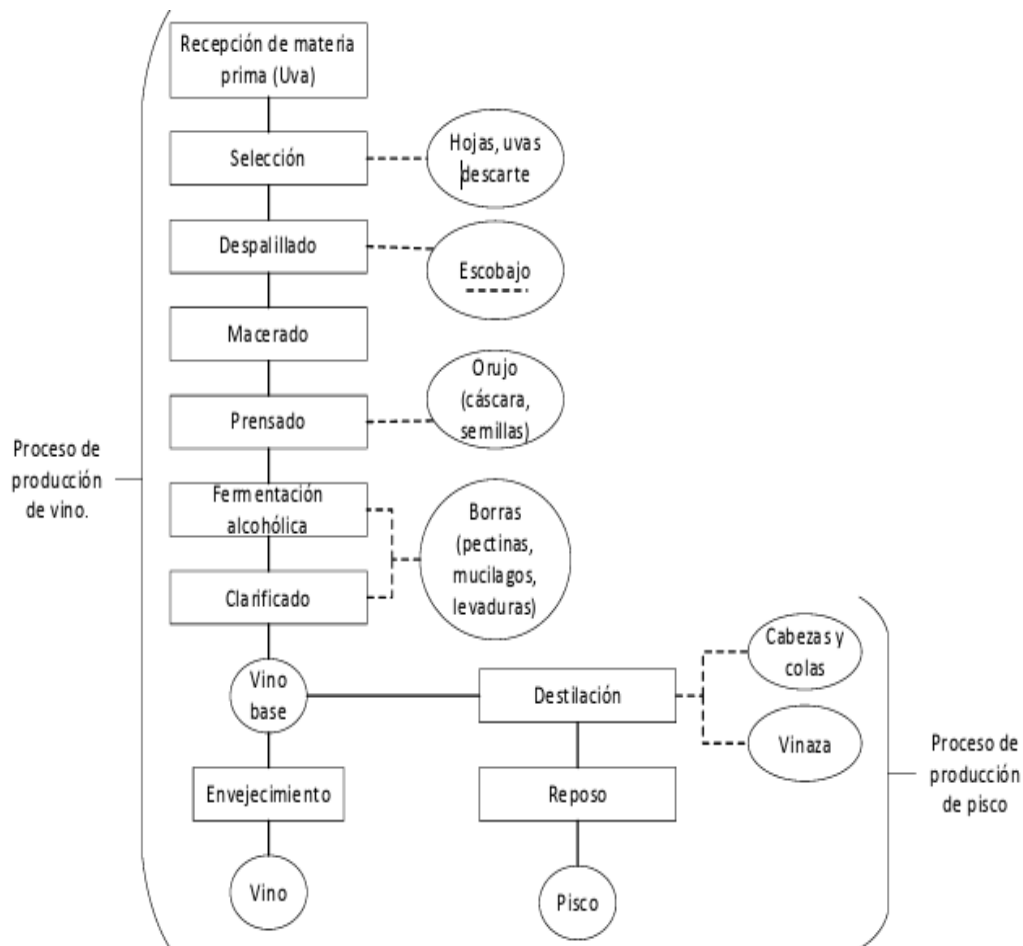


Figura 4: Residuos generados en el proceso de producción del vino.

FUENTE: Mendez, (2022).

Una alternativa de uso para este subproducto es la extracción de aceites comestibles de las semillas por su contenido oleaginoso y compuestos fenólicos y fitoquímicos (Lopes et al., 2018).

2.2.1. Composición química de las semillas de uva

Las pepas de uva poseen múltiples compuestos con una marcada capacidad antioxidante, entre los cuales se destacan la vitamina E, los carotenoides y los polifenoles (5 %–8 %), responsables de potenciar dicha capacidad. Se ha comprobado que uno de sus principales beneficios para la salud es su alto contenido de antioxidantes oligoméricos y poliméricos, en concentraciones superiores a las del hollejo y el vino, los cuales protegen al organismo frente a los radicales libres, previniendo el envejecimiento y el deterioro prematuro de órganos, tejidos y células (Hidalgo, Gomez, et al., 2016; Ustun et al., 2020). Según Matthäus, citado por Navas (2009), los polifenoles presentes en las semillas de uva neutralizan los radicales libres asociados al estrés oxidativo. Asimismo, entre los polifenoles, los taninos condensados destacan por su acción antioxidante, su capacidad

para captar radicales libres y su efecto inhibidor sobre la peroxidación lipídica (C. R. Moya, 2017).

Las semillas de uva presentan el mayor contenido de compuestos fenólicos y, por su alta actividad antioxidante, pueden emplearse como materia prima en la elaboración de suplementos nutricionales. Entre sus principales componentes destacan la vitamina E, los carotenoides, los flavonoides y los polifenoles (Yilmaz et al., 2015). En las uvas tintas, las semillas concentran alrededor del 63 % de los fenoles totales, seguidas por la piel (34 %) y el zumo (3 %). En términos generales, las variedades tintas poseen un contenido fenólico superior al de las variedades blancas (Passos, Cardoso, et al., 2010).

Las semillas de uva representan aproximadamente el 6 % del peso total del fruto y están compuestas principalmente por agua (25–45 %), carbohidratos (34–36 %), taninos (4–10 %), compuestos nitrogenados (4–6,5 %), minerales (2–4 %), lípidos (13–20 %), pentosas (10–12 %), celulosa (30–33 %) y cenizas (2,5–4 %) (Zúñiga et al., 2003). Además, contienen proteínas, fibra y carbohidratos, destacando por su elevado contenido de ácidos grasos poliinsaturados, entre los cuales predominan el ácido oleico (22 %) y el ácido linoleico (67 %) (Padley, 1994).

2.2.2. Aceite de semilla de uva

Las semillas de uva están compuestas por dos capas externas que actúan como cubierta y un interior denominado albumen, donde se encuentra el embrión y el aceite conocido como aceite de semilla de uva (Ramos, 2015). Este aceite se caracteriza por su alto contenido de ácidos grasos insaturados, que representan más del 89 % de su composición total, siendo en su mayoría ácidos grasos esenciales, principalmente linoleico y oleico (Davidov-Pardo & McClements, 2015). Su relevancia nutricional se debe a que actúan como precursores de ácidos grasos de cadena más larga y con mayor grado de insaturación, como el araquidónico (AA) y el docosahexaenoico (DHA), los cuales presentan importantes efectos biológicos (Churata, 2018).

Las semillas de uva representan una fuente relevante de compuestos fenólicos y contienen una proporción considerable de aceite, que varía entre el 10 % y el 20 % en peso. Este aceite se identifica por su abundancia de ácidos grasos poliinsaturados (alrededor del 85 %) y de antioxidantes. Entre ellos destaca el ácido linoleico, un nutriente esencial para el ser humano, que constituye más del 70 % de los ácidos grasos totales que forman parte del aceite de semilla de uva.

La proporción de estos componentes puede variar en función del origen, la variedad, las condiciones del suelo y del clima, el grado de madurez del fruto y los métodos de procesamiento (Coelho et al., 2018; Passos et al., 2009; Ustun et al., 2020).

a. Propiedades fisicoquímicas del aceite de semillas de uva

Las características físico-químicas de los aceites están influenciadas por su composición en ácidos grasos, la cual también determina su calidad nutricional. En general, los aceites se describen y clasifican según el tipo y proporción de ácidos grasos que contienen, distinguiéndose tres grupos principales: poliinsaturados (PUFA), monoinsaturados (MUFA) y saturados (SFA).

En la tabla 3 se muestran las características físicas y químicas del aceite de semillas de uva según la norma del Codex Alimentarius (CODEX STAN 210-1999, 2016).

Tabla 3: Aspectos físico-químicos del aceite extraído de semillas de uva.

Características	Valor
Densidad relativa (20°C)	0.920 – 0.926
Índice de refracción (N _D 40°C)	1.467- 1.477
Índice de yodo (WIJS)	130-138
Índice de saponificación (mg KOH/g de aceite)	188 – 194
Materia insaponificable (g/kg)	< = 20

FUENTE: CODEX STAN 210-1999, (2016).

“Los ácidos grasos, junto con las proteínas y los carbohidratos, constituyen los principales componentes de la materia biológica” (Yang et al., 2018). El aceite de semilla de uva está formado principalmente por lípidos neutros, especialmente triacilgliceroles (TAG) (Ustun et al., 2020). Según Lampi & Heinonen (2009), este aceite contiene siete tipos predominantes de TAG, compuestos en su mayoría por los ácidos linoleico (18:2), oleico (18:1), palmítico (16:0) y esteárico (18:0), los cuales representan más del 90 % de su composición total.

La tabla 4 presenta el caracterización de los ácidos grasos del aceite obtenido de semillas de uva de acuerdo con lo establecido en la norma CODEX STAN 210-1999, (2016).

Tabla 4: Perfil de ácidos grasos del aceite de semilla de uva analizado por CGL (% del total de ácidos grasos).

Ácidos grasos	Aceite de semillas de uva	Ácidos grasos	Aceite de semillas de uva
C6:0	ND	C18:2	58 – 78
C8:0	ND	C18:3	ND – 1.0
C10:0	ND	C20:0	ND – 1.0
C12:0	ND - 0.5	C20:1	ND
C14:0	ND - 0.3	C20:2	ND
C16:0	5.5 – 11	C22:0	ND - 0.3
C16:1	ND – 1.2	C22:1	ND
C17:0	ND	C22:2	ND
C17:1	ND	C24:0	ND – 0.1
C18:0	3.0 – 6.0	C24:1	ND
C18:1	12 – 28		

Nota. ND: no detectable, definido como $\leq 0.05\%$.

FUENTE: CODEX STAN 210-1999 (2016).

“La composición química de las semillas de uva es rica en ácidos grasos (13%–19%), proteínas (11%), carbohidratos (60%–70%) y antioxidantes” (Ustun et al., 2020)0– 25% p/p en material crudo de componentes poli fenólicos en base seca” (Bail et al., 2008; Passos, Silva, et al., 2010). Además, contiene 7% de fenoles complejos, 40% de fibra, entre 12-15% de agua, azúcares y sales minerales, en base húmeda (Córdova Nuñez, 2015).

El aceite de semilla de uva presenta un contenido elevado de taninos en comparación con otros aceites vegetales, además de poseer entre 0.8 y 1.5 % de lípidos insaponificables, compuestos principalmente por esteroides como β -sitosterol, campesterol y estigmasterol. La presencia de estos compuestos antioxidantes le confiere una notable resistencia a la peroxidación. Asimismo, el β -sitosterol desempeña un papel importante al inhibir la liberación de mediadores proinflamatorios por los macrófagos inducidos por

lipoproteínas de baja densidad (LDL) oxidadas, contribuyendo así a la reducción del estrés oxidativo y a la regulación de la síntesis de eicosanoides (Vivancos and Moreno, 2008). El aceite de semillas de uva también contiene “la vitamina E, conocido como tocotrienol y tocoferoles, que poseen efectos antiinflamatorios antitrombóticos y antioxidantes” (Shinagawa, Carvalho, et al., 2015; Ustun et al., 2020).

2.3. Aceite esencial

Los aceites esenciales son líquidos volátiles responsables del aroma y sabor característicos de las plantas, formados por mezclas complejas de hidrocarburos, compuestos oxigenados y restos no volátiles (Esther et al., 2019). Estos se localizan en las glándulas secretoras o tricomas glandulares de la epidermis vegetal. Generalmente se extraen mediante destilación por arrastre de vapor, proceso que libera diversos compuestos como terpenos, alcoholes, aldehídos, cetonas, ésteres y fenoles (Acero-Godoy et al., 2019). Tienen amplia aplicación en las industrias cosmética, alimentaria y farmacéutica (Martinez, 2003).

2.4. Aceite vegetal

Son alimentos compuestos esencialmente por triglicéridos derivados de ácidos grasos, obtenidos de manera exclusiva a partir de fuentes vegetales. como frutos, semillas o nueces, a través de procesos de prensado, extracción con solventes o una combinación de ambos. Se distinguen por ser líquidos a temperatura ambiente, presentar un aspecto claro a 25 °C y poseer aromas y sabores agradables. Su composición corresponde únicamente a los componentes naturales del aceite provenientes del material vegetal del que se extraen. (Ferreira, 2020).

A continuación, se mencionan los aceites vegetales más consumidos por la población (Delgado, 2019):

a) Aceites vegetales comestibles según su consumo:

- Aceite de palma
- Aceite de soya
- Aceite de canola
- Aceite de girasol
- Aceite de maíz
- Aceite de oliva

b) Aceites vegetales comestibles según sus características nutricionales:

- Aceite de linaza

- Aceite de avellana
- Aceite de sésamo
- Aceite de la semilla de chía
- Aceite de semilla de uva

2.5. Lípidos

Los lípidos son ésteres formados por ácidos monocarboxílicos con largas cadenas hidrocarbonadas. Son insolubles en agua y en otros solventes polares, pero se disuelven fácilmente en solventes orgánicos como éter, cloroformo o acetona. Estos compuestos están muy extendidos en la naturaleza, encontrándose, por ejemplo, en la yema de huevo y como componentes fundamentales de las membranas celulares tanto vegetales como animales. De acuerdo con su naturaleza química, se dividen en dos grupos principales: los de cadena abierta, que poseen una cabeza polar y una cola no polar como los triglicéridos, ácidos grasos, esfingolípidos, fosfoacilgliceroles y glucolípidos, y los compuestos poliprenílicos, entre los que se encuentran los terpenos y los esteroides (Córdova & Nuñez, 2015).

2.5.1. Características de los lípidos

Los lípidos son moléculas de gran diversidad estructural; algunos presentan cadenas alifáticas lineales, saturadas o insaturadas, mientras que otros contienen anillos aromáticos. Pueden variar en su rigidez, desde estructuras flexibles hasta otras casi totalmente rígidas, y pueden formar enlaces de hidrógeno o compartir átomos de carbono. En su mayoría, poseen un carácter no polar, es decir, una porción apolar o hidrofóbica no se mezcla con solventes polares como el agua, pero sí es compatible con disolventes no polares como la gasolina, el éter o el cloroformo. Además, presentan una parte polar o hidrofílica, que sí tiene afinidad por el agua. Cuando una molécula posee ambas regiones hidrofóbica e hidrofílica, se dice que presenta un carácter anfipático (Córdova & Nuñez, 2015).

Por otro lado, los lípidos están formados por largas cadenas de hidrocarburos que pueden presentar cadenas alifáticas saturadas, con enlaces simples entre los átomos de carbono, o insaturadas, que contienen uno o más enlaces dobles o triples. Su estructura es de naturaleza no polar, lo que explica su escasa afinidad con el agua. Mientras que las moléculas polares, como las del agua, tienden a interactuar entre sí por su estabilidad energética, las cadenas hidrocarbonadas de los lípidos no pueden formar interacciones

significativas con ellas. Por esta razón, los lípidos son insolubles en agua, ya que no existe adhesión entre ambas sustancias (Córdova & Nuñez, 2015).

2.5.2. Naturaleza química de los lípidos

Triglicéridos: Los triglicéridos son triésteres e componen de una molécula de glicerol unida a tres moléculas de ácidos grasos. como se muestra en la Figura 5. Este proceso ocurre mediante una reacción de condensación, en la cual se liberan tres moléculas de agua y se forma una molécula de triglicérido (Toro & Suárez, 2012).

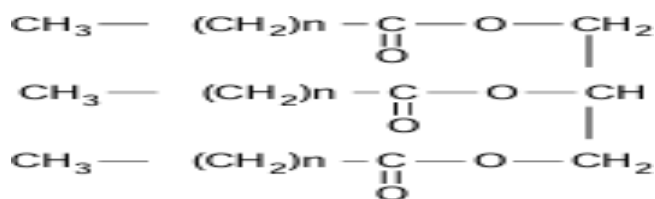


Figura 5: Estructura química de los triglicéridos.

FUENTE: Toro & Suárez (2012).

Los triglicéridos compuestos principalmente por ácidos grasos saturados presentan puntos de fusión elevados y se mantienen en estado sólido a temperatura ambiente, siendo conocidos como grasas. En cambio, aquellos que contienen una mayor proporción de ácidos grasos insaturados o poliinsaturados tienen puntos de fusión más bajos y se encuentran en estado líquido, denominándose aceites (Toro & Suárez, 2012).

2.6. Ácidos grasos

Los ácidos grasos son moléculas anfipáticas, esto se debe a que presentan un grupo carboxilo hidrofílico y una cadena hidrocarbonada hidrofóbica; además, el grupo carboxilo puede ionizarse bajo determinadas condiciones. En la Figura 6 se muestra la estructura general de un ácido graso (Toro & Suárez, 2012).

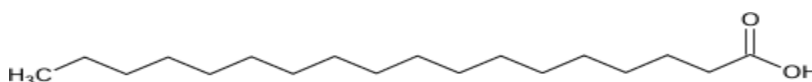


Figura 6: Estructura química de los ácidos grasos.

FUENTE: Toro & Suárez, (2012).

Los ácidos grasos (AG) naturales presentan una cadena carbonada lineal y un grupo carboxílico (-COOH) en uno de sus extremos. Se clasifican según la cantidad de átomos de carbono y la posición de sus dobles enlaces (Torres, 2020). Cuando la cadena contiene enlaces dobles carbono-carbono, se trata de ácidos grasos insaturados; si posee solo enlaces simples, se denominan saturados. En los insaturados, los dobles enlaces suelen tener configuración **cis**, la cual genera una curvatura en la cadena, a diferencia de la forma

trans, cuya estructura se asemeja a la de los ácidos grasos saturados por su disposición extendida. Generalmente, el primer doble enlace en un ácido graso insaturado se ubica entre los carbonos 9 y 10, mientras que los siguientes aparecen en C-12 y C-15, por lo que estos compuestos no presentan sistemas de dobles enlaces conjugados (Toro & Suárez, 2012).

Los ácidos grasos insaturados de origen vegetal se encuentran mayoritariamente en configuración cis, mientras que los de origen animal, particularmente los de animales poligástricos, presentan pequeñas cantidades de isómeros trans producidos por la actividad microbiana en el rumen, usualmente menos del 3-4 % del total. No obstante, la principal fuente de isómeros trans en la dieta humana proviene de la hidrogenación industrial de aceites vegetales, proceso utilizado en la elaboración de diversos productos alimenticios (Toro & Suárez, 2012).

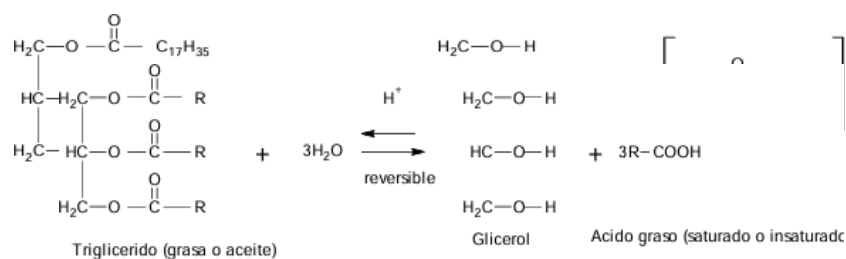
2.6.1. Reacción de los ácidos grasos

Saponificación: Es una reacción característica de los ácidos grasos, en la que estos reaccionan con bases como NaOH o KOH, dando lugar a una sal de ácido graso, conocida como jabón. En la Figura 7 se ilustra la reacción general de saponificación de un ácido graso. (Toro & Suárez, 2012).

Figura 7: Reacción de saponificación.

FUENTE: Toro & Suárez, (2012).

a) **Hidrólisis ácida:** Es una reacción reversible; la reacción con agua en medio



ácido genera el glicerol y los ácidos grasos correspondientes (Toro & Suárez, 2012).

Figura 8: Hidrólisis ácida de un aceite o grasa.

FUENTE: Toro & Suárez, (2012).

b) **Hidrogenación:** Las grasas y aceites insaturados pueden someterse a un proceso de hidrogenación, mediante el cual los ácidos grasos insaturados se transforman parcial o totalmente en saturados. Este procedimiento se emplea industrialmente para la elaboración de margarinas y otros productos semisólidos. En la Figura 9

se presenta la reacción correspondiente al proceso de hidrogenación (Toro & Suárez, 2012).

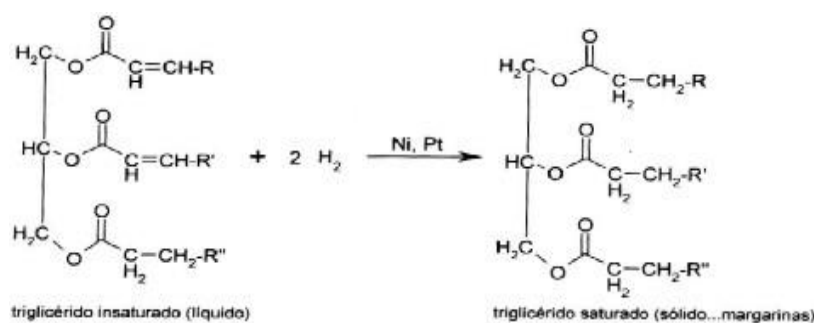


Figura 9: Reacción de hidrogenación.

FUENTE: Toro and Suárez, (2012).

2.6.2. Ácidos grasos saturados

Los ácidos grasos saturados se hallan mayormente en grasas provenientes de animales y, por lo regular, son sólidos a temperatura ambiente. Su configuración se distingue por tener enlaces sencillos en la cadena de carbono (alifática). Entre los más habituales en la alimentación están el ácido butírico, láurico, mirístico, palmítico y esteárico (Gonzales & Robles, 2018; Pincay, 2019).

2.6.3. Ácidos grasos insaturados

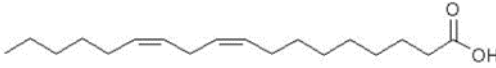
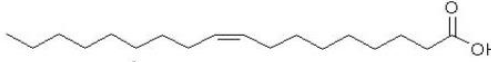

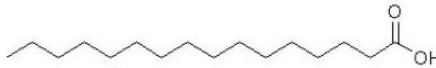
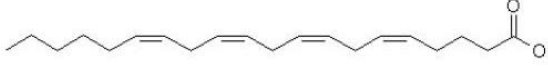
“Los ácidos grasos insaturados presentan uno o más enlaces dobles en la cadena carbonada de los triglicéridos líquidos a temperatura ambiente, estos enlaces son comúnmente conocidos como omega (w)” (Torres, 2020). Son de origen animal y vegetal. se divide en dos grupos que son los monoinsaturados y poliinsaturados (Rengifo, 2014):

- **Ácidos grasos monoinsaturados (MUFA):** Los ácidos grasos monoinsaturados poseen un enlace doble y son sintetizados por el organismo. Principalmente, Se hallan en aceites vegetales como los de oliva, sésamo, soya, girasol y algodón, así como en el aguacate. Estos compuestos contribuyen a disminuir la oxidación del colesterol LDL y, al sustituir los ácidos grasos saturados en la dieta, logran reducir sus niveles sin impactar significativamente el colesterol HDL (Rengifo, 2014).

Ácidos grasos poliinsaturados (PUFA): “Contienen dos o más dobles enlaces, mismos que pueden reaccionar con el oxígeno, aumentando la posibilidad del enranciamiento de la grasa” (Carbajal, 2013). Los ácidos grasos poliinsaturados de las series omega-3 y omega-6 se consideran esenciales, dado que el cuerpo no los puede producir debido a la ausencia de enzimas

que generen enlaces dobles. Su relevancia en la nutrición se debe a que son la base para la formación de ácidos grasos más largos y con mayor insaturación, como el ácido araquidónico (AA) y el ácido docosahexaenoico (DHA), los cuales cumplen roles biológicos esenciales (Gonzales & Robles, 2018; Rengifo, 2014).

Tabla 5. Estructura de los Ácidos grasos insaturados.

Ac. Insaturado	Estructura Química
Ácido Linoleico	
Ácido Oleico	
Ácido Esteárico	
Ácido Palmítico	
Ácido Araquídico	

FUENTE: Blog & In (2017)

Los ácidos grasos insaturados pueden clasificarse según la disposición de sus enlaces dobles en dos formas estructurales: cis y trans. La mayoría de los presentes en la dieta humana tienen configuración cis, mientras que pequeñas cantidades de isómeros trans se encuentran de manera natural en la carne y leche de rumiantes como bovinos y ovejas (Narváez, 2021).

2.7. Métodos de extracción de aceites

2.7.1. Extracción método Soxhlet

Este proceso implica la separación de un sólido y un líquido, con el propósito de aislar uno o más elementos que forman parte de una fase sólida, empleando un líquido o disolvente (por ejemplo, hexano, éter de petróleo y otros disolventes). El material que pasa desde la fase sólida hacia la fase líquida recibe el nombre de soluto, mientras que el sólido que permanece sin disolverse se conoce como inerte. Esta modalidad de extracción es directa y puede aplicarse a varios alimentos, con el objetivo de obtener la fracción de grasa libre de la muestra para usos futuros (Toro & Suárez, 2012).

Se trata de rellenar un pequeño recipiente de material poroso hecho de celulosa con una muestra sólida del material, que será constantemente cargado por el solvente

condensado para sacar componentes que sean afines o solubles a él. Para obtener mejores resultados, es recomendable un tiempo de extracción de 2 horas. Cuanto más prolongado sea el proceso de extracción, mayor será la cantidad de material que se logrará extraer (Toro & Suárez, 2012).

2.7.2. Extracción asistida por ultrasonido

El ultrasonido se fundamenta en la propagación de ondas acústicas de alta frecuencia a través de un medio que consisten en una serie de ciclos repetitivos, que son vibraciones que se mueven a través del medio provocando tanto expansión como reducción del volumen del material. Este tipo de movimiento oscilante genera burbujas o cavidades dentro del líquido, donde la temperatura aumenta debido a la acción de las ondas, lo que provoca la ruptura de la tensión superficial. Esto a su vez mejora la solubilidad y la infiltración del solvente en la materia vegetal, llevando consigo los componentes activos por la variación en la concentración. (Gonzales, 2018).

La utilización de ultrasonido para la extracción optimiza el proceso de traslado de materia desde la fase sólida hacia la fase líquida, facilitando la movilización a través de la difusión en la membrana la estructura celular y el movimiento convectivo dentro de los poros del material sólido. Las partículas, tanto sólidas como líquidas, se mueven continuamente con vibraciones y aceleraciones, lo que permite un traslado ágil del soluto desde la fase sólida hacia el solvente (Gonzales, 2018).

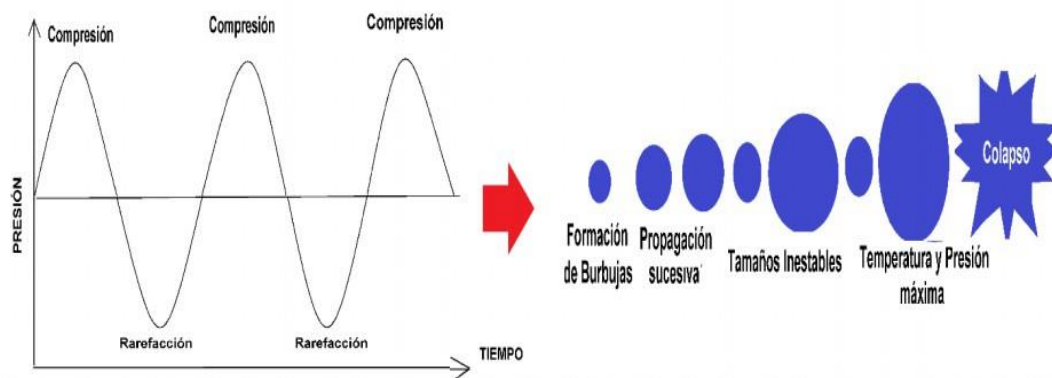


Figura 10: Principio de cavitación acústica.

FUENTE: Medina, (2017)

La técnica de extracción por ultrasonido, conocida como EAU, se basa principalmente en el fenómeno de la cavitación acústica (ver figura 10). Este proceso genera una secuencia de compresiones y expansiones en las moléculas del disolvente, lo que da lugar a la creación de burbujas debido a las variaciones de temperatura y presión (Shirsath *et al.*, 2012).

Se han detectado varios procesos en la extracción asistida por ultrasonido (EAU), entre los cuales se encuentra la fragmentación, que se produce por la interacción entre los distintos fragmentos del material y las ondas ultrasónicas, las cuales lleva a una disminución de la dimensión de las partículas y, por ende, a una mayor facilidad en la transferencia de masa. Otro mecanismo observado es la erosión, que optimiza el acceso del disolvente a través de la implosión de burbujas sobre la superficie de la matriz vegetal. Asimismo, los efectos de son capilaridad y de sonoporación logran mejorar la penetración de líquidos en los pasajes generados por la implosión de burbujas, causando cambios en la permeabilidad de las membranas celulares (Medina, 2017).

a. Principios del ultrasonido

Proceso de extracción no habitual emplea ondas sonoras con frecuencias superiores al umbral auditivo humano, las cuales se propagan mediante un material mediante sucesivas fases de compresión que implican la reducción originadas por las vibraciones ultrasónicas (incremento de presión) y la fase de expansión de manifestación opuesto (disminución de presión). Con el fin de que este efecto se produzca, el material debe ser elástico (como el aire, el agua o un sólido) y no rígido, puesto que las vibraciones sonoras no se trasladan en ausencia de un medio material.

b. Características de la onda de ultrasonido

Las principales características de la onda de ultrasonidos son (Tippens & Hernández 2007):

Longitud: distancia entre dos puntos de compresión o refacción. Amplitud: altura máxima de una onda.

Frecuencia (Hz): número de ciclos por unidad de tiempo.

Velocidad (m/s): producto de la frecuencia por la longitud de onda.

Potencia (W): relación entre la energía transportada y el tiempo considerado.

Intensidad (W/cm²): cociente de la potencia transmitida por unidad de área.

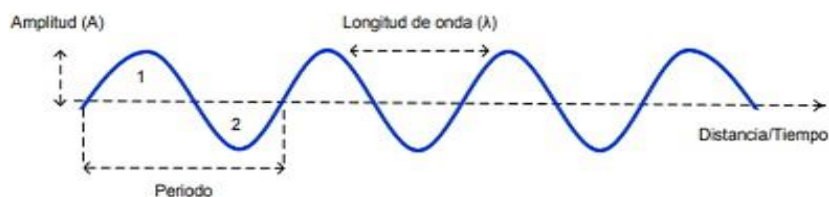


Figura 11: Principio de cavitación acústica.

FUENTE: Gonzales, (2018).

2.7.3. Clasificación de ultrasonido en función de la frecuencia de propagación

Los ultrasonidos se pueden categorizar según su frecuencia de propagación, de la siguiente manera:

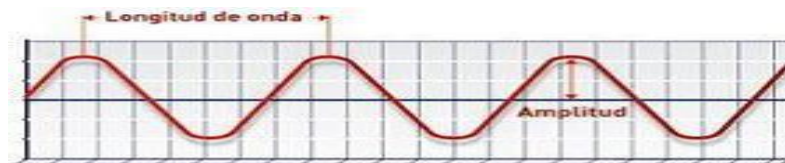
- **Ultrasonido de señal:** Es la energía que se transfiere al entorno con baja intensidad y elevada frecuencia, la cual no provoca modificaciones en el sistema. Se distingue por tener frecuencias que varían entre 100 kHz y 1 MHz, así como intensidades menores a 1 W/m². Se utiliza en la imagenología médica, en estudios submarinos, para supervisar la composición y/o características de los alimentos, el grosor de la cáscara del huevo, la reología de los quesos, entre otros (Gonzales, 2018).

Nota: Mayor longitud de onda; Menor energía.

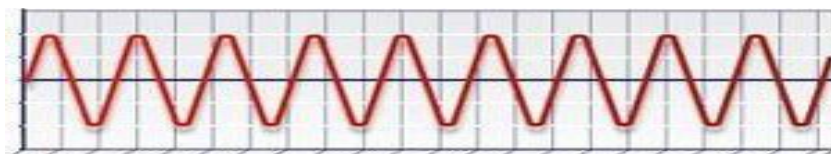
Figura 12: *Ultrasonido de señal de baja intensidad y alta frecuencia.*

FUENTE: Gonzales, (2018).

- **Ultrasonido de potencia:** El ultrasonido de alta potencia utiliza energía elevada y longitudes de onda cortas para crear efectos duraderos. Cambia las propiedades físicas, mecánicas, químicas o bioquímicas de los materiales. Funciona en



frecuencias de 20 a 100 kHz y con intensidades superiores a 1 W/m². Se usa para eliminar contaminación biológica, extraer compuestos orgánicos de plantas, sustituir azúcar, realizar fermentaciones y polimerizar ciertos polisacáridos o gomas (Azuola & Vargas, 2007).



Nota: Menor longitud de onda; Mayor energía.

Figura 13: *Ultrasonido de señal de baja intensidad y alta frecuencia.*

FUENTE: Gonzales, (2018).

2.7.4. Efectos del ultrasonido de potencia de las ondas acústicas

Las influencias que estas ondas acústicas pueden generar al propagarse a través de un fluido que contiene un alimento sumergido son los siguientes:

- **Cavitación ultrasónica:** La cavitación sucede cuando las burbujas formadas por el movimiento del líquido colapsan, liberando energía y elevando la temperatura

en el área. Si una burbuja implosiona cerca de un sólido, se crea una corriente de líquido que puede impactar en el sólido, causando su ruptura o descomposición. Esto reduce el tamaño de la partícula y mejora el intercambio de materia entre el líquido y el sólido (Gonzales, 2018).

- **Calentamiento:** El recorrido de ondas ultrasónicas dentro de un material produce la vibración de todas sus porciones. La resistencia de estas partículas a moverse, determinada por la viscosidad del material, genera calor, da lugar a que la energía acústica se transforme en calor. Este aumento de temperatura facilita la transferencia de materia (Gonzales, 2018).
- **Micro agitación:** Ocurre a través del contacto entre las ondas de sonido que se mueven por el líquido y el material sólido. Este fenómeno sucede solo en las superficies donde el líquido se encuentra con el sólido y puede influir en el grosor de la zona de difusión, disminuyéndolo y facilitando el intercambio de materia (Gonzales, 2018).
- **Efecto esponja:** Los ultrasonidos generan ciclos de compresión y descompresión. Si hay un sólido en el medio, estas compresiones y descompresiones consecutivas dan lugar al conocido “efecto esponja” del sólido. Este fenómeno resulta en la creación de microcanales en las células del material, lo que ocasiona la salida del líquido intracelular hacia el exterior, facilitando la transferencia de materia (Gonzales, 2018).
- **Cavitación y transferencia de masa sólido-líquido:** La cavitación y el intercambio de masa entre sólido y líquido son causados por las influencias físicas del ultrasonido. La transmisión acústica es cuando un líquido se mueve debido a ondas sonoras, convirtiendo energía sonora en energía en movimiento. Por otro lado, la cavitación acústica ocurre cuando una burbuja pasajera colapsa, generando efectos que ayudan al intercambio de masa (Gonzales, 2018).

La transferencia de masa entre sólidos y líquidos se mejora por la generación de MHz, que permiten que el líquido se mueva hacia partículas porosas y esponga nuevas superficies. También se forman ondas de choque. Se generan mediante burbujas de cavitación ubicadas a cierta distancia de la interfaz sólido-líquido, y estas ondas favorecen el incremento de la transferencia de masa debido a la reducción del espesor de la capa difusiva sobre la superficie del sólido. La

cavitación también crea micro remolinos que disminuyen el grosor de la capa límite alrededor de las partículas (Gonzales, 2018).

2.7.5. Mecanismo de la extracción por ultrasonido

El proceso para la recuperación de aceite por ultrasonido utiliza cavitación para romper las membranas de las células vegetales, lo que contribuye a un incremento en la eficiencia de la transferencia de masa. Las burbujas que explotan cerca de las células facilitan la penetración del disolvente, liberando el aceite. Esto aumenta la eficiencia y reduce el tiempo del proceso. Además, disminuir las partículas puede mejorar aún más la efectividad al aumentar el contacto entre la fase sólida y el disolvente (Gonzales, 2018).

2.7.6. Parámetros que afectan la velocidad de extracción por ultrasonido

Temperatura de extracción: La utilización de temperaturas elevadas genera mejores rendimientos en comparación con la extracción a temperaturas bajas. En EAU, un aumento en la temperatura de operación conlleva una mayor efectividad en la extracción gracias al aumento en la cantidad de burbujas de cavitación y en la superficie de contacto; no obstante, este beneficio suele desvanecerse al operar a temperaturas cercanas al punto de ebullición (Gonzales, 2018).

Tiempo de extracción: La efectividad de la extracción aumenta conforme se prolonga la duración de la sonicación, hasta que se logra un punto de equilibrio; si se emplean tiempos más prolongados de lo ideal, se observa una disminución en las recuperaciones, probablemente debido al deterioro del aceite o a la descomposición del solvente orgánico causada por la acción de las ondas ultrasónicas. El tiempo necesario para realizar la extracción varía según el tipo y la estructura de la membrana celular, la capacidad de penetración del disolvente y la resistencia de la masa de los componentes solubles que deben transferirse por difusión desde el interior hacia el disolvente (Gonzales, 2018).

Tamaño de partícula: El tamaño de las partículas influye en la eficiencia de la extracción de diferentes formas. A menor tamaño, mayor es el área de contacto entre el sólido y el líquido, lo que incrementa la velocidad de transferencia de masa. Además, el tamaño de las partículas sólidas debe

ser uniforme, de modo que cada partícula necesite un tiempo similar para ser extraída (Gonzales, 2018).

Área de contacto: La rapidez de extracción está relacionada directamente con la superficie de interacción entre el soluto y el solvente. Así, al reducir el tamaño de las partículas (se incrementa la superficie de interacción), se acorta la distancia que debe recorrer el soluto hacia la superficie externa del sólido, lo que favorece la extracción. Sin embargo, es importante no reducir el tamaño de las partículas en exceso, ya que esto puede generar inconvenientes o problemas en la circulación del líquido durante procesos de decantación o filtración, además de posibilitar la liberación de sustancias o componentes no deseados (Gonzales, 2018).

Solvente de extracción: El disolvente empleado debe poseer una tensión superficial reducida, baja presión de vapor y menor viscosidad, factores que contribuyen a aumentar la intensidad de la cavitación. La polaridad también juega un papel crucial en la efectividad del proceso de extracción. Un aspecto adicional relevante en la elección del disolvente para la extracción es la composición y resistencia de la pared celular del material vegetal, así como el tamaño de las partículas, ya que el disolvente necesita ser capaz de infiltrarse en su interior para extraer el aceite (Gonzales, 2018).

Gradiente de concentración: La rapidez de extracción está relacionada con la diferencia de concentración; cuando esta diferencia se reduce, la rapidez también disminuye. Durante este proceso, la viscosidad del solvente aumenta, lo que también afecta negativamente a la rapidez. Por esta razón, es esencial elegir un solvente apropiado, que tenga una solubilidad alta en comparación con el soluto y que presente baja viscosidad, facilitando así un mejor flujo del material a extraer. Para optimizar el proceso, es importante mantener una agitación continua del líquido, lo que mejora la transferencia de materia y previene la sedimentación (AOAC International, 1995).

Relación sólida/líquido: Aunque una menor proporción de sólido a disolvente puede aumentar la efectividad de la extracción, en la práctica, la cantidad ideal de disolvente se ve limitada por los efectos de la dilución que afecta a los sustratos de interés cuando se utilizan volúmenes más altos de disolvente, especialmente en lo que respecta a la obtención de un extracto concentrado o seco. Además, la cantidad de compuestos valiosos en el extracto está estrechamente vinculada a la

cantidad del material sólido inicial, por lo que la relación ideal entre sólido y líquido que se utilizará en la extracción debe ser un balance de estas consideraciones (Gonzales, 2018).

2.8. Hexano

El hexano es un hidrocarburo saturado de tipo alifático, siendo un compuesto orgánico que se compone únicamente de átomos de carbono (C) e hidrógeno (H) enlazados por enlaces sencillos, sin la presencia de enlaces dobles o triples. Este compuesto forma parte de la familia de los alcanos y su fórmula química es C_6H_{14} . (Carlos, 1992)

2.8.1. Características del solvente hexano

El hexano contiene una mezcla de isómeros de hexano con cantidades mínimas de ciclo pentano, ciclo hexano, pentano y heptano (Diquimex, 2018).

- Estructura: El hexano cuenta con una secuencia lineal compuesta por seis átomos de carbono. En esta estructura, un átomo de carbono se encuentra unido a dos átomos de hidrógeno, a excepción de los carbonos que se encuentran en los extremos, los cuales tienen tres átomos de hidrógeno cada uno.
- Estado físico: el hexano a temperatura ambiente es un líquido incoloro, volátil y de olor ligeramente dulce.

Propiedades físicas:

Punto de ebullición: 69 °C

Punto de fusión: -95.6 °C

Densidad (g/ml): 0.66 (a 20 °C)

Índice de refracción (20 °C): 1.38

Presión de vapor (a 20.0 °C): 40.0 mm de Hg

- Solubilidad: el hexano es insoluble en agua, pero se mezcla fácilmente con otros solventes orgánicos como el benceno, cloroformo y el éter etílico.
- Densidad: el hexano es menos denso que el agua, lo que hace que flote sobre ella.
- Inflamabilidad: el hexano es muy inflamable y sus vapores tienen la capacidad de formar mezclas explosivas al combinarse con el aire.
- Toxicidad: el hexano tiene una toxicidad baja en comparación con otros compuestos químicos orgánicos; sin embargo, la exposición prolongada a su

inhalación o el contacto directo con la piel pueden resultar en irritaciones y afectar negativamente al sistema nervioso central.

2.8.2. Usos del hexano

- Solvente: Se emplea de forma extensa en el sector químico como un disolvente, especialmente para la obtención de aceites vegetales y como líquido disolvente en diversas actividades industriales. La interacción con el hexano ocurre mayormente en trabajos de menor escala sin documentación sobre las concentraciones de exposición. (Narváez, 2021).
- Limpieza: Se emplea en la limpieza de equipos y maquinaria industrial, así como en la fabricación de detergentes y adhesivos.
- Producción de espumas: se emplea como agente espumante en la producción de espumas y poliestireno.

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ejecución

El estudio se realizó en el laboratorio de Granos Andinos perteneciente a la Escuela Profesional de Ingeniería en Industrias Alimentarias, ubicada en la sede Ayabacas de la Universidad Nacional de Juliaca. La extracción asistida por ultrasonido del aceite de semillas de uva, así como los análisis fisicoquímicos del mismo, se realizaron en los laboratorios de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco y de la Universidad Nacional de Juliaca.

3.2. Materiales y equipos

Materia prima

- Semillas de uva, variedad Moscatel de Alejandría (*Vitis vinifera* L.).

Materiales

- Pipetas (10 ml)
- Termómetro
- Matraz Erlenmeyer (250 - 1000 ml)
- Bureta de (25 ml)
- Picnómetro (10 ml)
- Probetas (10 – 250 ml)
- Embudo (10 ml)
- Vasos de precipitado (100 – 500 ml)
- Lunas de reloj
- Mortero de porcelana
- Pinza
- Espátula

Reactivos

- Etanol neutralizado al 95°
- Solución de almidón al 1%
- Agua destilada.
- Fenolftaleína concentración. 95%

- Hidróxido de sodio 0,1N; 0,5N
- Cloroformo. 0,1N
- Tiosulfato sódico. 0,01N; 0,1N
- Isooctano
- Nitrógeno (N₂)
- Trifluoruro de boro (BF₃)
- Cloruro de sodio (NaCl)
- Ioduro Potásico. (KI) 0,5N
- Ácido acético (HOAC-CH₃COOH) 0,1N
- Éter de petróleo ((CH₃)₂CO) al 64,5%.
- Hexano (C₆H₁₄) al 98,5%.
- Ácido Sulfúrico. (H₂SO₄) 0,1N
- Ácido clorhídrico. (HCL) 0,5N; 0,1N
- Hidróxido potásico. (KOH) 0,1N; 0,5N; 2N

Equipos

Nº	EQUIPO	MARCA	MODELO
1	Sonicador (sonda) 230 VAC	SONIC	VC 505
2	Rotavapor	BOECO	RVO 400 SD
3	Estufa	MEMMERT	Single DISPLAY
4	Balanza Analítica	OHAUS	-
5	Centrifugador	EPPENDORF	5810 R
6	Tamizador eléctrico	WSTYLER	RX-29
7	Molino	GOLDENWALL	105
8	Refractómetro	KRUSS	DR6000-T
9	Colorímetro	COLOR READER	WR-10QC
10	Cromatógrafo de gases	DRAWELL	GC1290
11	Espectrofotómetro	THERMO	GENESYS-20
12	Viscosímetro	BROOKFIELD	-
13	Refrigeradora	MABE	RMP360FYPU
14	Soxhlet	SCITEX	FA-606

3.3. Metodología experimental

En la Figura 14 se muestra el diagrama de flujo correspondiente a la metodología experimental.

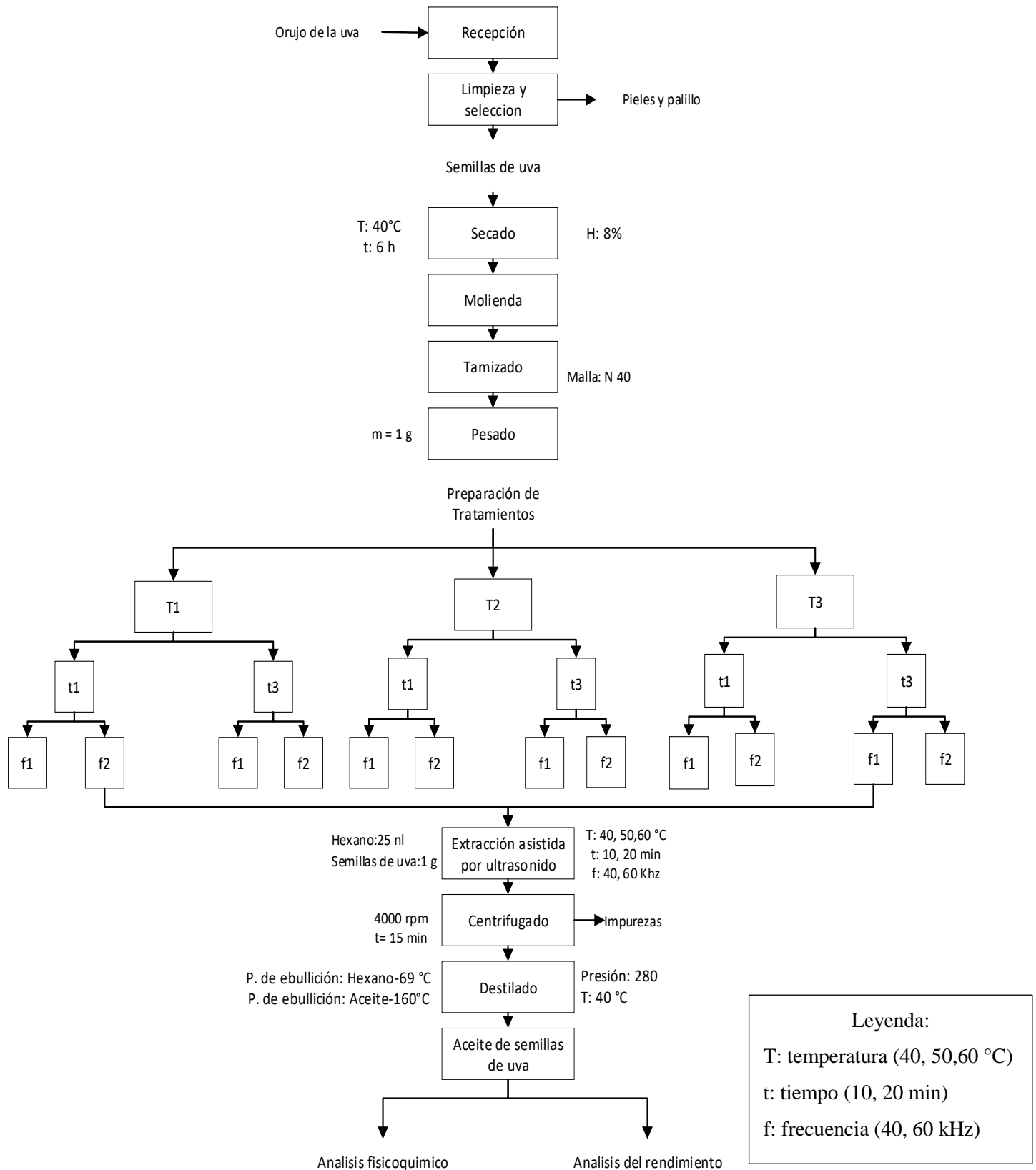
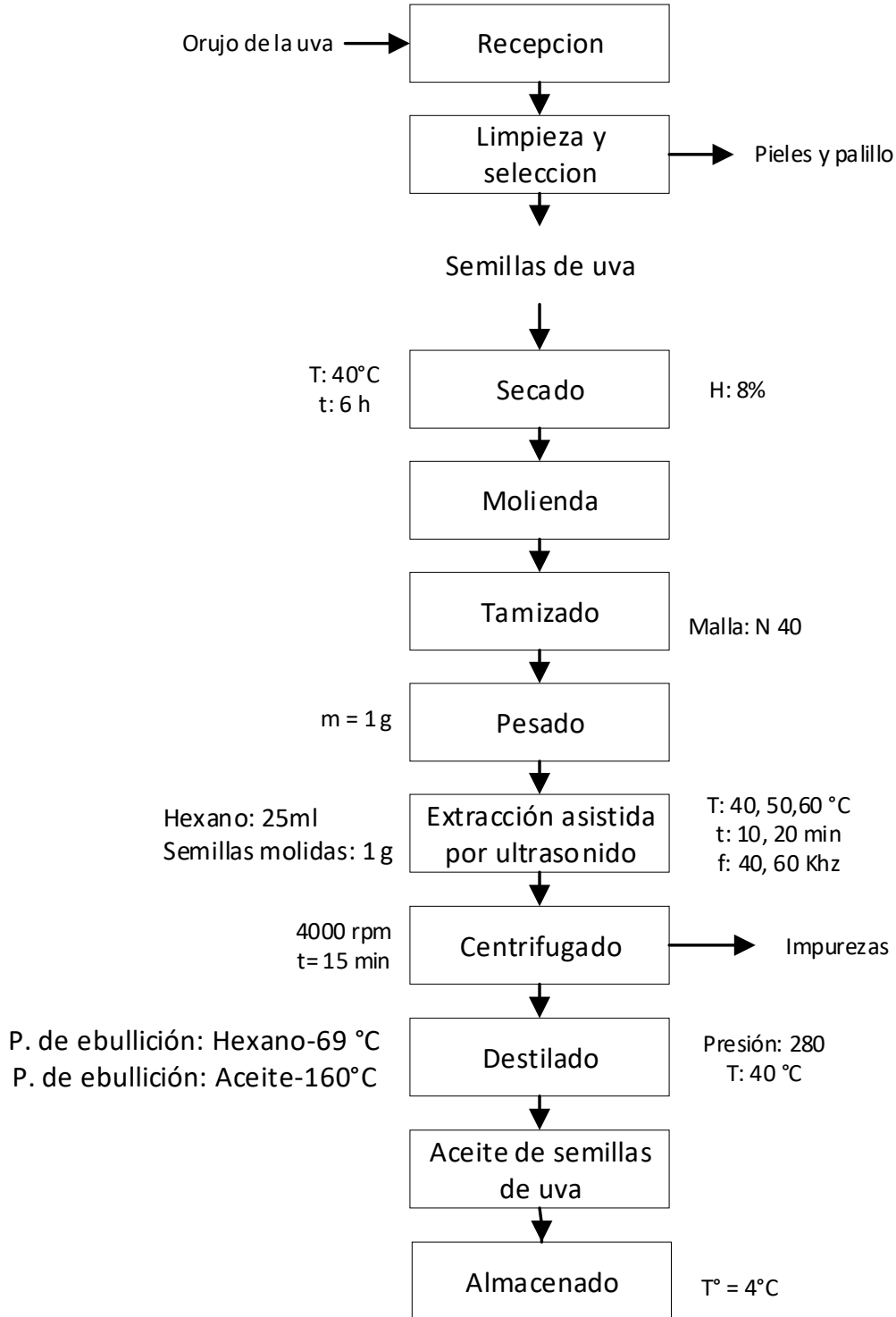


Figura 14: Diagrama de flujo del enfoque experimental.

a. Esquema de flujo del procedimiento de extracción asistida por ultrasonido del aceite de semillas de uva.

En la figura 15 se muestra el diagrama de flujo del proceso de extracción asistida por ultrasonido del aceite de semillas de uva.



FUENTE: Adaptado de Gonzales (2018).

Figura 15: Diagrama de flujo para la obtención del aceite a partir de semillas de uva.

Descripción del Flujo del proceso de obtención de aceite de semillas de uva

- **Recepción:** Se procedió con la recolección del orujo de la uva del departamento de Arequipa - Vitor.
- **Limpieza:** Una vez recolectada el orujo de la uva se procedió con la separación de los granos de los restos que no se utilice durante el proceso dentro de los cuales son pieles, tallos y materiales extraños.
- **Secado I:** Una vez realizado la limpieza de las semillas se procede con el secado, las semillas hasta llegar a una humedad del 8% esto se realizó en estufa a una temperatura de 30°C durante 3 días, esto con el fin de poder extraer una mayor cantidad de aceite.
- **Molienda:** La molienda tiene como fin reducir el tamaño de la semilla de uva a polvo con el fin de mejorar la obtención de aceite.
- **Tamizado:** Se pasó por una malla N° 40 para homogeneizar el tamaño de las partículas y favorecer la eficiencia de la extracción de aceite.
- **Pesado:** Una vez tamizado se procede con el pesado de la materia prima que es de 2 gramos por cada tratamiento.
- **Extracción asistida por ultrasonido:** La extracción se llevó a cabo mediante EAU, haciendo uso del reactivo hexano en proporciones de solvente/soluto de 1:10 g/ml, a distintas temperaturas (40, 50, y 60°C) con diferentes tiempos (10 y 20 min) y con distintas frecuencias (40 y 60 kHz).
- **Centrifugado:** Una vez obtenido el aceite extraído de las semillas de uva fue sometido a un centrifugador de 4000 rpm durante 15 minutos esto con el fin de poder separar y concentrar las partículas suspendidas, la sedimentación será según la densidad, de esta manera obtendremos aceite clarificado.
- **Destilado:** Se destiló el aceite de semillas de uva en un rota vapor a una presión de 280 y temperatura 40 °C, para separar el hexano y recuperar el aceite por destilación de la solución resultante.
- **Almacenado:** Una vez obtenido el aceite proveniente de las semillas de uva se procedió a almacenarlo en recipientes en ámbar a una temperatura de 4°C hasta su posterior uso.

3.4. Metodología por objetivos

3.4.1. Objetivo 1. Caracterizar las semillas de uva mediante el análisis de su perfil de ácidos grasos y composición proximal.

- Se determinaron los ácidos grasos presentes en las semillas de uva, los cuales se detallan a continuación:
 - Linoleico
 - Oleico
 - Esteárico
 - Palmítico
 - Araquídico
- Se realizó la evaluación de la composición proximal de las semillas de uva (proteína, humedad, grasa ceniza, carbohidratos, fibra).

a. Diagrama experimental

En la Figura 16 se ilustra el esquema experimental de la caracterización las semillas de uva mediante el análisis de su perfil de ácidos grasos y composición proximal.

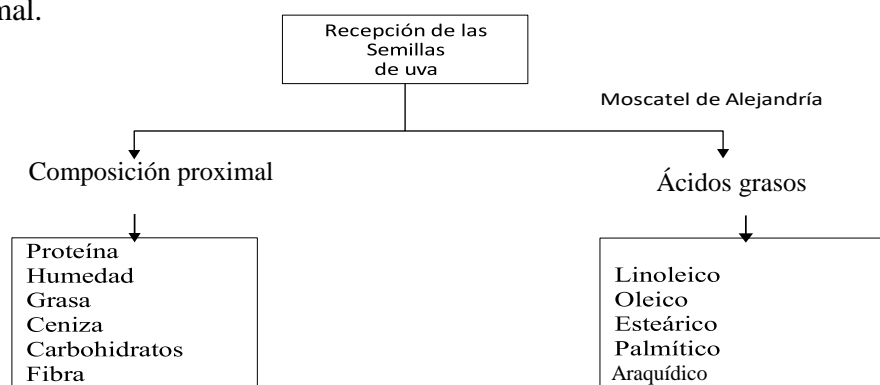


Figura 16: *Diagrama experimental de la caracterización las semillas de uva mediante el análisis de su perfil de ácidos grasos y composición proximal.*

b. Análisis estadístico

Para el presente proyecto de investigación se aplicó un análisis estadístico descriptivo, el cual permitirá organizar y caracterizar los datos obtenidos durante el estudio. Este tiene como propósito principal describir las características de la muestra, y facilitar la comprensión de la información recolectada.

c. Método de análisis

Análisis fisicoquímico del aceite de semillas de uva

El análisis fisicoquímico del aceite de semillas de uva, se realizó en los laboratorios de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco

(UNSAAC), estos análisis se mencionan detalladamente en el Anexo 27.

Proteína: Norma Técnica peruana N° 205.005 (2011).

Humedad: Método de estufa a peso constante de la Norma Técnica peruana N° 205.002 (2016).

Grasa: Norma Técnica peruana N° 205.006 (2017).

Cenizas: Norma Técnica peruana N° 205.004 (2011).

Fibra: Norma Técnica peruana N° 205.003 (2011).

Ácidos grasos: Método oficial Ce 1b-89 (AOCS 2009).

3.4.2. Objetivo 2. Determinar la influencia de la temperatura, frecuencia y tiempo sobre el rendimiento del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido.

a. Variables de estudio

Variable

independiente

Temperatura (40, 50, 60 °C)

Tiempo (10, 20 min)

Frecuencia (40, 60 kHz).

Variable dependiente

Rendimiento (%)

b. Diagrama experimental

La Figura 17 muestra el diagrama experimental para la determinación de la influencia de la temperatura, frecuencia y tiempo sobre el rendimiento. Asimismo, para determinar el rango de la frecuencia se tomaron como referencia los estudios de Gonzales (2018) & Vera et al. (2023).

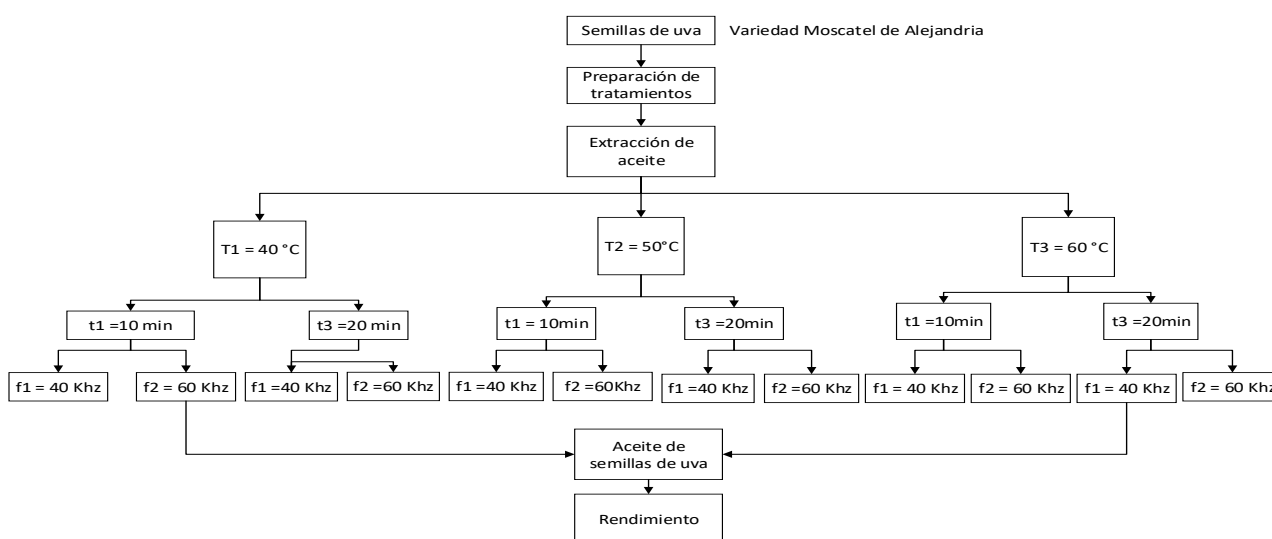


Figura 17: Diagrama del procedimiento experimental para la determinación relativo a la temperatura, frecuencia y tiempo de los tres mejores tratamientos sobre el rendimiento.

Descripción del diagrama experimental para determinar el efecto de la temperatura, frecuencia y el periodo de exposición sobre la cantidad de aceite obtenido de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido:

- **Semillas de uva:** Se eligieron las semillas de uva de la variedad Moscatel de Alejandría, las cuales fueron molidas y tamizadas con el propósito de extraer el aceite.
- **Preparación de tratamientos:** Para cada una de las muestras se pesó 1 gr de semillas de uva, utilizando un tubo cónico de 50ml y se le agrego 25 ml de hexano, con el fin de extraer el aceite.
- **Extracción del aceite:** El aceite se obtuvo mediante una extracción asistida por ultrasonido (ver Figura 14) a temperaturas de 40,50 y 60°C, con frecuencias de 40, 60 kHz y a tiempos de 10 y 20 min.
- **Aceite:** Se refrigeró a una temperatura de 4 °C, destinado a análisis posteriores fisicoquímico.

Matriz de diseño

Tabla 6: Matriz de diseño para extracción asistida por ultrasonido.

Diseño factorial de múltiples niveles				
Tratamientos	Temperatura (°C)	Tiempo (min)	Frecuencia (kHz)	RENDIMIENTO %
1	40	10	40	-
2	50	10	60	-
3	60	20	60	-
4	60	10	40	-
5	50	10	40	-
6	40	20	40	-
7	40	20	60	-
8	50	20	60	-
9	50	20	40	-
10	60	20	40	-
11	60	10	60	-
12	40	10	60	-

c. Diseño Experimental

Para el tratamiento de datos se empleó el programa Minitab Statistical Software. Además, los datos experimentales fueron evaluados empleando un diseño experimental (DOE) con arreglo factorial (3 x 2 x 2) para la determinación de la influencia de la temperatura, tiempo y frecuencia sobre el rendimiento, se trabajó por triplicado (Anexo 18).

d. Método de análisis

Para este análisis se siguió la Metodología de la Extracción Asistida por Ultrasonido. A continuación, se muestra detalladamente la metodología:

a. Extracción del aceite:

Se llevó a cabo con un tamaño de partícula de la malla N° 40 con el fin de homogenizar el tamaño de partículas, para la extracción se utilizó el reactivo hexano en una proporción de solvente/soluto de 1:10 (g/ml), a distintas temperaturas (40, 50, y 60°C), en dos tiempos (10, 20 min) y con frecuencias (40 y 60 kHz).

b. Preparación del Equipo

- Limpieza: Se hizo una limpieza a fondo del equipo, principalmente los tubos cónicos antes de cada extracción se enjuagaron con agua destilada y fueron secados en estufa a una temperatura de 80 °C, además los tubos cónicos se soplaron con nitrógeno para su total secado.

- Calibración: Se verifico que el equipo este calibrado especialmente las temperaturas (40, 50, 60°C) y Frecuencias de (40, 60 kHz).

c. Colocación de tubos cónicos con muestras de semillas de uva y hexano:

Se empezó con la extracción asistida del aceite de semillas de uva a diferentes temperaturas (40, 50, 60°C), Frecuencias de (40, 60 kHz) y tiempos (10, 20 min).

d. Centrifugado de las muestras

Transcurrido el tiempo establecido, se colocó al centrifugo los tubos cónicos con las muestras durante 15 minutos a 4000 rpm.

e. Destilado de las muestras

Se destilo el aceite de semillas de uva a una presión de 280 y temperatura de 40 °C para separar el hexano del aceite. La cantidad de aceite obtenido por cada tratamiento se determinó con la siguiente ecuación (Huanca, 2018).

$$R \text{ de aceite} = \frac{m_{\text{aceite}}}{m_{\text{ss}}} \times 100$$

Donde:

R: % en g de aceite/100 g semilla seca

m_{aceite}: Peso del aceite (g).

m_{ss}: Peso de la semilla seca molida sometida a extracción.

Como muestra patrón se consideró el método de extracción por soxhlet.

Para determinar el rendimiento se utilizó el programa Microsoft Excel revisar anexo 18.

3.4.3. Objetivo 3. Evaluar las características fisicoquímicas del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido.

a. Variables de estudio

Variable independiente

Aceite de semilla de uva

Variable dependiente

Análisis fisicoquímico:

- Densidad (g/cc)
- Índice de refracción (nD)
- Índice de Color (L*a*b)
- Índice de peróxido (meq O₂/kg)
- Índice de acidez (%)
- Índice de yodo (mg de I/gr muestra)

Se realizó la determinación de los ácidos grasos (linolénico, linoleico, oleico, esteárico, palmítico), viscosidad, Valor de saponificación (mg de KOH/g de aceite) y actividad relativo a antioxidantes, a la muestra correspondiente a mayor rendimiento.

a. Diagrama experimental

En la Figura 18 se ilustra el diagrama del experimento utilizado para evaluar las características fisicoquímicas del aceite extraído de las semillas de uva.

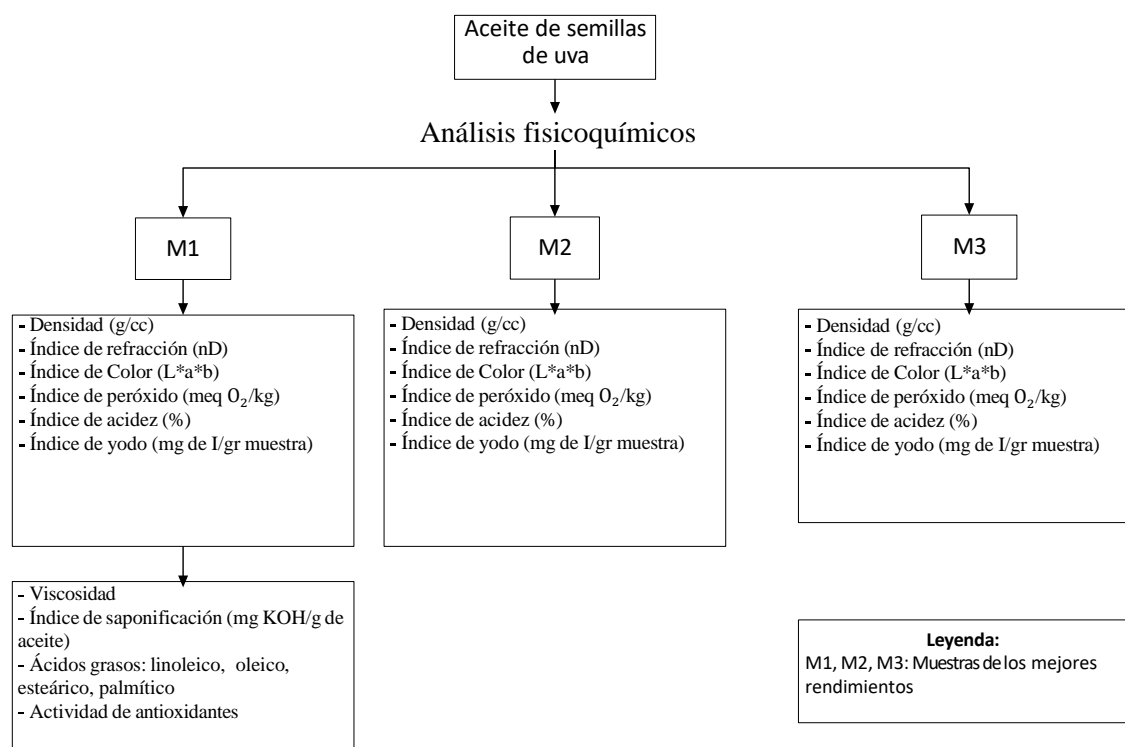


Figura 18: *Flujograma del experimento destinado a la evaluación de las características fisicoquímicas del aceite proveniente de semillas de uva.*

b. Diseño estadístico

Para el experimento se empleó el programa Minitab Statistical Software. Asimismo, se adoptó un diseño completamente aleatorizado (DCA) para las pruebas realizadas con una significancia del $\alpha = 0.05$. Se determinó las propiedades físico-químicas del aceite extraído de semillas de uva y se implementó un análisis de varianza (ANOVA) balanceado, así como diferencias entre medias (prueba Tukey), por triplicado según corresponda (Anexo 20).

Modelo estadístico: Diseño completamente aleatorizado (DCA)

$$Y_{ij} = \mu + \tau_i + \varepsilon_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = variable de respuesta (%)

μ = efecto de la media general

τ_i = efecto de la i -ésimo experimental (tratamientos)

ε_{ij} = efecto (error experimental)

d. Método de análisis

Análisis fisicoquímico del aceite de semillas de uva

La determinación del análisis fisicoquímico de los tres mejores tratamientos que se obtuvo del aceite de semillas de uva, que se mencionan a continuación se realizó en los laboratorios de la casa de estudios superior, Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco (UNSAAC) y dentro de los laboratorios pertenecientes a la Universidad Nacional de Juliaca (UNAJ), estos análisis se mencionan detalladamente en el Anexo 29.

a) Características fisicoquímicas del aceite de semillas de uva de las tres mejores muestras (M1, M2, M3) en función al rendimiento.

Densidad: Método de la AOAC 920.212 (1920)

Índice de refracción: Método de la AOCS Cc 7-25 (1921)

Índice de Color: Colorímetro READER, Medina (2017)

Índice de peróxido: Método de la AOCS Cd 8b-90 (2009).

Índice de acidez: Método de la AOAC Cd 3d-63 (2009).

Índice de yodo: Método de la AOAC, 993.20 (1996).

b) Características fisicoquímicas del aceite de semillas de uva a la mejor muestra (M1) en función al rendimiento.

Viscosidad: Viscosímetro Brookfield LVTD.

Índice de saponificación: Método de la ISO 3657 (2002).

Ácidos grasos: Método oficial Ce 1b-89 (AOCS 2009).

Actividad de antioxidantes: Vázquez-Flota et al. (2007).

3.5. Formulación de hipótesis

3.5.1. Hipótesis general

- La extracción de aceite de semillas de uva empleando ultrasonido incrementa significativamente el rendimiento y mejora sus propiedades fisicoquímicas, dependiendo de las condiciones específicas de temperatura, tiempo y potencia aplicadas durante el proceso.

3.5.2. Hipótesis específica

- Las semillas de uva poseen un perfil característico de ácidos grasos y una composición proximal que determinan sus propiedades nutricionales y sus posibles beneficios para la salud.
- La temperatura, la frecuencia y el tiempo de extracción influyen significativamente en el rendimiento del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido
- La extracción a través del ultrasonido mejora significativamente la calidad del aceite obtenido a partir de los granos de uva, lo cual se refleja en mejores características fisicoquímicas en comparación con los métodos de extracción convencionales.

CAPÍTULO IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Caracterización las semillas de uva mediante el análisis de su perfil de ácidos grasos y composición proximal.

En la Tabla 7 se muestran la información obtenida del estudio de composición proximal de las semillas de uva, variedad moscatel de Alejandría.

Tabla 7: Composición proximal de las semillas de uva (húmeda).

Composición proximal	Semillas de uva
Proteína %	4.13
Humedad %	37.43
Grasa %	8.05
Ceniza %	1.53
Carbohidratos %	50.36
Fibra %	3.78

La Tabla 7 muestra el contenido de proteína y cenizas del aceite de semillas de uva de la variedad Moscatel de Alejandría, obteniendo valor de 4.13% de proteína y 1.53% de cenizas respectivamente, el valor de proteína no se encuentra dentro del rango que determinaron Özcan et al., (2012), en su investigación encontraron que las semillas de uva contienen de 5.2% - 7.5% de proteínas, la diferencia puede deberse a las condiciones climáticas, variedad, maduración del fruto y el tipo de suelo en la que fue cultivado. Así mismo Berradre et al., (2014), obtuvo valores superiores de proteína variedad Tempranillo (5.57%), mientras que el contenido de cenizas se encuentra dentro del rango determinado el cual es de 1.2% - 2.6%.

Así mismo el contenido de grasa que se encontró en las semillas de uva de la variedad Moscatel de Alejandría fue de 8.05% grasa, esto encontrándose dentro del rango mencionado por Marín (1996), donde informó que las semillas de uva contenían de 5% a 20% de aceite, dependiendo de las variedades de uvas, las condiciones climáticas, los cultivares y la maduración de los frutos. El resultado obtenido en esta investigación fue inferior a lo reportado por Berradre et al., (2014), quienes reportan valores de 10.78% de grasa en semillas de uva de las variedades Malbec, Merlot 10.75%, Syrah 10.10%, Cabernet Sauvignon 11.17% y Cabernet Franc 10.29% y variedad Tempranillo 10.08%.

Los contenidos de carbohidratos y fibra obtenidos de la semilla de uva de la variedad Moscatel de Alejandría fueron 50.36% de carbohidratos y 3.78% de fibra respectivamente, el contenido de fibra fue inferior a lo reportado por Berradre et al., (2014), quienes reportan el contenido de fibra de 25, 73%, mientras que el contenido de carbohidratos en esta investigación fue superior a la variedad Tempranillo (19.41%).

La humedad de la semilla de uva fue de 37.43%, Morant et al. (2004), indican que las semillas de uvas provenientes de la cosecha directa presentan una humedad muy alta, siendo superior al 30%, lo que concuerda con los resultados obtenidos en este estudio de investigación.

La composición proximal fue muy baja en comparación con los resultados obtenidos de Moya, (2017) y Churata, (2018), los cuales trabajaron con semillas de uva de tipo Borgoña y Quebranta respectivamente, la diferencia a parte originaria de la variedad puede deberse a la humedad, puesto que en este caso se trabajó con semillas secas, mientras que en la investigación realizada de análisis proximal se trabajó con semillas húmedas.

La tabla 8 muestra los resultados de los ácidos grasos del aceite derivado de semillas de uva del cultivar Moscatel de Alejandría

Tabla 8: Contenido de Ácidos grasos de las semillas de uva.

Semillas de uva	Ácidos grasos (g/100g)				
	Ácido Linoleico	Ácido Oleico	Ácido Esteárico	Ácido Palmítico	Ácido Araquídico
Moscatel de Alejandría	0.165±0.003	1.374±0.037	0.175±0.004	2.030±0.038	0.015±0.006

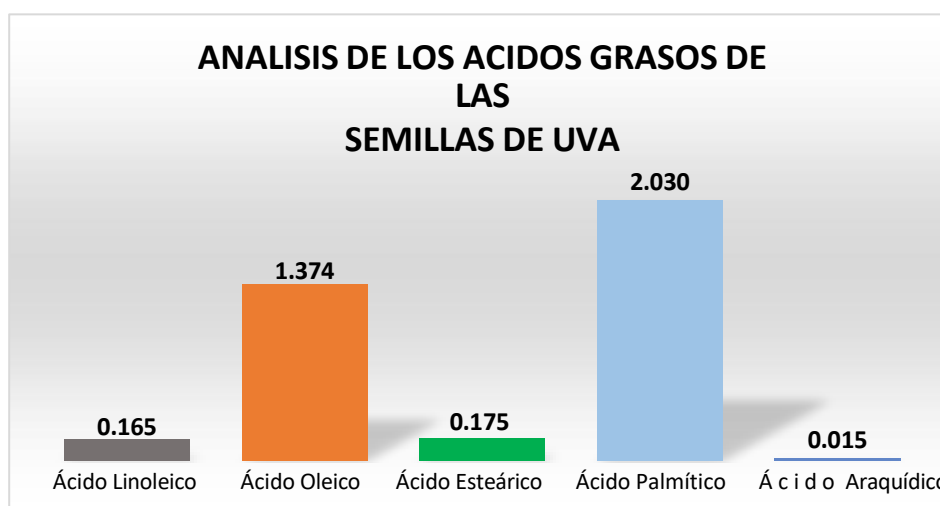


Figura 19: Gráfico del análisis del contenido de ácidos grasos en las semillas de uva.

En la Tabla 8 y la Figura 19 se presentan los perfiles de ácidos grasos de las semillas de uva de la variedad Moscatel de Alejandría. Se observa que el ácido palmítico (2,030 g/100 g) y el ácido oleico (1,374 g/100 g) son los compuestos predominantes. Estos resultados podrían estar relacionados con el contenido total de aceite en las semillas, que en este estudio fue del 8,05 %. Dado que los ácidos grasos están presentes en pequeñas proporciones dentro de la fracción lipídica, este bajo contenido de grasa justifica las concentraciones reducidas de ácidos grasos obtenidas en esta investigación.

4.2. Determinación de la influencia de la temperatura, frecuencia y tiempo sobre el rendimiento del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido.

En la Tabla 9 se muestran los valores determinados en el porcentaje del rendimiento relativo del proceso de extracción de aceite provenientes de semillas de uva (Moscatel de Alejandría) en las diferentes etapas del proceso con aplicación de extracción asistida por ultrasonido a diferentes condiciones de temperatura, tiempo y frecuencia.

Tabla 9: Determinación del impacto de la temperatura, frecuencia, así como el periodo de exposición sobre el rendimiento del aceite procedente de semillas de uva por medio de extracción ultrasónica.

Tratamientos	Temperatura (°C)	Tiempo (min)	Frecuencia (kHz)	Rendimiento del aceite de semillas de uva %
1	40	10	40	15.06±0.001
2	40	10	60	18.14±0.010
3	40	20	40	15.09±0.005
4	40	20	60	17.29±0.027
5	50	10	40	14.32±0.007
6	50	10	60	18.05±0.010
7	50	20	40	15.21±0.005
8	50	20	60	13.52±0.005
9	60	10	40	11.77±0.000
10	60	10	60	14.38±0.006
11	60	20	40	12.24±0.003
12	60	20	60	12.22±0.011

Con el propósito de extraer aceite de las semillas de uva, se estableció un protocolo utilizando la extracción con Soxhlet como método de control. Bajo condiciones de 60°C y un tiempo de extracción prolongado de 2 horas, se obtuvo un rendimiento de aceite de $17.15 \pm 0.002\%$. Este rendimiento estándar proporcionó una base sólida para analizar y comparar la eficiencia de la extracción asistida por ultrasonido en términos de rendimiento y tiempo, siendo así estadísticamente significativo ambos métodos.

El rendimiento más elevado de extracción de aceite se observó a una frecuencia 60 kHz el cual fue $18.14 \pm 0.010\%$ (T2) esto fue a una temperatura de 40°C por un tiempo de 10 minutos, seguido del tratamiento T6 el cual fue de $18.05 \pm 0.010\%$ a temperatura de 50°C empleando un tiempo de extracción de 10 minutos, y el tercer tratamiento con mejor rendimiento fue el T4 con $17.29 \pm 0.027\%$ a temperatura de 40°C por un tiempo de 20 minutos. Estos resultados son similares a otros estudios sin embargo, en este caso se extrajo el aceite de las semillas de uva, a diferentes tiempos, temperatura y frecuencias, es por ello que el autor Campo et al., (2023), quien obtuvo un rendimiento de extracción del aceite crudo de palma de 19.35% a una frecuencia de 40 kHz por un tiempo de 30 minutos. Estudios similares fueron realizados Gonzales, (2018), evaluó el rendimiento del aceite de zapallo mediante extracción asistida por ultrasonido obtuvo un rendimiento de 38.60% a 40 kHz de frecuencia con a un nivel de temperatura de 60°C por un lapso de 40 minutos. Otras investigaciones han demostrado que, en efecto, la extracción asistida por ultrasonido resulta más eficaz que la extracción química tradicional para obtener aceite de diferentes fuentes. Saavedra et al. (2018), lograron un rendimiento del 29.79% en la extracción de aceite de *Jatropha curcas* L. usando ultrasonido, superando el 26.03% obtenido con el método Soxhlet. De manera similar, Bagher et al. (2016), consiguieron rendimientos de hasta 37.8% extrayendo aceite de cáscara de *P. khinjuk* con esta misma técnica, Taticchi et al. (2019), también confirmaron esta mejora en la extracción de aceite de oliva virgen, logrando un incremento del 22.7% en el rendimiento gracias a este fenómeno. Según Campo et al., (2023), el aumento en el rendimiento se debe a la cavitación ultrasónica, que desintegra las paredes celulares, promoviendo la liberación de los componentes.

Así mismo según Zhang et al., (2016), la extracción asistida por ultrasonido mejora la eficiencia de extracción de compuestos orgánicos, esto se atribuye tanto al fenómeno llamado cavitación acústica como a efectos mecánicos, donde la cavitación acústica produce la fractura de las paredes celulares en el material vegetal facilitando la

penetración del solvente y permitiendo la liberación del producto intracelular. Según los resultados obtenidos en esta investigación podemos decir esta teoría puesto que el aceite extraído por el método de extracción asistido por ultrasonido fue más eficiente que la extracción por soxhlet, Azuola & Vargas, (2007), mencionan que el aumento de la eficiencia no solo depende del método de extracción, sino, también, del material a extraer, la temperatura, solvente y el tiempo de sonificación.

Según Guerra et al., (2003), el porcentaje de aceite en las semillas de uva se encuentra entre 11% hasta 18% esto dependiendo de la variedad de semillas de uva. Lo cual se verifico durante la realización de esta investigación cuyos valores se encontraron en un rango de 11.8% a 18.14% de contenido de aceite en la variedad Moscatel de Alejandría.

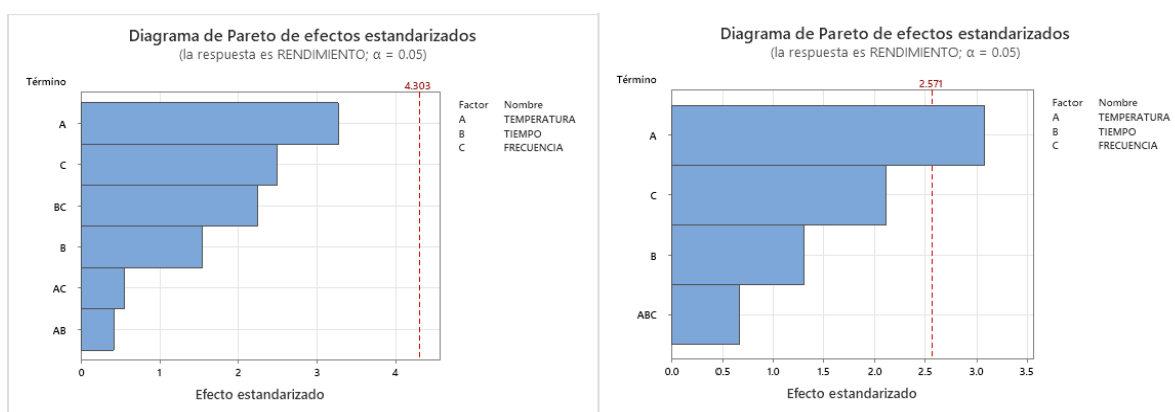


Figura 20: Diagrama de Pareto de efectos estandarizados del rendimiento de extracción del aceite.

Según la figura 20 la temperatura, tiempo, la frecuencia y las interacciones BC, AC, AB, A, B, C influyen sobre el rendimiento, según Gonzales (2018), menciona que la temperatura es un factor determinante en la extracción asistida por ultrasonido EAU puesto que un incremento de temperatura implica una alta capacidad de recuperación durante el proceso de extracción, esto debido al aumento de la cantidad de burbujas de cavitación y de la extensión de la superficie de contacto; no obstante, menciona que la manifestación de este efecto disminuye a temperaturas cerca a la ebullición del solvente. Lo que justifica el bajo rendimiento de extracción de aceite de los tratamientos T9, T10, T11 y T12 los cuales fueron sometidos a temperaturas de 60°C, esta temperatura de extracción es muy cercano a la temperatura de ebullición del solvente hexano (69°C). Así mismo, Gonzales (2018), menciona que el tiempo de sonicación aumenta la eficiencia de extracción hasta que alcanza el equilibrio, no obstante, menciona que a tiempos mayores al óptimo se produce una reducción en las recuperaciones obtenidas, menciona que probablemente sea por la degradación del aceite o por la descomposición del solvente orgánico causada por las ondas del ultrasonido.

Así mismo, el tiempo requerido la obtención depende de la estructura celular, la capacidad de penetración del solvente y la fortaleza de los tejidos compuestos solutos que se mueven por difusión desde el interior hacia el disolvente. Del mismo modo, la magnitud de las partículas influye significativamente en la eficiencia de obtención del aceite, ya que una reducción en el tamaño aumenta el área superficial. Expuesta al proceso, lo que se traduce en un mayor rendimiento. En este sentido, se ha señalado que fracciones menores a 0,6 mm permiten extraer una mayor cantidad de aceite en comparación con la semilla entera. De forma concordante, Navas, (2009), en su investigación sobre el rendimiento del aceite de semillas de uva de la variedad Criolla Negra extraído mediante Soxhlet con partículas de 250 μm , 500 μm y 850 μm , evidenció que el tamaño de partícula ejerce una influencia determinante en el rendimiento de extracción. En la presente investigación se empleó un tamaño de partícula de 420 μm (malla N° 40), lo que favoreció la obtención de una mayor cantidad de aceite.

4.3. Caracterización fisicoquímica del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido.

En la tabla 10, se ilustra los datos obtenidos que se obtuvo de la evaluación físico-química del aceite de semillas de uva de la variedad moscatel de Alejandría.

Tabla 10: Características fisicoquímicas del aceite de semillas de uva.

Composición fisicoquímica	Aceite de semillas de uva			
	M1	M2	M3	
Densidad (g/cc)	0.89±0.02	0.89±0.01	0.84±0.02	
Índice de color (L*a*b*)	L* =	38.09±0.61	38.77±1.72	35.98±0.60
	a* =	1.32±0.27	1.36±0.04	0.95±0.02
	b* =	4.22±0.56	3.93±0.31	5.56±0.30
Índice de refracción (nD)	1.4747±0.00	1.4745±0.00	1.4742±0.00	
Índice de peróxido (meq O ₂ /kg)	7.33±0.47	10.27±1.16	8.87±0.31	
Índice de acidez (mg KOH/g)	1.15±0.11	1.26±0.11	0.70±0.09	
Índice de yodo (mg de Yodo/100 g)	69.47±7.11	66.43±5.85	57.53±2.39	

Nota: M1, M2 y M3 = Mejores rendimientos obtenidos de la extracción del aceite de semillas de uva.

En la tabla 10 se muestra los resultados del análisis fisicoquímico del aceite de semillas de uva de la variedad Moscatel de Alejandría, estos análisis se realizaron a los 3 mejores rendimientos obtenidos de la extracción del aceite, donde las muestras M1 y M2 presentaron valores similares de densidad ($0.89\text{g/cc}\pm 0.02$), mientras que la densidad de la muestra M3 fue de $0.84\pm 0.02\text{g/cc}$, siendo ligeramente más bajo, estos valores se encuentran por debajo del rango establecido por el Codex Alimentarius (2023), que establece un intervalo de 0.920 - 0.926. Así mismo en su investigación Özcan et al. (2012), encontró valores de densidad en un rango de 0.909 – 0.934 g/cm del aceite de semillas de uva, Paucar-Menacho et al. (2015), obtuvo densidades de 0.915 ± 0.0014 del aceite de oliva y 0.928 ± 0.0016 del aceite de Sacha Inchi. En este estudio realizado la densidad de las 3 muestras se encuentra por debajo del rango determinado, esta puede deberse a diferentes factores como la variedad, el método de extracción, entre otros factores. Paucar-Menacho et al. (2015), mencionan que un aceite con menor densidad es mejor, considerando que se digiere con mayor facilidad y presenta un punto de fusión reducido. Con base a ello podemos comentar que el aceite de semillas de uva (Moscatel de Alejandría) tiene una mejor calidad en comparación con los otros aceites mencionados.

Así mismo las 3 muestras (M1, M2 y M3) presentaron valores muy cercanos de índice de refracción de 1.4747 ± 0.00 , 1.4745 ± 0.00 y $1.4742\pm 0.00\text{nD}$ respectivamente. Estos valores se encuentran dentro del rango establecido por el Codex Alimentarius (2023), que establece un intervalo de 1.467 – 1.477nD. Además investigación Özcan et al. (2012), encontró valores similares de índice de refracción en un rango de 1.474 – 1.478 nD del aceite de semillas de uva, Paiva and Sánchez, (2013), encontraron valores muy cercanos de refracción de 1.472nD (extracción con solvente) y 1.474 nD (extracción por prensado) del aceite de semillas de uva de la variedad Gross Colman, Paucar-Menacho et al. (2015), obtuvo valores similares de índice de refracción de $1,475 \pm 0,001\text{nD}$ del aceite de Sacha Inchi, $1,469 \pm 0,001\text{nD}$ del aceite de Oliva. Según Trevejo y Maury (2002), el índice de refracción incrementa conforme aumenta la longitud de las cadenas de hidrocarburos y el número de enlaces dobles, de esta manera se podría mencionar que el aceite de semilla de uva de la variedad Moscatel de Alejandría es insaturado y esto se corrobora con los valores obtenidos de la composición de ácidos grasos.

El índice de acidez de la muestra M2 presentó un valor de 1.26 mg KOH/g, siendo ligeramente más alto respecto a las muestras M1 y M3 (1.15 ± 0.11 y 0.70 ± 0.09 mg KOH/g respectivamente), el aceite extraído en este estudio presentó valores superiores al máximo permitido del índice acidez en aceites refinados que es 0.6mg de KOH/g de aceite, por el

Codex Alimentarius (2023). Así mismo Özcan et al. (2012), encontró valores en un intervalo de 0.74 – 1.24 mg KOH/g, (Navas, 2009), reporto valores de 0.82% y 1.42% respectivamente para las variedades de Syrah y Tintorera (extracción por prensado en frío), valores reportados por Paiva & Sánchez (2013), fue de 0.84% (extracción con solvente) y 0.59% (extracción por prensado), Paucar-Menacho et al. (2015), obtuvo valores de acidez de $1,08 \pm 0,029\%$ del aceite Sacha Inchi, $1,14 \pm 0,035\%$ del aceite Oliva, siendo valores más altos al estudio realizado, esta diferencia puede estar relacionado con el método de extracción, la variedad, entre otros factores. Así mismo la acidez obtenida en este estudio fue alta en comparación con los resultados de Avalos (2021), el cual obtuvo 0.12% del aceite de semillas de uva de la variedad Quebranta.

El índice yodo de la muestra M1 presento un valor de 69.47 ± 7.11 mg de Yodo/100 siendo más alto con respecto a las muestras M2 y M3 (66.43 ± 5.85 y 57.53 ± 2.39 mg de Yodo/100 respectivamente), estos valores son inferiores al rango establecido del índice de yodo (128 – 150 mg de I/gr muestra), por el Codex Alimentarius (2023), así mismo Özcan et al. (2012), encontró valores en un intervalo de 126 – 134 mg de Yodo/gr muestra en aceite de semillas de uva, Paucar-Menacho et al. (2015), encontró valores de índice de yodo de $56.15 \pm 0,14$ del aceite de Oliva y $59,04 \pm 0,04$ del aceite de Sacha Inchi. Para Benatmane et al. (2011) el índice de yodo es una propiedad química relacionada con la insaturación, con el índice de refracción y con la densidad: a mayor índice de yodo, mayor índice de refracción y mayor densidad, esta relación quedo comprobada en esta investigación, pues la muestra M1 fue el aceite con mayor índice de yodo (69.47 ± 7.11 mg de Yodo/100; refracción de 1.4747nD y densidad de 0.89 ± 0.02 g/cc). Zumbado (2002), menciona que mientras más bajo es el índice de yodo, más alto es el grado de saturación de una grasa o aceite, es por ello que el aceite de semillas de uva es rico en ácidos grasos poliinsaturados puesto que su índice de yodo fue más bajo con respecto a los otros aceites. Según Trevejo & Maury (2002), mencionan que la descomposición por rancidez deteriora los enlaces dobles se oxidan, generando ácidos con un peso molecular menor, el cual, a largo plazo, provoca una disminución del índice de yodo y un incremento en los índices de acidez y saponificación.

El valor de peróxido de la muestra M2 alcanzó un valor de 10.27 ± 1.16 meq O₂/kg de aceite, siendo más alto con respecto a las muestras M1 y M3 (7.33 ± 0.47 y 8.87 ± 0.31 respectivamente), esta diferencia puede deberse a la temperatura a la cual fue extraída (50°C) y las otras muestras (M1 y M3) fueron extraídas a 40°C.

Este resultado muestra que el aceite obtenido a una temperatura superior a 50 °C presenta

valores altos de peróxido, lo que parece deberse a la evolución de los compuestos hacia otro tipo de sustancias más oxidadas, responsables del mal olor y sabor de los aceites (Navas, 2009), estos valores son semejantes al valor máximo establecido por el Codex para aceites refinados que es 10meqO₂/kg de aceite Codex Alimentarius (2023), valores más altos reportaron Paiva & Sánchez (2013), obtuvieron un valor de 14.32 meq O₂/kg de aceite, esto mediante extracción con solvente, mientras que, por extracción mediante prensado obtuvo un valor de 0.42 meq O₂/kg de aceite, siendo esto claramente más bajo, ya que en este método no se somete a temperaturas elevadas, así mismo, Navas (2009), reportó valores de peróxido de 11.60 y 6.80 meq O₂/kg de aceite de la variedad Syrah y Tintorera respectivamente, esta diferencia puede deberse al método de extracción y variedad de semillas. El índice de peróxidos proporciona información acerca del grado de oxidación y permite, con ciertas limitaciones, una estimación de hasta qué punto se ha alterado el aceite en el proceso de extracción (Paiva & Sánchez, 2013).

La figura 21 se muestra el disco de color estándar CIELab del aceite de semillas de uva de la variedad Moscatel de Alejandría.

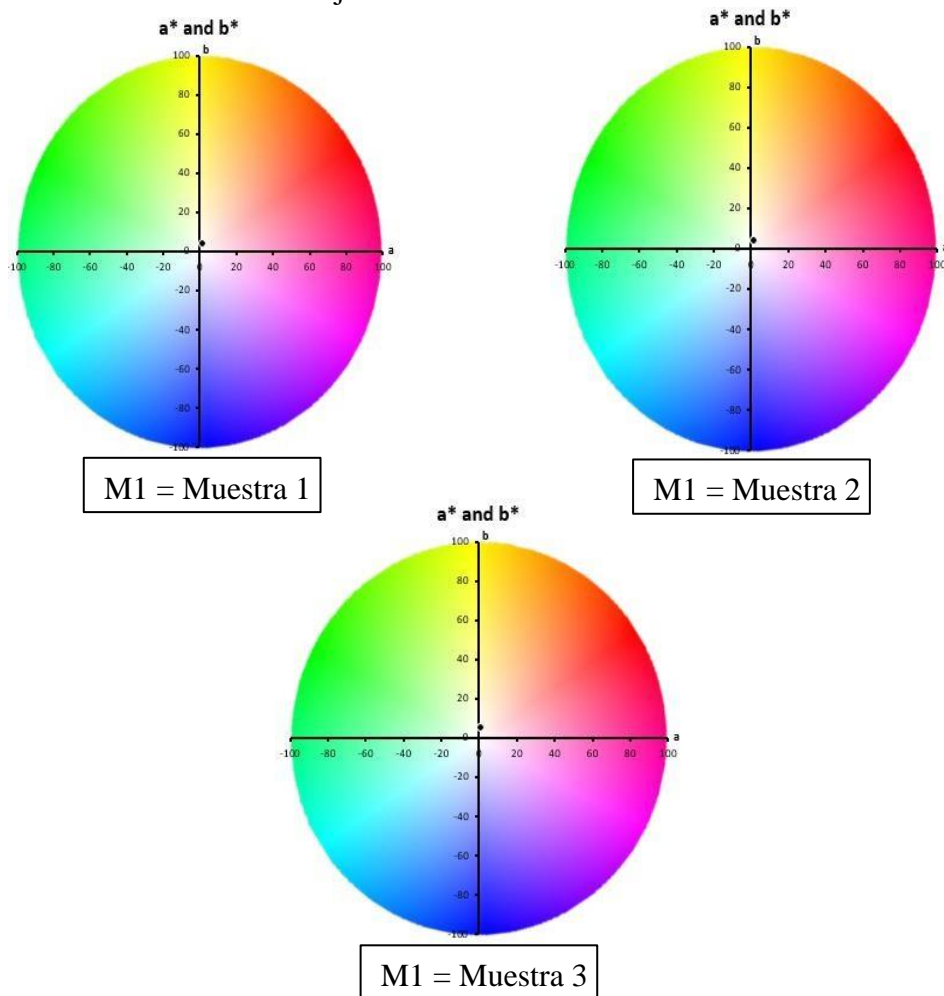


Figura 21: Disco de color estándar CIELAB: M1: muestra 1, M2: muestra 2, M3: muestra.

Tabla 11: resultado de los valores de colorimetría IELAB del aceite de semillas de uva.

MUESTRAS	Valores colorímetros				
	L	a	b	C	h-ab
M1	38.09±0.61	1.32±0.27	4.22±0.56	4.42±0.61	72.69±1.45
M2	38.77±1.72	1.36±0.04	3.93±0.31	4.16±0.29	70.80±1.66
M3	35.98±0.60	0.95±0.02	5.56±0.30	5.64±0.30	80.29±0.32

La Tabla 11 presenta los valores colorimétricos del aceite de semillas de uva. En el parámetro de croma (C^*ab), los valores oscilaron entre $4,16 \pm 0,29$ y $5,64 \pm 0,30$. Con respecto al ángulo de tono (h_{ab}), se registraron valores entre $70,80 \pm 1,66$ y $80,29 \pm 0,32$. El índice de color del aceite mostró resultados muy similares en las tres muestras analizadas; sin embargo, la muestra M3 presentó en la coordenada L una luminosidad de $35,98 \pm 0,60$, lo que indica una tonalidad ligeramente un amarillo más oscura en comparación con M1 y M2 (Figura 21).

La muestra M1 presentó en las coordenadas a^* y b^* valores de $1,32 \pm 0,27$ y $4,22 \pm 0,56$, respectivamente, lo que corresponde a un color amarillo pálido con un ligero matiz rojizo. La muestra M2 registró valores de $1,36 \pm 0,04$ en a^* y $3,93 \pm 0,31$ en b^* , mostrando también un tono amarillo pálido con un matiz rojizo, aunque ligeramente más claro que M1. En el caso de la muestra M3, los valores obtenidos fueron $0,95 \pm 0,02$ en a^* y $5,56 \pm 0,30$ en b^* , lo que refleja un color amarillo más intenso, con un matiz rojizo más tenue y una tonalidad ligeramente más oscura en comparación con M1 y M2. La desviación estándar indica que existe variabilidad en el color entre las tres muestras analizadas, lo cual puede atribuirse a las diferencias en los parámetros de extracción del aceite

El tono general de las 3 muestras (M1, M2 y M3) presentaron un tono amarillo predominante, lo que es característico de muchos aceites vegetales. Así mismo, según el Codex Alimentarius (2023), los aceites deben presentar color, olor y sabor característico al producto designado y que debería estar exento de olores y sabores extraños o rancios. Los resultados obtenidos en esta investigación son ligeramente más oscuros respecto al color del aceite de Moringa el cual presentó una luminosidad de $L^* = 44.80$, $a^* = -4.51$ y $b^* = 18.87$ (Alberca y Huanca, 2015), al color del aceite de Sacha Inchi que tuvo una luminosidad de L: 77.73, a^* : -0.43 y b^* 4.1, siendo de un color amarillo dorado ligeramente verdoso, el aceite de Oliva tuvo una luminosidad de L: 84.47, a^* : -1.75 y b^* : 63.2 encontrándose dentro del color amarillo dorado tendiendo al verde oscuro (Paucar-Menacho et al., 2015).

Teixeira de Almeida et al. (2020) obtuvo resultados del aceite de palma con una L: 40.67, a*: -1.36, b*: 4.77 y croma (C^*ab), del 4.96 siendo este un amarillo pálido, aunque ligeramente verdoso con un ángulo de tono (h_{ab}), de 105.95°. Así mismo las demás muestras realizadas presentaron una L: 39.93, a*: -1.47, b*: 4.98 y croma (C^*ab), 5.19 siendo un color amarillo oscuro con un ligero matiz verde con un ángulo de tono (h_{ab}) de 106.48°, presentando valores de luminosidad y cromos cercanos al de este estudio excepto al ángulo de tono.

Según Ixtaina et al. (2009), hace mención que el tono de los aceites vegetales se relaciona con la cantidad total de pigmentos presentes. Además (Navas, 2009), menciona que la presencia de estos carotenoides resulta importante ya que además de influir en el color de los aceites algunos son precursores de la vitamina A. Juárez et al. (2017), mencionan que no existen estándares de color para aceite de semilla de Vitis, puesto que existen muchas variedades de uva y las cuales tendrían que evaluarse para establecer los estándares de color, no solo influyendo la variedad sino también los métodos de extracción, el origen, tiempo de suelo, entre otros factores.

En la figura 22 se encuentra en el gráfico de intervalo de densidades de las semillas de uva, este se determinó mediante diferencia de medias (tukey) a una confianza del 95 %.

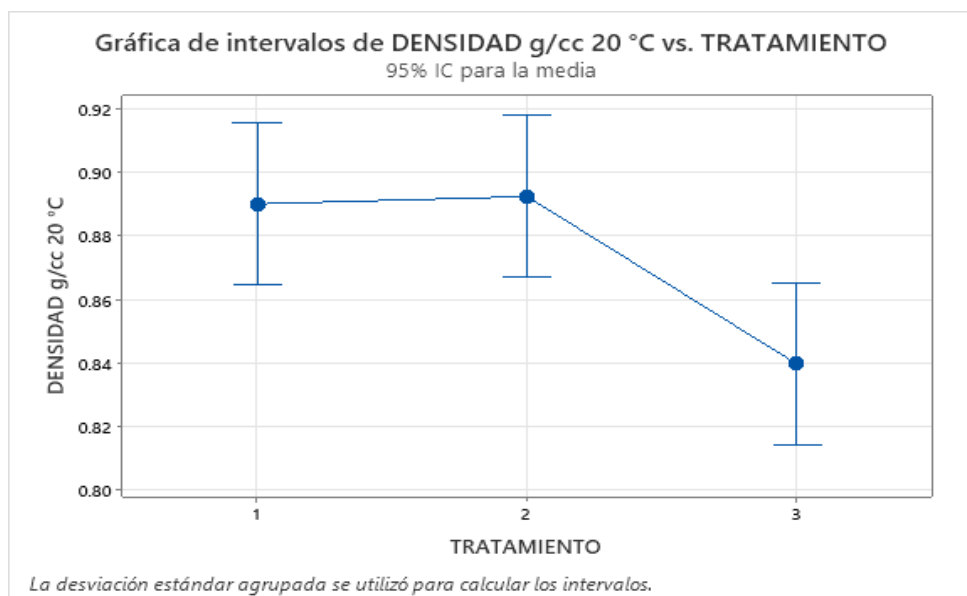


Figura 22: *Gráfico de intervalo de la densidad del aceite de semillas de uva.*

La figura 22 muestra el intervalo de las densidades de los tratamientos evaluados, revela que no hay una variación significativa entre los tratamientos 1 y 2, considerando que sus intervalos se superponen, sin embargo, el tratamiento 3 presenta un intervalo inferior, lo que indica que si existe diferencias significativas respecto a los otros dos tratamientos.

En la figura 23 se evidencia el grafico de intervalo del índice de acidez de las semillas de uva, este se determinó mediante diferencia de medias (tukey) a una confianza del 95 %.

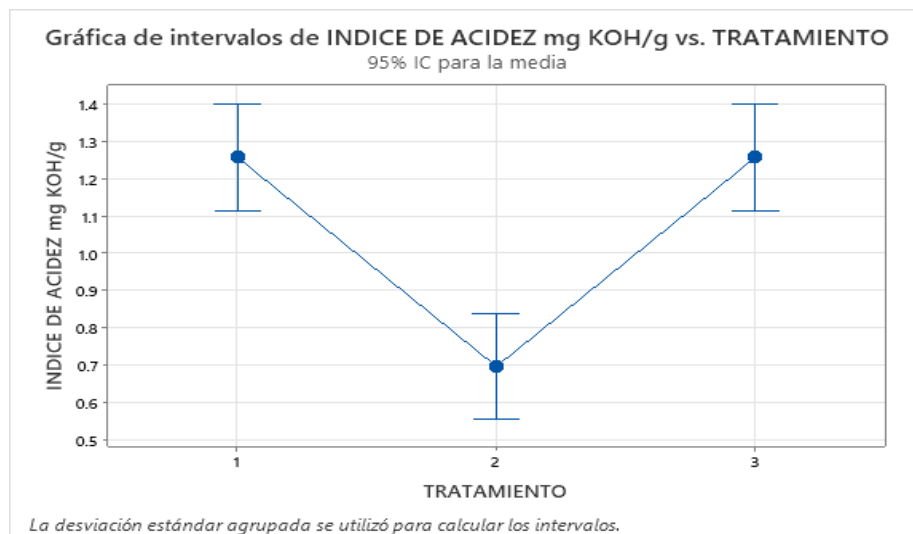


Figura 23: *Gráfico de intervalo del índice de acidez del aceite de semillas de uva.*

En la gráfica (figura 23) muestra el intervalo del índice de acidez de los tratamientos evaluados. Lo que señala que se detecta una diferencia relevante entre los tratamientos 1 y 3, considerando que sus intervalos se superponen, sin embargo, el tratamiento 2 presenta un intervalo inferior, lo que indica que si existe diferencias significativas respecto a los otros dos tratamientos.

En la figura 24 se evidencia el grafico de intervalo del índice de acidez de las semillas de uva, este se determinó mediante diferencia de medias (tukey) a una confianza del 95 %.

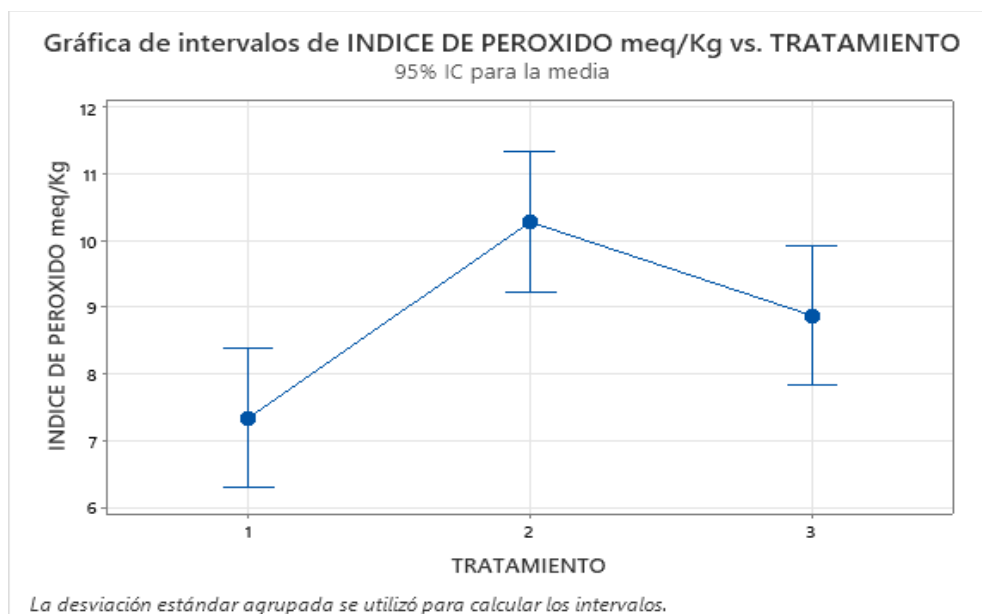


Figura 24: *Gráfico de intervalo del índice de peróxido del aceite de semillas de uva.*

En la gráfica (figura 24) muestra el intervalo del índice de peróxido de los tratamientos. indica que el tratamiento 1, 2 y 3 muestra diferencias significativas.

En la figura 25 se evidencia el grafico de intervalo del índice de yodo de las semillas de uva, este se determinó mediante diferencia de medias (tukey) a una confianza del 95 %.

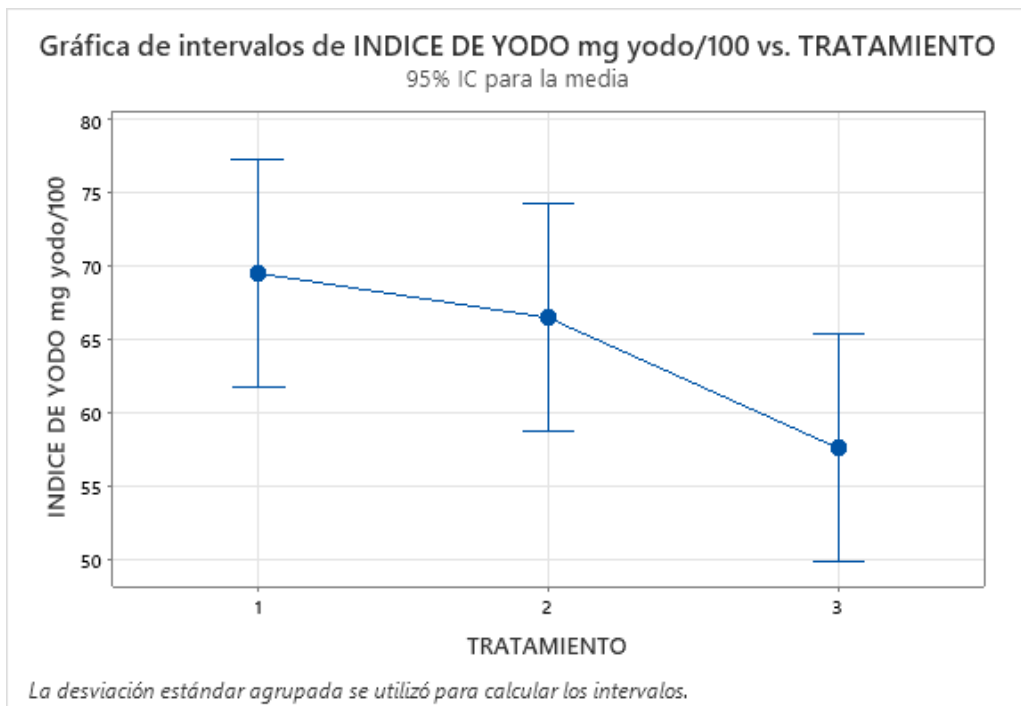


Figura 25: *Grafico de intervalo del índice de yodo del aceite de semillas de uva.*

En la gráfica (figura 25) muestra el intervalo del índice de yodo de los tratamientos, evaluados. Sé observa que existe diferencia significativa entre los tratamientos 1, 2 y 3.

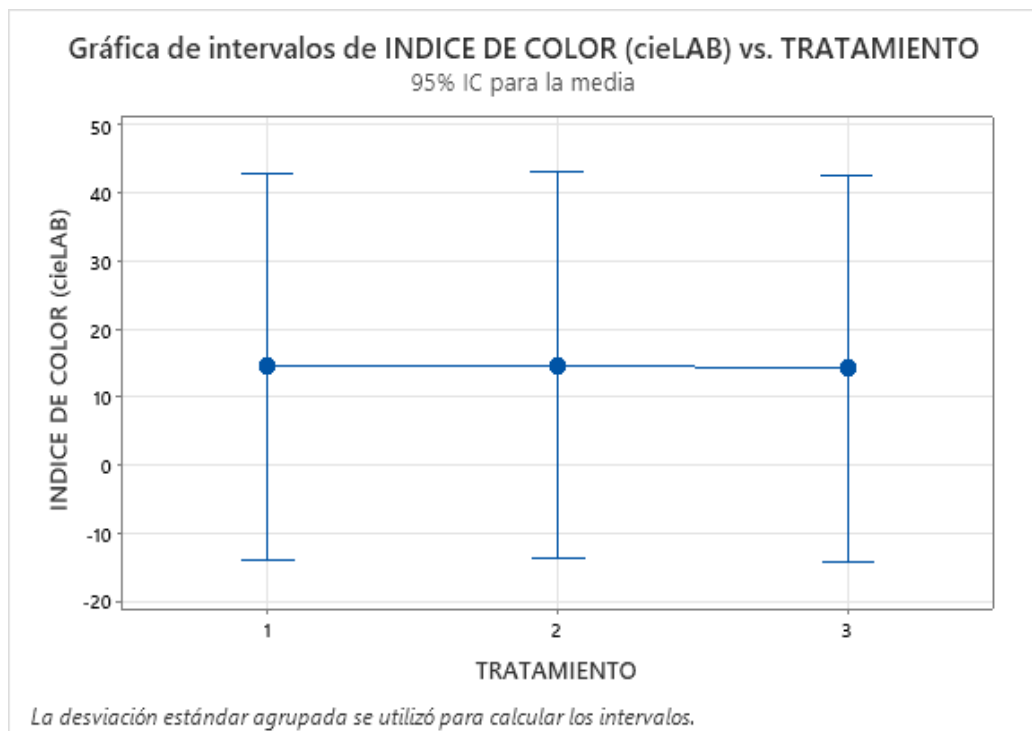


Figura 26: *Grafico de intervalo del índice de color del aceite de semillas de uva.*

La gráfica (figura 26) muestra el intervalo del índice de color de los tratamientos, lo que indica que los tres tratamientos no muestran diferencias significativas.

En la figura 27 se evidencia el gráfico de intervalo del índice de refracción de las semillas de uva, este se determinó mediante diferencia de medias (tukey) a una confianza del 95 %.

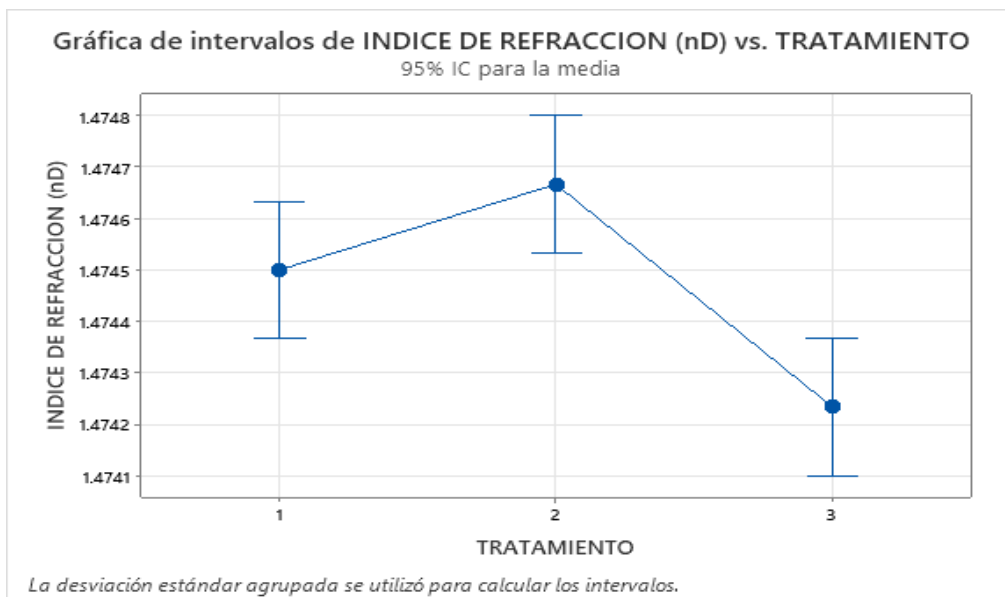


Figura 27: Gráfico de intervalo del índice de refracción del aceite de semillas de uva.

La gráfica (figura 27) muestra el intervalo del índice de refracción de los tratamientos evaluados. Se observa que no existe mucha diferencia significativa entre los tratamientos 1 y 2, sin embargo, el tratamiento 3 presenta un intervalo inferior, lo que indica que si existe diferencias significativas respecto a los otros dos tratamientos.

Según el análisis de varianza del aceite de semillas de uva de la variedad Moscatel de Alejandría (Anexo 20), los parámetros de acidez y el índice de peróxido presentaron diferencias significativas entre las muestras, a diferencia de los demás análisis, que no mostraron variaciones relevantes. Estos resultados podrían atribuirse a los parámetros de extracción, particularmente a la temperatura y al tiempo de proceso.

Así mismo el análisis fisicoquímico como densidad, índice de acidez, peróxido, refracción muestras diferencia de medias entre muestras, sin embargo, en el caso del índice yodo y color no muestran diferencia de medias.

Tabla 12: Contenido de Ácidos grasos del aceite de semillas de uva (M1)

Aceite de semillas de uva	Ácidos grasos			
	Ácido Linoleico	Ácido Oleico	Ácido Estearico	Ácido Palmítico
Moscatel de Alejandría (M1)	70.26±0.01%	18.34±0.03%	3.80±0.01%	7.04±0.03%

Nota: M1 = Mejor rendimiento obtenido de la extracción del aceite de semillas de uva.

La grafica 28 evidencia el análisis de la composición proximal del aceite.

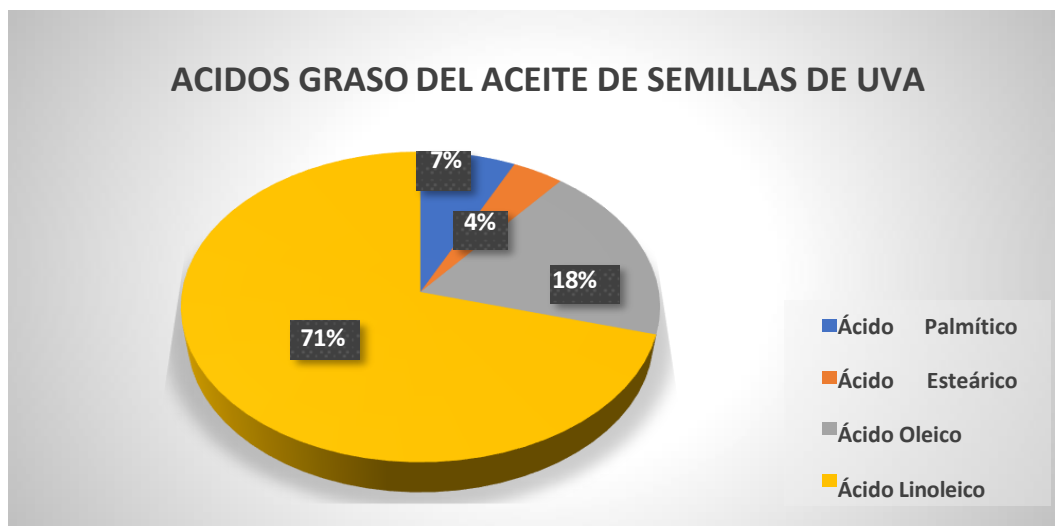


Figura 28: *Grafica de los análisis del perfil ácidos grasos del aceite de semillas de uva.*

En la tabla 12 y figura 28 se muestra los ácidos grasos presentes en el aceite de semillas pertenecientes a la uva Moscatel de Alejandría, presentándose en mayor cantidad los ácidos grasos poliinsaturados, encontrándose en mayor proporción el ácido linoleico con un porcentaje de $70.26 \pm 0.01\%$, seguido del ácido oleico con $18.34 \pm 0.03\%$. Estos valores son muy semejantes a los resultados obtenidos por Özcan et al. (2012), quienes mencionan que en su investigación encontraron que los ácidos grasos del aceite de semillas de uva se encuentran en una concentración de 60.7 - 68.5% ácido linoleico, 16.1 - 23.4% ácido oleico, 8.0 - 10.2% ácido palmítico y 4.0 - 5.4% ácido esteárico. Así mismo, Córdova & Nuñez (2015), en sus análisis de ácidos grasos del aceite de semillas de uva de la variedad Criolla Negra obtuvieron valores muy cercanos a la variedad Moscatel de Alejandría, los más abundantes son ácido oleico y ácido linoleico 17.36% y 68.75% respectivamente, así mismo Paucar-Menacho et al. (2015), en su investigación encontró valores de ácido linoleico de $50.65 \pm 0.10\%$, ácido oleico $22.43 \pm 0.05\%$, ácido linoléico $11.17 \pm 0.05\%$ del aceite de Sacha Inchi, en el aceite de Oliva se encontró en mayor cantidad el ácido oleico ($56.82 \pm 0.00\%$), ácido linoleico ($19.96 \pm 0.01\%$). Por lo tanto, el aceite de semillas de uva (Moscatel de Alejandría) en función a su composición rica en ácidos grasos insaturados podemos afirmar que este aceite tiene beneficio a la salud de sus consumidores, además tiene mayor contenido de ácido linoleico en comparación con otros aceites el cual cumple la función de controlar y reducir el colesterol que las grasas saturadas acumuladas, además de ser fundamental en la formación de tejido nervioso y del tejido ocular (Paucar-Menacho et al., 2015).

Los resultados obtenidos de los ácidos grasos en este estudio se encuentran dentro del rango determinado por el Codex Alimentarius (2023), para el aceite de semillas de uva, los cuales se encuentran en un rango de 5.5 – 11.0% de ácido palmítico (C16:0), 3.0 – 6.5% de ácido esteárico (C18:0), 12.0 – 28.0% de ácido oleico (C18:1) y 58.0 – 78.0% de ácido linoleico (C18:2), así mismo, el Codex Alimentarius y L. Vanhanen (2014), mencionan que el aceite de semillas de uva tiene una alta cantidad de ácido linolénico y oleico en su composición, corroborándose con la investigación realizada en este estudio.

Los resultados de los ácidos grasos identifican los diferentes tipos de ácidos grasos presentes en el mismo, Además proporciona información sobre la composición de grasas, sin embargo, los análisis fisicoquímicos para garantizar sus propiedades, calidad, pureza, permite determinar si el aceite cumple con los estándares requeridos en la industria alimentaria (Liao et al., 2024).

Tabla 13: Actividad antioxidante del aceite de semillas de uva (M1).

Aceite de semillas de uva	TEAC CI50 mg/100 mL de aceite	Trolox CI50 μmol/100 mL de aceite	%Inhb
Moscatel de Alejandría (M1)	36.4 \pm 0.47	145.248	59.1

Nota: M1 = Mejor rendimiento obtenido de la extracción del aceite de semillas de uva.

TEAC: Capacidad antioxidantes equivalente de trolox

%Inhb: Inhibición.

En la tabla 13 se muestra la actividad antioxidante del aceite obtenido de semillas de uva de la variedad Moscatel de Alejandría el cual fue de 145.248 μ mol/100 mL de aceite equivalente a Trolox CI50, con un porcentaje de inhibición de radicales libres DPPH del 59.1%. este resultado puede estar relacionado a los compuestos polifenólicos ya que son compuestos orgánicos antioxidantes que se encuentran en las semillas de uva. El valor de inhibición presentado en esta investigación fue superior a lo reportado por Paiva & Sánchez (2013), el cual fue un valor de 51.57 % de inhibición y EC50 de 582.37 μ g/mL (extracción con solvente), pero fue inferior al aceite extraído por prensado el cual presento un valor de 74.49 % de inhibición y un EC 402.85 μ g/mL del aceite de la variedad Gross Colman.

Otros autores como Berradre et al. (2014), encontraron que la actividad antioxidante del aceite de semillas de uva de la variedad Tempranillo fue de 9.20 μ g equivalentes de TROLOX (TE).g-1, así mismo, Bail et al. (2008), reportó valores obtenidos para aceites de semillas de uva de diferentes variedades: 0.87 μ gTE.g-1 (cultivar Merlot) 1.16

$\mu\text{gTE.g}^{-1}$ (cultivar Cabernet Sauvignon) y $0.72 \mu\text{gTE.g}^{-1}$ (cultivar Zweigelt), lo cual puede estar relacionado con un mayor contenido de compuestos polifenólicos en los aceites obtenidos, así mismo, puede deberse a factores como: variedad de uva, el área de producción, el clima y técnicas agrícolas que tienen un efecto sobre el contenido de fenoles totales y a su vez sobre la actividad antioxidante (Fernández-Pachón et al., 2006).

El aceite de semillas de uva obtenida en esta investigación comparado con las investigaciones anteriormente citadas, podemos mencionar que el aceite obtenido tiene capacidad antioxidante elevada dado que podría describir como un producto funcional dietético, cuidado de la piel y cabello al aceite derivado de la variedad de uva Moscatel de Alejandría. Según Pardo et al. (2009). Este aceite es rico en compuestos fenólicos, principalmente pro-antocianinas, potenciales antioxidantes, además, contiene altas cantidades de taninos 1000 veces mayor que otros aceites de semillas de otras frutas (Palma et al., 1999).

Berradre et al. (2014), mencionan que los antioxidantes actúan como captadores de radicales, e inhiben la peroxidación de lípidos y otros procesos que incluyen radicales libres, por lo tanto, pueden proteger el cuerpo humano contra varias enfermedades atribuidas a las reacciones de los radicales.

Según (Guerra & Zuñiga, 2003) la actividad antioxidante de las semillas de uva les confiere un potencial importante en el área de alimentos. Entre las posibilidades para sacar provecho de los subproductos dentro del sector vitivinícola y pisco se sugiere como recurso para la industria aceitera en el país.

Tabla 14: Características fisicoquímicas del aceite extraído de semillas de uva M1.

Composición fisicoquímica	Aceite de semillas de uva			
	R1	R2	R3	M1
Viscosidad (Pa s)	0.04872	0.0626	0.05168	0.054±0.01
Índice de saponificación (mg KOH/g)	186.00	194.10	180.80	186.97±6.70

Nota: M1 = Mejor rendimiento obtenido de la extracción del aceite de semillas de uva.

R1, R2, R3= Replicas.

En la Tabla 14 se presenta la viscosidad del mejor tratamiento (M1) tiene 0.054 ± 0.01 Pa s, en comparación a lo reportado por (Juárez et al., 2017), quien evaluó la viscosidad del aceite de semillas de *Vitis tiliifolia* (0.068 Pa s), cabe mencionar, que la longitud y el grado de saturación de los ácidos grasos presentes en el aceite influyen en su viscosidad, los aceites con ácidos grasos de cadenas largas y saturados tienden a ser viscosos ya que las moléculas se entrelazan más fuertemente.

Así mismo se muestra el índice de saponificación del mejor tratamiento (M1), el cual presento un índice de saponificación de 186.96 ± 6.70 mg KOH/g, encontrándose dentro del rango establecido por el Codex Alimentarius (2023), en un intervalo de 188 – 194 mg KOH/g de aceite. Valores muy cercanos al contenido de saponificación reportaron Paiva & Sánchez (2013), el cual fue 198.30mg KOH/g de aceite (extracción con solvente) y 187.33 mg KOH/g de aceite (extracción por prensado) de la variedad Gross Colman, Özcan et al. (2012), encontró valores de saponificación en un intervalo de 183 – 197mg KOH/g de aceite de semillas de uva.

El enfoque de extracción asistida por ultrasonido para producir aceite a partir de semillas de uva permitió mantener los parámetros fisicoquímicos dentro de los rangos establecidos para aceites vegetales comestibles, con excepción del índice de acidez. Este resultado podría justificarse por el elevado contenido de los ácidos grasos existentes en las semillas de la variedad Moscatel de Alejandría, lo que justifica el valor alto de acidez obtenido.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones

- El análisis proximal de las Semillas enteras de uva (*Vitis vinifera* L.) variedad Moscatel de Alejandría están compuestas principalmente por carbohidratos (50,36%), seguidos de humedad (37,43%), grasa (8,05%) y proteínas (4,13%). Asimismo, el perfil de ácidos grasos mostró que los compuestos predominantes son el ácido palmítico (saturado), con 2,030 g/100 g, y el ácido oleico (monoinsaturado), con 1,374 g/100 g. Dado que los ácidos grasos están presentes en pequeñas proporciones dentro de la fracción lipídica.
- La extracción de aceite de semillas de uva mediante Ultrasonido (EAU) resultó ser más eficiente que el método tradicional de Soxhlet. Mientras que Soxhlet necesitó 2 horas para alcanzar un rendimiento del 17,15%, la EAU logró un 18,14% (0.1814 g) en 10 minutos. Esta notable mejora en rendimiento y tiempo se debe al efecto de cavitación ultrasónica, que rompe las paredes celulares de las semillas y facilita la liberación del aceite. No obstante, la eficiencia del ultrasonido depende de factores como la temperatura, el tiempo y la frecuencia, siendo las condiciones óptimas en este estudio una temperatura de 40 °C, tiempo de 10 min y una frecuencia de 60 kHz, las cuales permitieron maximizar la extracción.
- El análisis fisicoquímico del aceite de semillas de uva Variedad Moscatel de Alejandría extraído mostró que cumple con los estándares de calidad según el Codex Alimentarius, como el índice de refracción (1.4742–1.4747 nD) y índice de saponificación (186.97 ± 6.70 mg KOH/g). La densidad (0.84–0.89 g/cc), ligeramente inferior al rango del CODEX. No obstante, los valores de acidez (0.70–1.26 mg KOH/g) y de índice de peróxidos (7.33–10.27 meq O₂/kg) evidencia cierta susceptibilidad a la oxidación, especialmente a temperaturas de extracción altas, según el análisis de varianza. El aceite se caracteriza por su alto contenido de ácidos grasos poliinsaturados, destacando el ácido linoleico (70.26%) y el ácido oleico (18.34%). Además, presentó una actividad antioxidante significativa, con un 59.1% de inhibición de radicales DPPH (145.248 μ mol Trolox/100 mL).

5.2. Recomendaciones.

- Investigar el proceso de extracción de aceite de semillas de uva provenientes de distintas variedades, con el fin de evaluar las diferencias en rendimiento y composición según el origen
- Realizar la extracción de aceite por ultrasonido con diferentes rangos de frecuencia, tiempo y temperatura u otros métodos emergentes.
- Se recomienda cuantificar y caracterizar los compuestos fenólicos presentes en el aceite.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acero-Godoy, J.-, Guzmán-Hernández, T., & Muñoz-Ruíz, C. (2019). Revisión documental de uso de los aceites esenciales obtenidos de *Lippia alba* (Verbenaceae), como alternativa antibacteriana y antifúngica. *Revista Tecnología En Marcha*, 32(1), 3–11. <https://doi.org/10.18845/tm.v32i1.4114>
- Agraria.pe. (2024). *Producción mundial de uva*.
- Alto, K. M., Peña, K. R., & Lozano, Y. T. (2022). Aplicación de tecnologías limpias en la agroindustria para el aprovechamiento de sus residuos, una revisión sistemática de los últimos 10 Años. In *Universidad Cesar Vallejo*.
- AOAC. (1996). Método oficial AOAC 993.20 Índice de yodo de grasas y aceites. *IUPAC-AOCS-AOAC*, 1–2.
- AOCS. (2009a). AOCS-Official Method Cd 3d-63 Acid Value. *AOAC Sampling and Analysis of Commercial Fats and Oils*, 3.
- AOCS. (2009b). *AOCS Ce 1B-89 Composición de ácidos grasos de los aceites marinos por GLC*.
- AOCS. (2009c). AOCS Official Method Cd 8b-90 Peroxide value acetic acid-isooctane method. *AOCS Official Method*.
- Avalos, V. H. (2021). Extracción de aceite de semillas de uva quebranta (*Vitis vinifera*) de la Región Ica usando extractor Soxhlet. In *Universidad Nacional del Callao*.
- Azuola, R., & Vargas, P. (2007). Extracción de sustancias asistida por ultrasonido (EUA). *Tecnología En Marcha*, 20(4), 1. <https://doi.org/ISSN:0379-3962>
- Bail, S., Stuebiger, G., Krist, S., Unterweger, H., & Buchbauer, G. (2008a). Characterisation of various grape seed oils by volatile compounds, triacylglycerol composition, total phenols and antioxidant capacity. *Food Chemistry*, 108, 1122–1132. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.11.063>
- Bail, S., Stuebiger, G., Krist, S., Unterweger, H., & Buchbauer, G. (2008b). Characterisation of various grape seed oils by volatile compounds, triacylglycerol composition, total phenols and antioxidant capacity. *Food Chemistry*, 108(3), 1122–1132. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2007.11.063>
- Bambaren V, I. N. (2021). *ESTUDIO DE PREFACTIBILIDAD PARA LA INSTALACIÓN DE UNA PLANTA PRODUCTORA DE ACEITE VEGETAL A BASE DE SEMILLAS DE UVA (Vitis vinifera)*.
- Barriga-Sánchez, M., Churata, A., & Tinoco, O. (2018). Optimización del rendimiento de la extracción de aceite de semillas de *Vitis vinifera* con CO₂ supercrítico. *Revista de La Sociedad Química Del Perú*, 84(2), 1–8.
- Bernardo, C. (2022). *La compleja reproducción sexual de las angiospermas*. Biología En Tono Menor.
- Berradre, M., Arias, N., Ojeda de R., G., Sulbarán, B., Fernández, V., & Peña, J. (2014). Oil antioxidant activity of grape seeds *Vitis vinifera* of Tempranillo variety. *Revista de La Facultad de Agronomía*, 31(3), 393–407.
- Carbajal, A. (2013). Grasas y lípidos Manual de Nutrición y Dietética. In *Universidad Complutense de Madrid* (pp. 1–8)

- Chen, Y., Wen, J., Deng, Z., Pan, X., Xie, X., & Peng, C. (2020). Effective utilization of food wastes: Bioactivity of grape seed extraction and its application in food industry. *Journal of Functional Foods*, 73. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2020.104113>
- Churata, A. C. (2018). Optimización de la Extracción del Aceite de Semillas de Uva Quebranta (*Vitis Vinífera*) con Co2 Supercrítico, Caracterización y Evaluación de la Actividad Antioxidante. In *Universidad Nacional Federico Villarreal*.
- Chutia, H., & Mahanta, C. L. (2020). Green ultrasound and microwave extraction of carotenoids from passion fruit peel using vegetable oils as a solvent: Optimization, comparison, kinetics, and thermodynamic studies. *Innovative Food Science and Emerging Technologies*, 102547. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2020.102547>
- Codex Alimentarius. (2023). Norma para aceites vegetales especificados, CXS 210-1999. *Normas Internacionales de Los Alimentos*, 1–14.
- CODEX STAN 210-1999. (2009). Norma del Codex para aceites vegetales específicos. *Codex Alimentarius*, 20(5), 12. https://doi.org/10.1007/978-0-85729-323-7_1804
- CODEX STAN 210-1999. (2016). Norma para aceites vegetales especificados. *CODEX ALIMENTARIUS*, 15(2), 1–23.
- Coelho, J. P., Filipe, R. M., Robalo, M. P., & Stateva, R. P. (2018). Recovering value from organic waste materials: Supercritical fluid extraction of oil from industrial grape seeds. *Journal of Supercritical Fluids*, 141, 68–77. <https://doi.org/10.1016/j.supflu.2017.12.008>
- Córdova, G., & Nuñez, A. (2015). Determinación del perfil de ácidos grasos de un aceite extraído de la semilla de *Vitis vinífera* (uva negra criolla). In *Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo*.
- Cutanda, P. (2022). *Características de la uva Moscatel Características particulares de la uva Moscatel*. Blog Vinos Cutanda.
- Davidov-Pardo, G., & McClements, D. J. (2015). Nutraceutical delivery systems: Resveratrol encapsulation in grape seed oil nanoemulsions formed by spontaneous emulsification. *Food Chemistry*, 167, 205–212. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.06.082>
- Delgado, A. C. (2019). Impacto del uso de aceites vegetales en la calidad nutricional de alimentos funcionales: Revisión de literatura. In *Pontificia Universidad Javeriana*.
- Demiral, H., & Güngör, C. (2016). Adsorption of copper(II) from aqueous solutions on activated carbon prepared from grape bagasse. *Journal of Cleaner Production*, 124, 103–113. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2016.02.084>
- Dirección de Formación Agraria. (2012). Resumen ejecutivo de la uva. *Dirección General de Competitividad Agraria*, 26.
- Escamilla, C. I., Cuevas, E. Y., & Guevara, J. (2009). Flavonoides y sus acciones antioxidantes. *Rev Fac Med UNAM*, 52(2), 73–75.
- Farías-Campomanes, A. M., Rostagno, M. A., & Meireles, M. A. (2013). Production of polyphenol extracts from grape bagasse using supercritical fluids: Yield, extract composition and economic evaluation. *Journal of Supercritical Fluids*, 77, 70–78. <https://doi.org/10.1016/j.supflu.2013.02.006>

- Fernández-Pachón, S., Villaño, D., Troncoso, A., & García-Parrilla, C. (2006). Revisión de los métodos de evaluación de la actividad in vitro del vino y valoración de sus efectos in vivo. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*, v.56 n2(2309–5806), 1–7.
- Ferreira, M. C. (2020). Consumo de aceites vegetales y el comportamiento del nivel plasmático de vitamina E en población adulta: Revisión de Literatura. In *Pontificia Universidad Javeriana* (Issue junio).
- Fuente, L. (2014). *Estudio de la capacidad antioxidante de los polifenoles del vino y sus aplicaciones biológica-preventivas*.
- Gonzales, M. (2018). Ultrasonido asistido por cavitacion disruptacionando la pared celular de la semilla de zapallo (Cucurbita maxima Duch.) variedad macre para acelerar el proceso de extracción solido-liquido. In *Universidad nacional de san Agustín de Arequipa*.
- Gonzales, M., & Robles, J. R. (2018). Determinación de ácidos grasos, compuestos fenólicos y efecto gastroprotector de semillas de uva (*Vitis vinifera*) variedad Malbec, sub producto de la industria vitivinícola, Ica-Perú. In *Pontificia Universidad Católica del Perú*.
- Grupo de Investigación en Viticultura - UPM. (2015a). *Morfología de la vid ((Vitis vinífera L.))*.
- Grupo de Investigación en Viticultura - UPM. (2015b). Morfología de la vid (*Vitis vinífera L.*). *Grupo de Investigación En Viticultura – UPM - Morfología*, 12, 2–13.
- Guerra, E. G., & Zúñiga, M. E. (2003). Tratamiento enzimático en la extracción de aceite de pipa de uva, *Vitis vinífera*, por prensado en frío. *Grasas y Aceites*, 54, 53–57.
- Hernández-Sampieri, R., & Mendoza, C. (2023). Metodología de la investigación. Las rutas cuantitativa, cualitativa y mixta. Segunda Editorial Mc Graw Hill Education. <https://es.scribd.com/document/898283342/2023-Hernandez-Sampieri-Mendoza - Metodologia-de-La-Investigación | PDF>
- Hidalgo, R., Gómez, M., Rojas, P., Soliz, M., Soliz, R., Quiroga, D., Saravia, G., & Saavedra, D. (2016). Propiedades medicinales de la semilla de uva. *Revistas Bolivianas*, 11(26), 1–6.
- Hidalgo, R., Gómez, M., Rojas, P., Soliz, M., Soliz, R., Quiroga, R., Saravia, G., & Saavedra, D. (2016). Revista De Investigación E Información En Salud. *Revista de Investigación e Información En Salud*, 11(26), 34–45.
- INEI. (2022). Producción de uva. *Instituto Nacional de Estadística e Informática*, 12–14.
- INEI. (2023). Producción de uva aumentó 27,6% en noviembre de 2023. *Instituto Nacional de Estadística e Informática*, 3.
- Instituto Nacional de Vitivinicultura. (2018). *Informe de variedad Moscatel de Alejandría*. 1–14.
- ISO 3657. (2002). ISO 3657:2002. Animal and vegetable fats and oils —Determination of saponification value. *International Standard*.
- Juárez, N., Jiménez, M., Guerrero, J. A., Monribot, J. L., & Jiménez, M. (2017). Caracterización del aceite y harina obtenido de la semilla de uva silvestre (*Vitis tiliifolia*). *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 8(5), 1113–1126. <https://doi.org/10.29312/remexca.v8i5.112>

- L. Vanhanen, G. S. (2014). The potential for production of grape seed oil in New Zealand. *Food Group, Animal and Food Sciences Division, Lincoln University, Canterbury*, 15(October 2002).
- Lampi, A. M., & Heinonen, M. (2009). Berry Seed and Grapeseed Oils. In *Gourmet and Health-Promoting Specialty Oils*. AOCS Press. <https://doi.org/10.1016/B978-1-893997-97-4.50012-7>
- Latorre, M. (2016). Polifenoles de la uva. In *Universidad Complutense, facultad farmacia*. Universidad Complutense.
- Li, H., Fu, X., Deng, G., David, A., & Huang, L. (2020). Extraction of oil from grape seeds (*Vitis vinifera* L.) using recyclable CO₂-expanded ethanol. *Chemical Engineering and Processing - Process Intensification*, 157(September), 108–147. <https://doi.org/10.1016/j.cep.2020.108147>
- Liao, Z., Yeoh, Y., Parumasivam, T., Koh, W. Y., Alrosan, M., Alu, M. H., & Tan, T. (2024). *Medium-chain dicarboxylic acids: chemistry, pharmacological properties, and applications in modern pharmaceutical and cosmetics industries*. 17008–17021. <https://doi.org/10.1039/d4ra02598a>
- Lopes de Meneses, M., Johann, G., Diório, A., Pereira, N. C., & da Silva, E. A. (2018). Phenomenological determination of mass transfer parameters of oil extraction from grape biomass waste. *Journal of Cleaner Production*, 176, 130–139. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2017.12.128>
- Mamani, L. A. (2022). Determinación del índice de estabilidad oxidativa (OSI) del aceite de tarwi (*Lupinus mutabilis* Sweet), suplementado con antioxidantes naturales por el método Rancimat. In *Universidad Nacional de Juliaca*.
- Martínez, A. (2003). Aceites Esenciales. In *Universidad de Antioquia* (p. 34).
- Mason, T. J. (2015). Ultrasonic cleaning: An historical perspective. *ULTRASONICS SONOCHEMISTRY*. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2015.05.004>
- Medina, N. (2017). *Efecto del ultrasonido en la extracción y nanoencapsulación de polifenoles de limón persa (citrus latifolio)*.
- Mendez, P. (2022). *Aplicación de extracción asistida por ultrasonidos y microondas a la recuperación de Biomoléculas*. 41–84.
- Minjares-Fuentes, R., Femenia, A., Garau, M. C., Meza-Velázquez, J. A., Simal, S., & Rosselló, C. (2014). Ultrasound-assisted extraction of pectins from grape pomace using citric acid: A response surface methodology approach. *Carbohydrate Polymers*, 106, 179–189. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2014.02.013>
- Moya, C. (2017). Extracción y caracterización de aceite vegetal de las semillas de uva borgoña (*Vitis vinifera*) utilizando enzimas. In *Universidad Nacional Agraria la Molina*.
- Narvaez, C. (2021). Extracción y caracterización de aceite de semillas de calabaza (*Cucúrbita ficifolia*), mediante el uso de distintos solventes.
- Narváez, C. (2021). Extracción y caracterización de aceite de semillas de calabaza (*Cucúrbita ficifolia*), mediante el uso de distintos solventes.
- Navas, P. B. (2009a). Archivos Latinoamericanos de Nutrición. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*, 59(2), 1–9.

- Navas, P. B. (2009b). Composición química del aceite virgen obtenido por extracción mecánica de algunas variedades de uva (*Vitis vinifera* L.) con énfasis en los componentes minoritarios. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*, 59(2), 1–7.
- NTP 205.002. (2016). *Determinación del contenido de humedad. Método usual* (Issue Lima 27).
- NTP 205.003. (2011). *PERUANA CEREALES Y MENESTRAS. Determinación de la fibra* (Vol. 1980).
- NTP 205.004. (2011). *Determinación de cenizas* (Vol. 1979).
- NTP 205.005. (2011). Determinación de proteínas totales (Método de Kjeldahl) (Vol. 1979).
- NTP 205.006. (2017). *Determinación de materia grasa* (Issue Lima 27).
- OIV. (2017). La producción mundial de vino en 2017, estimada en 246,7 Mill. hL, una disminución del 8,2 % con respecto a 2016. *Organisation Internationale de La Vigne et Du Vin*.
- Organización Internacional de la Viña y el Vino. (2022). Análisis anual del sector vitivinícola mundial en 2021. *Fao*.
- Özcan, M. M., Ünver, A., Gümüş, T., & Akin, A. (2012). Characteristics of grape seed and oil from nine Turkish cultivars. *Natural Product Research*, 26(21), 2024–2029. <https://doi.org/10.1080/14786419.2011.631133>
- Paiva, B. M., & Sánchez, J. A. (2013). Capacidad antioxidante del aceite de semilla de uva, “*vitis vinifera*”, distrito de cacas, la Libertad. *Universidad Cesar Vallejo*, 1(2), 45–54.
- Palma, M., Taylor, L. T., Varela, R. M., Cutler, S. J., & Cutler, H. G. (1999). Fractional extraction of compounds from grape seeds by supercritical fluid extraction and analysis for antimicrobial and agrochemical activities. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 47(12), 5044–5048. <https://doi.org/10.1021/jf990019p>
- Pardo, J. E., Fernández, E., Rubio, M., Alvarruiz, A., & Alonso, G. L. (2009). Characterization of grape seed oil from different grape varieties (*vitis vinifera*). *European Journal of Lipid Science and Technology*, 111(2), 188–193. <https://doi.org/10.1002/ejlt.200800052>
- Passos, C. P., Cardoso, S. M., Barros, A. S., Silva, C. M., & Coimbra, M. A. (2010). Application of Fourier transform infrared spectroscopy and orthogonal projections to latent structures/partial least squares regression for estimation of procyanidins average degree of polymerisation. *Analytica Chimica Acta*, 661(2), 143–149. <https://doi.org/10.1016/j.aca.2009.12.028>
- Passos, C. P., Silva, R. M., Da Silva, F. A., Coimbra, M. A., & Silva, C. M. (2009). Enhancement of the supercritical fluid extraction of grape seed oil by using enzymatically pre-treated seed. *Journal of Supercritical Fluids*, 48(3), 225–229. <https://doi.org/10.1016/j.supflu.2008.11.001>
- Passos, C. P., Silva, R. M., Da Silva, F. A., Coimbra, M. A., & Silva, C. M. (2010). Supercritical fluid extraction of grape seed (*Vitis vinifera* L.) oil. Effect of the operating conditions upon oil composition and antioxidant capacity. *Chemical Engineering Journal*, 160, 634–640. <https://doi.org/10.1016/j.cej.2010.03.087>

- Paucar-Menacho, L. M., Salvador-Reyes, R., Guillén-Sánchez, J., Capa-Robles, J., & Moreno-Rojo, C. (2015a). Comparative study of physical-chemical features of sacha inchi oil (*Plukenetia volubilis* L.), olive oil (*Olea europaea*) and fish oil. *Scientia Agropecuaria*, 6(4), 279–290. <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2015.04.05>
- Paucar-Menacho, L. M., Salvador-Reyes, R., Guillén-Sánchez, J., Capa-Robles, J., & Moreno-Rojo, C. (2015b). Estudio comparativo de las características físico-químicas del aceite de sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.), aceite de oliva (*Olea europaea*) y aceite crudo de pescado. *Scientia Agropecuaria*, 6(4), 279–290. <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2015.04.05>
- Pérez, G. (2003). Los flavonoides: Antioxidantes o prooxidantes. *Revista Cubana de Investigaciones Biomedicas*, 22(1), 48–57.
- Peru, C. de N. del. (2019). Reglamento del Estatuto del Colegio de Nutricionistas del Perú. In *Reglamento del Estatuto del Colegio de Nutricionistas del Peru* (pp. 1–63).
- Pincay, R. A. (2019). Cuantificación de la relación entre ácidos grasos saturados e insaturados en salchichas de consumo masivo mediante el empleo de un método analítico, como aporte a la información nutricional en la provincia de Tungurahua. In *Universidad Técnica de Ambato*.
- Ramos, R. J. (2015). Estudio de pre factibilidad para el desarrollo industrial de productos alternativos en base a subproductos derivados de la industria vitivinícola en la región de Ica. In *Pontificia Universidad Católica del Peru* (Pontifica).
- Rengifo, P. (2014). Caracterización del aceite de la semilla de palta *Persea americana* Mill. Var. Hass fuerte y medición de su actividad antioxidante. In *Universidad Nacional Mayor de San Marcos*.
- Ruiz, G. (2022). El pisco renace: el sector pisquero se prepara para recuperar el tiempo perdido. *Caretas Nacional*, 1–7.
- Santiago, M., & Vargas, L. (2004). La uva y el pisco: Potencialidades productivas. *Centro de Innovación Tecnológica Vitivinícola (Citevid)*, 1–62.
- Shinagawa, F. B., de Santana, F. C., & Mancini-Filho, J. (2015). Efeito do óleo de semente de uva prensado a frio nos marcadores bioquímicos y perfil inflamatório de ratos. *Revista de Nutricao*, 28(1), 65–76. <https://doi.org/10.1590/1415-52732015000100006>
- Spinella, M., Fernández, M., Nolasco, S. y De Figueiredo, A. (2015). *Extracción de aceite asistida por ultrasonido de granos de girasol alto esteárico alto oleico*. 15.
- Sun, J., Peng, H., Chen, J., Wang, X., Wei, M., Li, W., Yang, L., Zhang, Q., Wang, W., & Mellouki, A. (2016). An estimation of CO2 emission via agricultural crop residue open field burning in China from 1996 to 2013. *Journal of Cleaner Production*, 112, 2625–2631. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2015.09.112>
- Toro, N., & Suárez, L. (2012). *Obtención y caracterización del aceite de las semillas de uva de Vitis labrusca L. (uva Isabella) y evaluación de su actividad antioxidante*.
- Torrenegra, M. E., Granados, C., & León, G. (2019). Extracción, caracterización y actividad antioxidante del aceite esencial de *Eucalyptus globulus* Labill. *Revista*

Cubana de Farmacia, 52(1).

- Torres, S. M. (2020). Efecto Del Consumo De Aceites Vegetales Sobre Los Niveles Plasmáticos De Lípidos Y Lipoproteínas En Población Adulta: Una Revisión De Literatura. In *Pontificia Universidad Javeriana*.
- Translated, M., Shen, A. L., Shuixiu, P., Zhong, M., Qayum, Y., Rashid, A., Xu, B., & Liang, Q. (2023). *Una revisión exhaustiva de la extracción asistida por ultrasonidos (UAE) para componentes bioactivos: principios, ventajas, equipos y tecnologías combinadas*. 101.
- Ustun, Z. U., Celenk, V. U., & Gumus, Z. P. (2020). Cold pressed grape (*Vitis vinifera*) seed oil. *Cold Pressed Oils*, 39–52. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-818188-1.00005-0>
- Vargas, Y. A., & Pérez, L. I. (2018). Aprovechamiento de residuos agroindustriales en el mejoramiento de la calidad del ambiente. *Revista Facultad de Ciencias Básicas*, V (1), 59–72. <https://doi.org/10.18359/rfcb.3108>
- Vazquez, F., Miranda, M., Monforte, M., Gutiérrezl, G., Velázquez, C., & Nieto, Y. (2007). La biosíntesis de capsaicinoides, el principio picante del chile. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 353–360.
- Vera, Y. C., Gélvez, V. M., & Daza, A. C. (2023). *Efecto del tratamiento ultrasónico en la extracción de aceite crudo de palma (Elaeis guineensis)*. 34, 183–192.
- Vivancos, M., & Moreno, J. J. (2008). Effect of resveratrol, tyrosol and β -sitosterol on oxidised low-density lipoprotein-stimulated oxidative stress, arachidonic acid release and prostaglandin E2 synthesis by RAW 264.7 macrophages. *British Journal of Nutrition*, 99, 1199–1207. <https://doi.org/10.1017/S0007114507876203>
- Yang, R., Zhang, L., Li, P., Yu, L., Mao, J., Wang, X., & Zhang, Q. (2018). A review of chemical composition and nutritional properties of minor vegetable oils in China. *Trends in Food Science and Technology*, 74, 26–32. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2018.01.013>
- Yilmaz, Y., Göksel, Z., Erdoğan, S. S., Öztürk, A., Atak, A., & Özer, C. (2015). Antioxidant Activity and Phenolic Content of Seed, Skin and Pulp Parts of 22 Grape (*Vitis vinifera*L.) Cultivars (4 Common and 18 Registered or Candidate for Registration). *Journal of Food Processing and Preservation*, 39(6), 1682–1691. <https://doi.org/10.1111/jfpp.12399>
- Zhang, L., Zhou, C., Wang, B., Yagoub, A. E. G. A., Ma, H., Zhang, X., & Wu, M. (2016). Study of ultrasonic cavitation during extraction of the peanut oil at varying frequencies. *Ultrasonics Sonochemistry*, 37, 106–113. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2016.12.034>
- Zúñiga, M. E., Soto, C., Mora, A., Chamy, R., & Lema, J. M. (2003). Enzymic pre-treatment of Guevina avellana mol oil extraction by pressing. *Process Biochemistry*, 39(1), 51–57. [https://doi.org/10.1016/S0032-9592\(02\)00286-8](https://doi.org/10.1016/S0032-9592(02)00286-8)

ANEXOS

Anexo 1 Orujo de uva de la variedad Moscatel de Alejandría y proceso de selección.



Orujo de la semilla de uva.



Selección y limpieza de la semilla de uva.

Anexo 2 Proceso de secado y molienda de las semillas de uva.



Pesado



secado



Molienda de las semillas de uva.



tamizado malla 40.

Anexo 3 Proceso de secado de las semillas molidas.

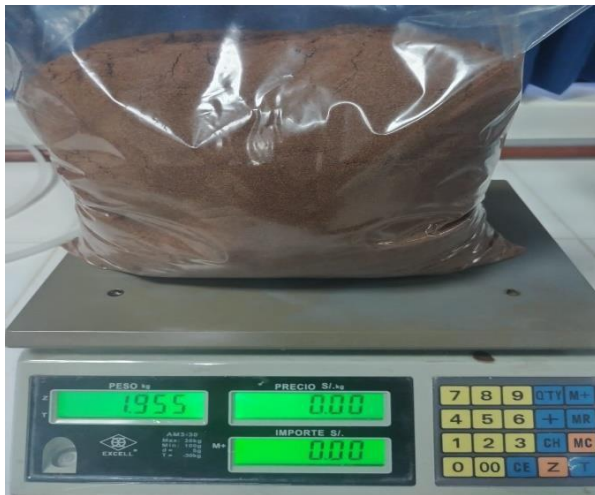


Secado en estufa de las semillas molidas.



Retiro de las semillas molidas secas.

Anexo 4 Proceso de pesado de muestras de semillas de uva para la extracción.



Pesado de las semillas molidas.



Muestras para extracción (rendimiento).

Anexo 5 Proceso de adición de hexano a las muestras de semillas molidas de uva.



Adición de hexano a las muestras.

Anexo 6 Proceso de Pesado y adición de hexano a la muestra de semillas de uva.



Peso de la muestra



Mezclado de hexano y la semilla

Anexo 7 Proceso de extracción asistido por ultrasonido del aceite de semillas de uva.



Extracción asistida por ultrasonido del aceite.

Anexo 8 Proceso de centrifugado de la solución de aceite/hexano.



Centrifugado de las muestras de aceites extraídas por ultrasonido

Anexo 9 Proceso de separación del hexano/aceite del solido (semillas de uva).



Cabina de extracción de gases, para separar la mezcla de solvente y soluto.



Proceso de separado de la mezcla hexano/aceite – semillas de uva, para empezar con la separación del hexano del aceite.

Anexo 10 Proceso de separación del hexano en el rotavapor.



Colocando el balón con el contenido de hexano/aceite al rotavapor.

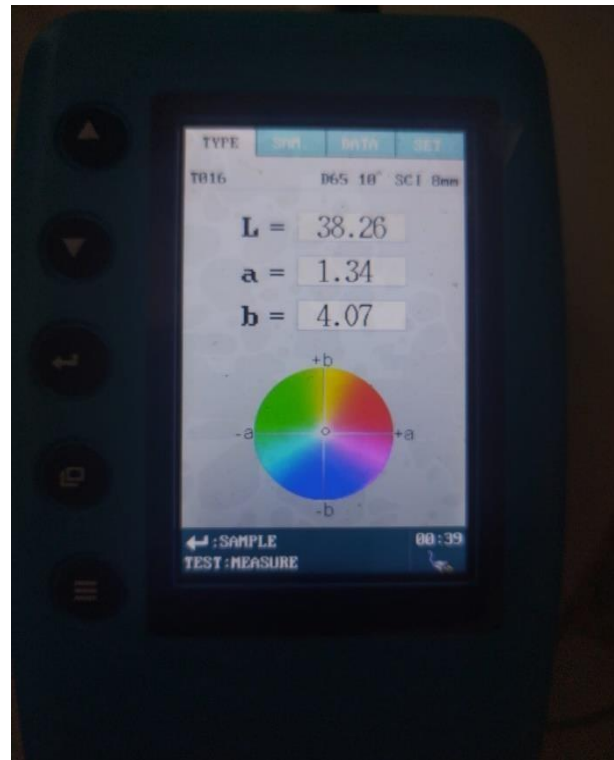


Aceite obtenido después de la separación del hexano.

Anexo 11 Determinación del color del aceite de semillas de uva extraído.

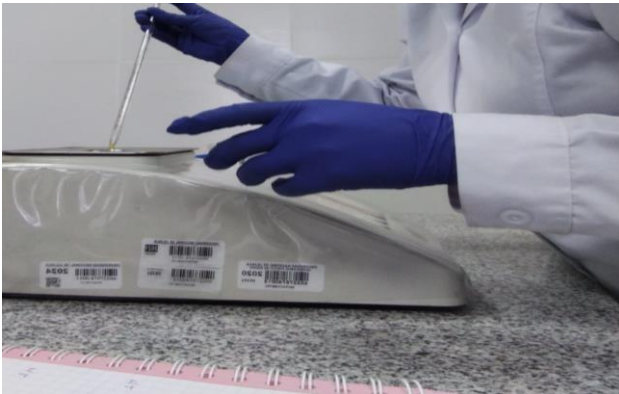


Obtención del color del aceite.



Resultados del color.

Anexo 12 Medición de la refracción del aceite de semillas de uva.

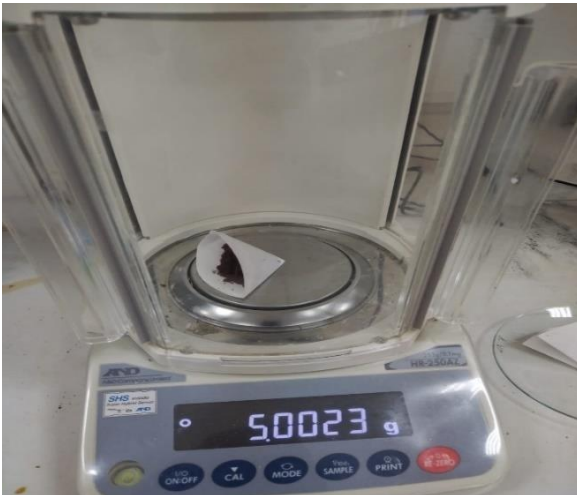


Colocando gotas de aceite al refractómetro.



Resultados obtenidos de la refracción del aceite de semillas de uva.

Anexo 13 Extracción de aceite de semillas de uva mediante SOXHLET (muestra patrón)



Pesado de la muestra de semillas de uva.



Medición del hexano para agregar al Soxhlet.



Proceso de extracción del aceite de semillas de uva mediante Soxhlet.

Anexo 14 Aceite obtenido mediante extracción por Soxhlet.



Aceite obtenido de la extracción por soxhlet.

Anexo 15 Proceso de evaporación del hexano de las muestras de aceite.

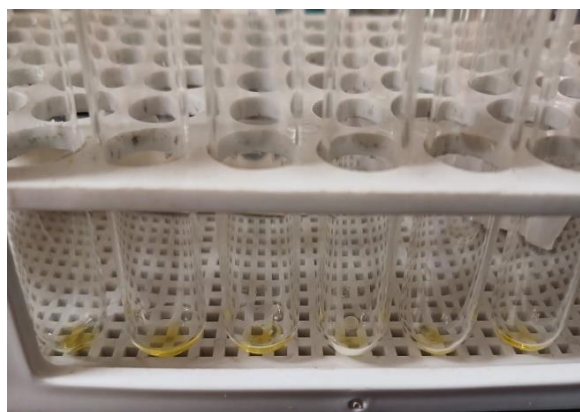


Evaporación del hexano en estufa a 40°C.

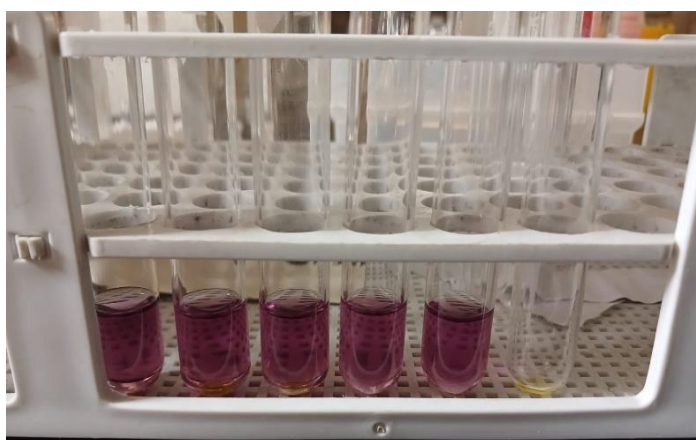


Pesado del aceite obtenido por soxhlet.

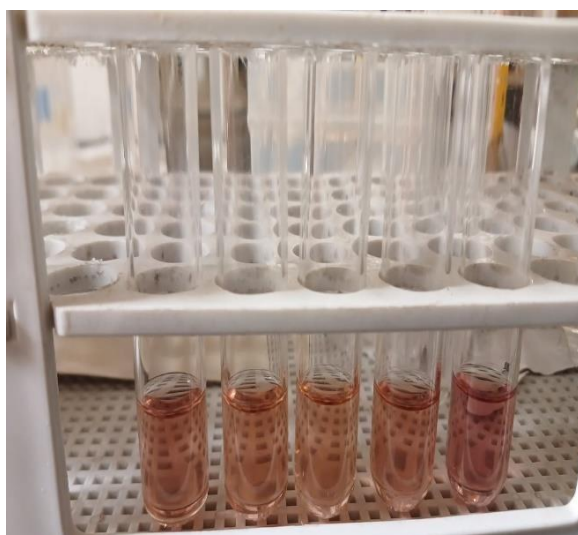
Anexo 16 Análisis de actividad de antioxidantes del aceite de semillas de uva



En este proceso se está colocando la muestra a los tubos respectivo para el ensayo.

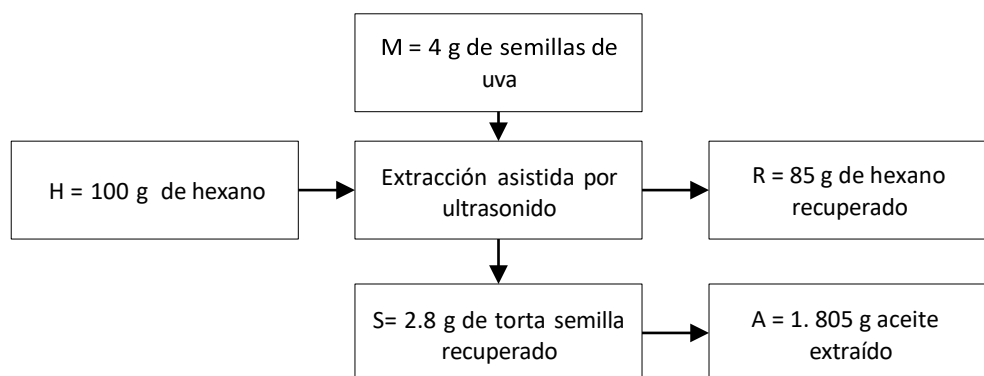


Adición del reactivo DPPH a la muestra de aceite.



Después de 30 minutos se procede con la lectura en el equipo espectrofotómetro.

Anexo 17: Balance de materia prima de la EAU del aceite de semillas de uva Moscatel de Alejandría.



Balance materia prima

El cuadro muestra un balance de materia prima de la extracción asistida por ultrasonido del aceite de semillas de uva, el mismo que indica que se perdió 14.395 g, esto debido a la evaporación del hexano y adsorción del aceite extraído.

Componente	Entrada	Salida	Acumulación
Semillas de uva (molido g)	4	*	*
Hexano (g)	100	85	15
Torta (g)	*	2.8	*
Aceite (g)	*	1.805	*
TOTAL	104	89.605	14.395

Anexo 18 Extracción asistida por ultrasonido del aceite de semillas de uva, variedad Moscatel de Alejandría

Tratamiento	Temperatura	Tiempo	Frecuencia	Réplicas			Rendimiento del aceite de semillas de uva	Desviación estándar
				R1	R2	R3		
1	40	10	40	14.91%	15.20%	15.08%	15.06%	0.001
2	40	10	60	19.18%	17.92%	17.31%	18.14%	0.010
3	40	20	40	15.67%	14.62%	14.98%	15.09%	0.005
4	40	20	60	14.59%	17.36%	19.93%	17.29%	0.027
5	50	10	40	14.94%	13.58%	14.45%	14.32%	0.007
6	50	10	60	18.51%	18.74%	16.91%	18.05%	0.010
7	50	20	40	15.74%	14.78%	15.12%	15.21%	0.005
8	50	20	60	13.91%	12.92%	13.74%	13.52%	0.005
9	60	10	40	11.78%	11.79%	11.75%	11.77%	0.000
10	60	10	60	14.40%	13.77%	14.98%	14.38%	0.006
11	60	20	40	11.99%	12.49%	12.25%	12.24%	0.003
12	60	20	60	12.60%	13.05%	11.02%	12.22%	0.011

Anexo 19 Extracción de aceite de semillas de uva mediante Soxhlet

Tratamiento	Temperatura	Tiempo	R1	R2	R3	Rendimiento del aceite de semillas de uva	Desviación estándar
1	60	2 horas	17.33%	17.11%	17.02%	17.15%	0.002

Anexo 19 Análisis de la varianza de la temperatura, frecuencia y tiempo sobre el rendimiento del aceite de semillas de uva mediante extracción asistida por ultrasonido.

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Modelo	9	0.004999	0.000555	4.22	0.206
Lineal	4	0.004081	0.001020	7.75	0.117
TEMPERATURA	2	0.002949	0.001474	11.20	0.082
TIEMPO	1	0.000315	0.000315	2.39	0.262
FRECUENCIA	1	0.000818	0.000818	6.21	0.130
Interacciones de 2 términos	5	0.000917	0.000183	1.39	0.468
TEMPERATURA*TIEMPO	2	0.000104	0.000052	0.40	0.716
TEMPERATURA*FRECUENCIA	2	0.000150	0.000075	0.57	0.637
TIEMPO*FRECUENCIA	1	0.000663	0.000663	5.04	0.154
Interacciones de 3 términos	2	0.000262	0.000131	0.71	0.534
TEMPERATURA*TIEMPO*FRECUENCIA	2	0.000262	0.000131	0.71	0.534
Error	2	0.000263	0.000132		
Total	11	0.005262			

Anexo 20 Análisis de varianza, agrupación utilizando el método de tukey y una confianza de 95% del análisis fisicoquímico del aceite obtenido.

Análisis de varianza de DENSIDAD g/cc 20 °C

Fuente	GL	SC	MC	F	P
TRATAMIENTO	2	0.005313	0.002656	8.17	0.019
Error	6	0.001951	0.000325		
Total	8	0.007264			

Prueba de comparación múltiple de tukey para el parámetro realizado de la DENSIDAD

TRATAMIENTO	N	Media	Agrupación
2	3	0.89233	A
1	3	0.8900	A
3	3	0.8397	B

Análisis de varianza de INDICE DE ACIDEZ mg KOH/g

Fuente	GL	SC	MC	F	P
TRATAMIENTO	2	0.62720	0.31360	30.85	0.001
Error	6	0.06100	0.01017		
Total	8	0.68820			

Prueba de comparación múltiple de tukey para el parámetro realizado del INDICE DE ACIDEZ

TRATAMIENTO	N	Media	Agrupación
3	3	1.2567	A
1	3	1.2567	A
2	3	0.6967	B

Análisis de varianza de INDICE DE PEROXIDO meq/Kg

Fuente	GL	SC	MC	F	P
TRATAMIENTO	2	12.916	6.4578	11.67	0.009
Error	6	3.320	0.5533		
Total	8	16.236			

Prueba de comparación múltiple de tukey para el parámetro realizado del INDICE DE PEROXIDO

TRATAMIENTO	N	Media	Agrupación
2	3	10.267	A
3	3	8.867	A B
1	3	7.333	B

Análisis de varianza de INDICE DE YODO mg yodo/100

Fuente	GL	SC	MC	F	P
TRATAMIENTO	2	230.8	115.41	3.83	0.085
Error	6	180.9	30.15		
Total	8	411.7			

Análisis de varianza de INDICE DE COLOR (cieLAB)

Fuente	GL	SC	MC	F	P
TRATAMIENTO	2	0.44	0.220	0.00	0.999
Error	6	2433.63	405.605		
Total	8	2434.07			

Análisis de varianza de INDICE DE REFRACCION (nD)

Fuente	GL	SC	MC	F	P
TRATAMIENTO	2	0.000000	0.000000	16.12	0.004
Error	6	0.000000	0.000000		
Total	8	0.000000			

Prueba de comparación múltiple de tukey para el parámetro realizado del INDICE DE REFRACCION

TRATAMIENTO	N	Media	Agrupación
2	3	1.47467	A
1	3	1.47450	A
3	3	1.47423	B

Anexo 21 Informe de análisis proximal de las semillas de uva.



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABADEL CUSCO FACULTAD DE CIENCIAS

Av. de la Cultura 733 - Pabellón "C" Of. 106 1er. piso - Telefax: 224831 - Apartado Postal 921 - Cusco Perú



UNIDAD DE PRESTACIÓN DE SERVICIOS DE ANÁLISIS QUÍMICO
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE QUÍMICA

INFORME DE ANÁLISIS

Nº0175-23-LAQ

SOLICITANTE : UNIVERSIDAD NACIONAL DE JULIACA
MUESTRA : SEMILLA DE UVA
FECHA : C/02/05/2023

RESULTADO ANALISIS FISICOQUIMICO:

Humedad %	37,43
Proteína %	4,13
Grasa %	8,05
Ceniza %	1,53
Fibra %	3,78
Carbohidratos %	50,36

Métodos: AOAC 931.04, AOAC 970.22, AOAC 963.15, AOAC 972.15,
AOAC 930.20.

Cusco, 19 de Mayo 2023

UNSAAC
Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco
Unidad de Prestación de Servicios de Análisis

Melquales Herrera Arivilca
RESPONSABLE DEL LABORATORIO
DE ANÁLISIS QUÍMICO

Anexo 22 Informe de análisis de los ácidos grasos de las semillas de uva.



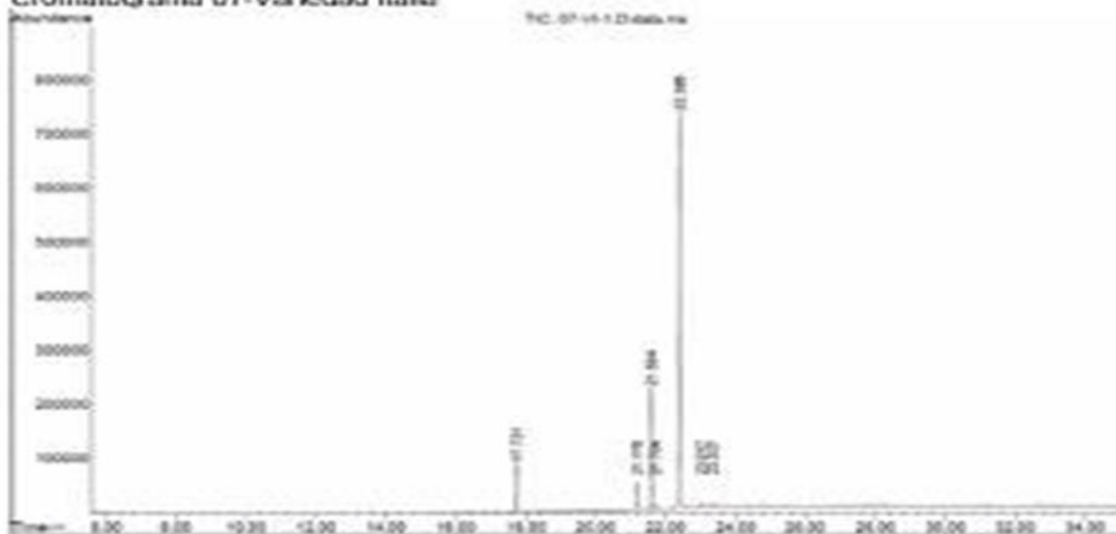
UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO
 FACULTAD DE CIENCIAS
 LABORATORIO DE CROMATOGRAFÍA Y ESPECTROMETRÍA – Pabellón de Control de Calidad
 AV. De la Cultura 733 CUSCO-PERÚ Correo: 97306855

RESULTADOS

Cusco, 22 de Junio del 2023

Solicitante : Universidad Nacional de Juliaca
 Tipo de Análisis : Perfil de Ácidos Grasos
 Método : Cromatografía de Gases MSD.
 Tipo de Muestras : Semilla
 Cantidad de Muestra : 2 frascos con 20gr c/u
 Almacenamiento : 4 °C.

Cromatograma 07-Variiedad Italia



07-VI

Pico	TR (min)	Acido Graso	Repeticiones			Promedio g/100g
			1	2	3	
1	7.73	Acido Palmítico (C16)	2.0021	2.0141	2.0735	2.030
2	21.18	Acido Estearico (C18:0)	0.1733	0.1733	0.1797	0.175
3	21.58	Acido Oleico (C18:1n7c)	1.3426	1.3660	1.4145	1.374
4	22.39	Acido Linoleico (C18:2n6c)	0.1660	0.1611	0.1676	0.165
5	23.34	Acido Araquidico (C20:0)	0.0118	0.0219	0.0107	0.015

TR = Tiempo de Retención en minutos

Nota: La identificación y determinación se realizó mediante la comparación de las señales en forma de metil éster, se uso un kit de material de referencia una mezcla de 19 tipos de ácidos grasos de Sigma-aldrich, CRM47801 lote: LRAC4205, donde se comparo los tiempos de retención de las señales (pico) del estándar frente a las señales de la muestra, expresa el contenido de ésteres metílicos de ácidos grasos en gramos por 100 gramos de la muestra.



[Handwritten Signature]
 Químico, Jorge Chequenaira Pari
 Analista del Laboratorio de Cromatografía y
 Espectrometría - UNSAAC.
 COP - 914

Anexo 23 Análisis fisicoquímico del aceite de semillas de uva, muestra 1 (mejor rendimiento).



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABADEL CUSCO
FACULTAD DE CIENCIAS**

Av. de la Cultura 733 - Pabellón "C" Of. 106 1er. piso - Telefax: 224831 - Apartado Postal 921 - Cusco Perú



UNIDAD DE PRESTACIÓN DE SERVICIOS DE ANÁLISIS QUÍMICO
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE QUÍMICA

INFORME DE ANÁLISIS

Nº0575-24-LAQ

SOLICITANTE : MALDONADO FUENTES DAYSI

TESIS : "EVALUACION DEL RENDIMIENTO DEL ACEITE DE SEMILLAS DE UVA
(Vitis vinifera) MEDIANTE EXTRACCION ASISTIDA POR ULTRASONIDO"

MUESTRA : ACEITE DE SEMILLA DE UVA

FUENTE : M1

FECHA : C/03/12/2024

ANALISIS FISICOQUIMICO (TRES DETERMINACIONES):

	1ra	2da	3ra
Densidad g/cc 20°C	0,871	0,907	0,892
Índice de Acidez mg KOH/g	1,05	1,27	1,12
Índice de Peróxidos meq/Kg	6,80	7,50	7,70
Índice de Yodo mg Yodo/100	64,00	77,50	66,90
Índice de Saponificación mg KOH/g	186,00	194,10	180,80

Métodos: AOAC 920.158, AOAC determinación de acidez, AOAC 965.33, AOAC 993.20

AOCS Cd 3c 91

Cusco, 18 de Diciembre 2024

Anexo 24 Análisis fisicoquímico del aceite de semillas de uva, muestra 2 (mejor rendimiento).



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABADEL CUSCO
FACULTAD DE CIENCIAS**

Av. de la Cultura 733 - Pabellón "C" Of. 106 1er. piso - Telefax: 224831 - Apartado Postal 921 - Cusco Perú



UNIDAD DE PRESTACIÓN DE SERVICIOS DE ANÁLISIS QUÍMICO
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE QUÍMICA

INFORME DE ANÁLISIS

Nº0576-24-LAQ

SOLICITANTE : MALDONADO FUENTES DAYSI

TESIS : "EVALUACION DEL RENDIMIENTO DEL ACEITE DE SEMILLAS DE UVA
(Vitis vinifera) MEDIANTE EXTRACCION ASISTIDA POR ULTRASONIDO"

MUESTRA : ACEITE DE SEMILLA DE UVA

FUENTE : M2

FECHA : C/03/12/2024

ANALISIS FISICOQUIMICO (TRES DETERMINACIONES):

	1ra	2da	3ra
Densidad g/cc 20°C	0,908	0,883	0,886
Índice de Acidez mg KOH/g	1,38	1,20	1,19
Índice de Peróxidos meq/Kg	10,10	11,50	9,20
Índice de Yodo mg Yodo/100	72,40	66,20	60,70

Métodos: AOAC 920.158, AOAC determinación de acidez, AOAC 965.33, AOAC 993.20

Cusco, 18 de Diciembre 2024

Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco
Unidad de Prestación de Servicios Analíticos
LABORATORIO DE ANÁLISIS QUÍMICO
Maldonado Fuentes Dayysi
LABORATORIO DE ANÁLISIS QUÍMICO

Anexo 25 Análisis fisicoquímico del aceite de semillas de uva, muestra 3 (mejor rendimiento).



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO
FACULTAD DE CIENCIAS

Av. de la Cultura 733 · Pabellón "C" Of. 106 1er. piso · Telefón: 224831 · Apartado Postal 921 · Cusco Perú



UNIDAD DE PRESTACIÓN DE SERVICIOS DE ANÁLISIS QUÍMICO
DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE QUÍMICA

INFORME DE ANÁLISIS

Nº0577-24-LAQ

SOLICITANTE : MALDONADO FUENTES DAYSI

TESIS : "EVALUACION DEL RENDIMIENTO DEL ACEITE DE SEMILLAS DE UVA
(Vitis vinifera) MEDIANTE EXTRACCION ASISTIDA POR ULTRASONIDO"

MUESTRA : ACEITE DE SEMILLA DE UVA

FUENTE : M3

FECHA : C/03/12/2024

ANALISIS FISICOQUIMICO (TRES DETERMINACIONES):

	1ra	2da	3ra
Densidad g/cc 20°C	0,840	0,818	0,861
Índice de Acidez mg KOH/g	0,77	0,60	0,72
Índice de Peróxidos meq/Kg	8,60	9,20	8,80
Índice de Yodo mg Yodo/100	54,80	59,20	58,60

Métodos: AOAC 920.158, AOAC determinación de acidez, AOAC 965.33, AOAC 993.20

Cusco, 18 de Diciembre 2024



Anexo 26 Informe del análisis de la viscosidad del aceite de semillas de uva.

Company:
Street:
City:

Report



Test | Info

OIL_10-100-CC27
 Test created by operator: edin_
 Test creation date: 20/12/2024 08:33:16
 Origin of project: Flow curve, logarithmic
 Rheometer: MCR 72 SN82057633
 Measuring System: CC27 SN62127

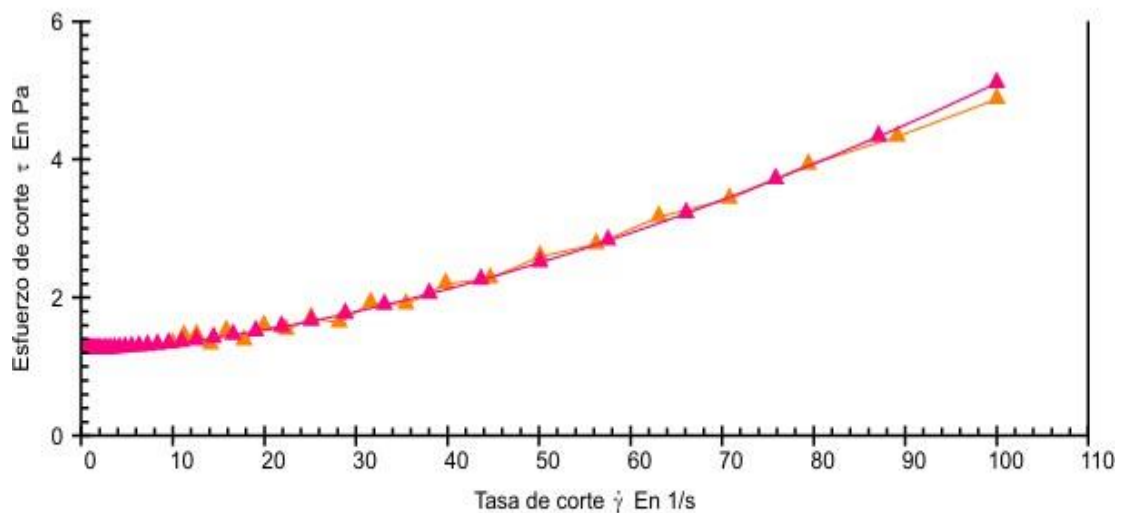
Sample | Info

OIL_10-100-CC27
 Sample name:
 Batch No.:
 Description:

Result Data

Viscosity | 1st point: 132.6 mPa·s
 Viscosity | last point: 48.72 mPa·s
 Regression: $\tau_0 = 1.2452 \text{ Pa}$; $b = 0.0022411$; $p = 1.618$
 Interpolation: $d(\gamma)/dt = 50 \text{ 1/s}$; $\eta = 51.729 \text{ mPa·s}$

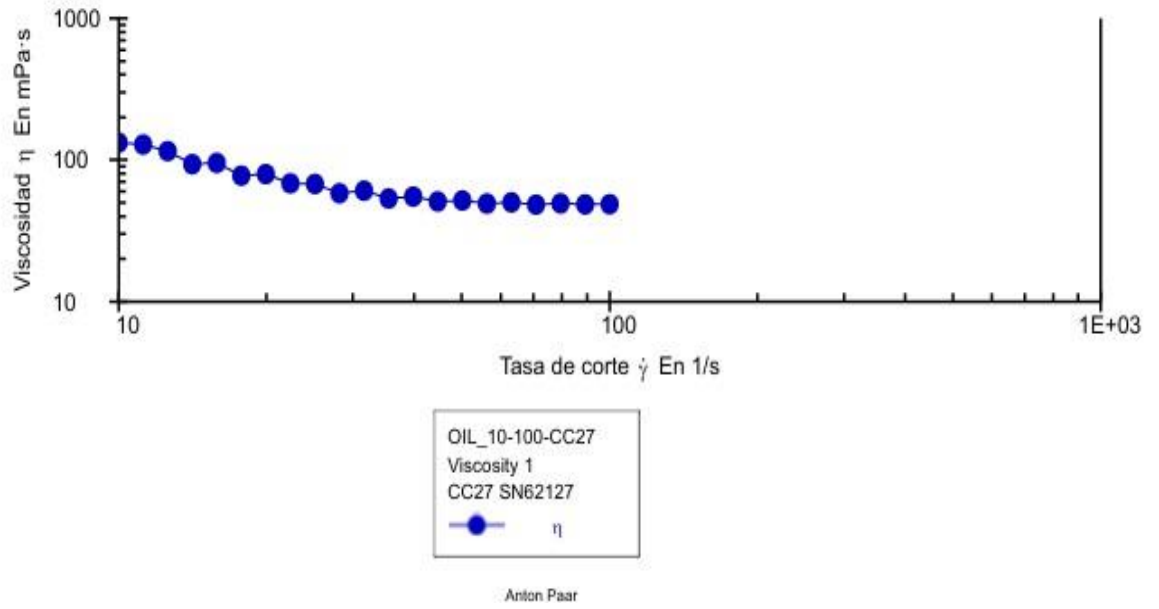
RheoCompass



OIL_10-100-CC27	OIL_10-100-CC27
Viscosity 1	Regresión Herschel-Bulkley
CC27 SN62127	$\tau_0 = 1.2452 \text{ Pa}$; $b = 0.0022411$; $p = 1.618$
τ	τ

Anton Paar

RheoCompass



Anexo 27 Informe de análisis de los ácidos grasos del aceite de semillas de uva.



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO
FACULTAD DE CIENCIAS
LABORATORIO DE CROMATOGRAFIA Y ESPECTROMETRIA – Pabellón de Control de Calidad
AV. De la Cultura 733 CUSCO-PERÚ Contacto 973868855

RESULTADOS

Cusco, 13 de Diciembre del 2024 ⁻⁴⁴⁻

Solicitantes : Deysi Maldonado Fuentes
 Tipo de Análisis : Ácidos Grasos,
 Métodos : Cromatografía de Gases GC-MSD
 Tipo de Muestras : Aceite de semillas de uva
 Cantidad : 6
 Almacenamiento : 4 °C.

M1		Repeticiones			Promedio	
	Tiempo de Retencion min	Acido Graso	1	2	3	%
1	17.62	Ácido Palmítico (C16)	7.04	6.99	7.02	7.02
2	21.06	Ácido Esteárico (C18:0)	3.80	3.80	3.81	3.80
3	21.47	Ácido Oleico (C18:1n9c)	18.37	18.32	18.34	18.34
4	22.27	Ácido Linoleico (C18:2n6c)	70.26	70.26	70.25	70.26

M2		Repeticiones			Promedio	
	Tiempo de Retencion min	Acido Graso	1	2	3	%
1	17.60	Ácido Palmítico (C16)	7.04	6.99	7.02	7.02
2	21.03	Ácido Esteárico (C18:0)	3.80	3.80	3.81	3.80
3	21.44	Ácido Oleico (C18:1n9c)	18.37	18.32	18.34	18.34
4	22.25	Ácido Linoleico (C18:2n6c)	70.26	70.26	70.25	70.26

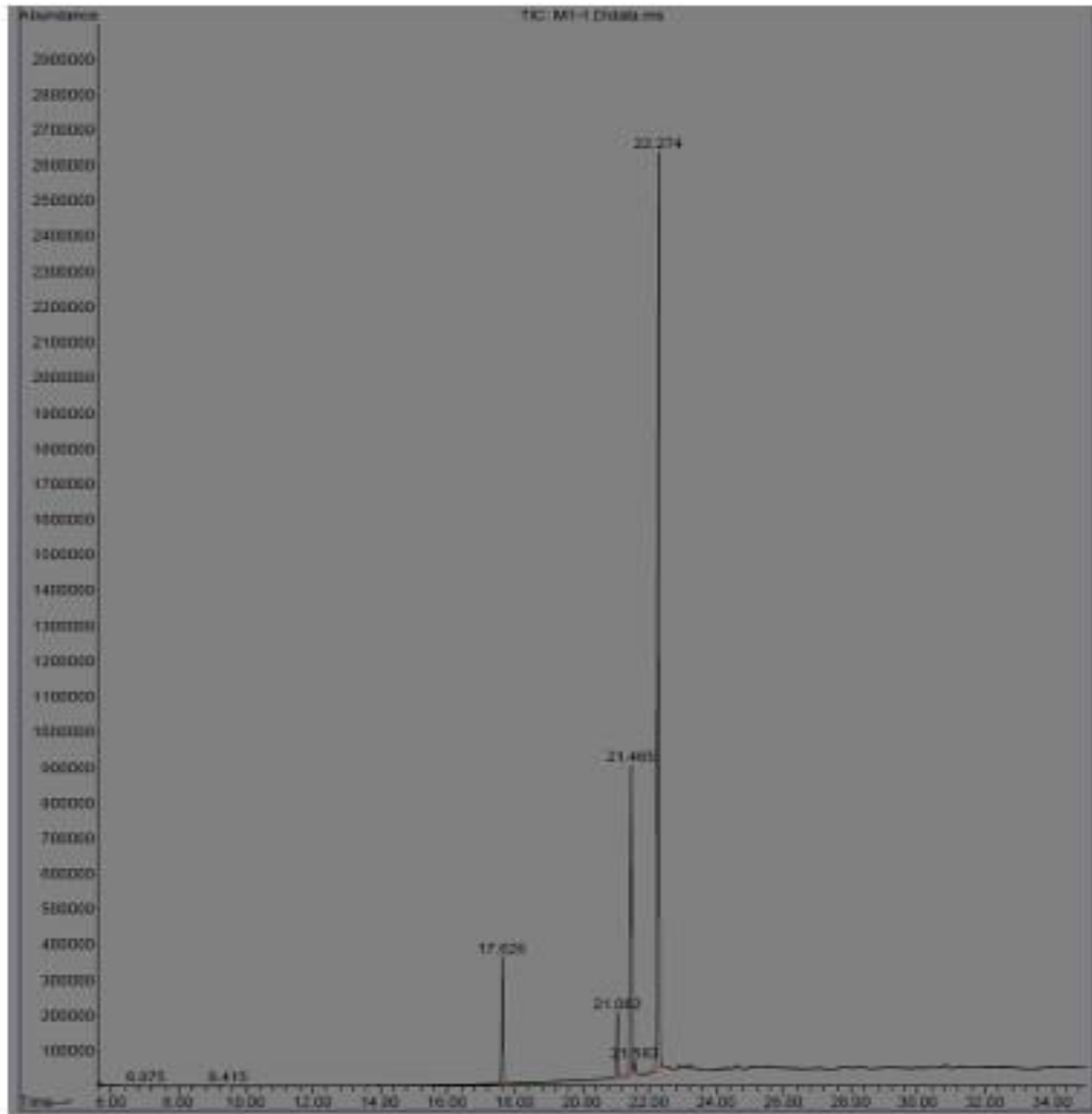
M3		Repeticiones			Promedio	
	Tiempo de Retencion min	Acido Graso	1	2	3	%
1	17.59	Ácido Palmítico (C16)	7.04	6.99	7.02	7.02
2	21.03	Ácido Esteárico (C18:0)	3.80	3.80	3.81	3.80
3	21.43	Ácido Oleico (C18:1n9c)	18.37	18.32	18.34	18.34
4	22.24	Ácido Linoleico (C18:2n6c)	70.26	70.26	70.25	70.26

Nota: La determinación se realizó mediante la comparación con un material de referencia de una mezcla de 19 tipos de ácidos grasos de Sigma-aldrich, CRM47801 lote: LRAC4205, donde se evaluó los tiempos de retención de las señales (pico) del estándar frente a las señales (pico) de la muestra, expresa el contenido de ácidos grasos en porcentaje.



RESULTADOS

Cromatograma Aceite



[Handwritten Signature]

Químico. Jorge Choquenaira Pari
Analista del Laboratorio de Cromatografía y
Espectrometría – UNSAAC.
CCP - 914

Anexo 28 Informe de análisis de la actividad antioxidante del aceite de semillas de uva.



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABADEL CUSCO
 FACULTAD DE CIENCIAS
 LABORATORIO DE CROMATOGRAFIA Y ESPECTROMETRÍA – Pabellón de Control de Calidad
 AV. De la Cultura 733 CUSCO-PERÚ Contacto 973868855

RESULTADOS Antioxidantes

Aceite	Replicas						Promedio		
	1	2	3	4	5	6	TEAC CI50 mg/100 mL de aceite	Trolox CI50 umol/100mL de aceite	% Inhb
M1	36.199	36.509	36.015	35.833	36.698	37.017	36.4	145.248	59.1

TEAC CI50 = Capacidad antioxidante en equivalentes Trolox al 50 Porciento
 % Inhb= Porcentaje de Inhibición

Condiciones de Análisis por Espectrofotómetro

Equipo : Espectrofotómetro Génesis 20 Thermo Electrón
 Longitud de Onda : 517 nm
 Celda de Lectura : Cubetas de Vidrio de 1cm
 Ecuación de la curva patrón : $y = 0.0585x - 0.0081$, $R^2 = 0.9994$

Nota:

Los resultados obtenidos en la determinación de actividad antioxidante expresa el Coeficiente de Inhibición al 50% (CI₅₀ o IC₅₀) en µg, µmoles equivalentes Trolox que están presente en 100 gramos de muestra, los valores bajos poseen mayor actividad antioxidante^{2,6}, también se incluye el porcentaje de actividad antioxidante (% Inhb) en el aceite.

Referencia consultada

1. Brand-Williams W., M. Cuvelier and C. Berset; (1997) Use of a Free Radical Method to Evaluate Antioxidant Activity, *Lebensm. Wiss. U. Technol.* 28, 25-30.
2. Matuszewska, A., Jaszek, M., Stefaniuk, D., Ciszewski, T., & Matuszewski, Ł. (2018). Anticancer, antioxidant, and antibacterial activities of low molecular weight bioactive subfractions isolated from cultures of wood degrading fungus *Cerrena unicolor*. *PLOS ONE*, 13(6), e0197044. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0197044>
3. Norul Liza A-Rahaman, Lee Suan Chua, Mohamad Roji Samidi, Ramlan Aziz (2013) Physicochemical and radical scavenging activities of honey samples from Malaysia *Agricultural Sciences Vol.4, No.5B, 46-51.*
4. Philip Molyneux 2004, The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity *Songklanakarín J. Sci. Technol.*, 26(2) : 211-219.
5. Pugliese A.G, Francisco A. Tomas-Barberan, Pilar Truchado, Maria I. Genovese, Flavonoids, Proanthocyanidins, Vitamin C, and Antioxidant Activity of *Theobroma grandiflorum* (Cupuassu) Pulp and Seeds *J Agric Food Chem.* 2013 Mar 20;61(11):2720-8. doi: 10.1021/jf304349u.
6. Zhang, X., Yu, Y., Cen, Y., Yang, D., Qi, Z., Hou, Z., Han, S., Cai, Z., & Liu, K. (2018). Bivariate Correlation Analysis of the Chemometric Profiles of Chinese Wild *Salvia miltiorrhiza* Based on UPLC-Qqq-MS and Antioxidant Activities. *Molecules*, 23(3), 538. <https://doi.org/10.3390/molecules23030538>


 Químico Jorge Choquenaira Pari
 Analista del Laboratorio de Cromatografía y
 Espectrometría – UNSAAC.
 CQP - 914

Anexo 29 Determinación de los análisis fisicoquímicos del aceite de semillas de uva.

Análisis fisicoquímico	Método de análisis	Ecuación	Métodos
Densidad	La determinación de la densidad relativa del aceite de semillas de uva se realizará según el método de picnómetro, donde se pesará el picnómetro vacío de 10 mL, posteriormente se pesará con agua y finalmente se pesará con la muestra del aceite en la balanza analítica ($\pm 0,0001$).	$\rho r_{aceite} = \frac{Wm}{Wa}$ <p>Dónde: ρr de aceite: Densidad de la muestra kg/L. Wm: Masa (kg). Wa: Volumen (L).</p>	AOAC 920.212 (1920)
Viscosidad	Para determinar la viscosidad del aceite de semillas de uva se utilizará el viscosímetro Brookfield LVTD, Se llenará un vaso con el aceite de semillas de uva, se introducirá en baño de agua a la temperatura del tubo de ensayo. Se espera que se equilibren las temperaturas, luego se sumerge el vástago en el líquido a medir hasta la marca que figura sobre el eje. Finalmente se baja el viscosímetro sobre su soporte y se fija el vástago al eje. Pondremos el motor en marcha. Ajustando a la velocidad deseada. Se bloquea la aguja y anotamos la lectura. Después, volvemos a poner en marcha el motor y tomamos otra lectura.	-	Brookfield LVTD (Mamani, 2022)
Índice de refracción	Se determinará según el método de la AOCS Cc 7-25. Primeramente, se calibrará el refractómetro con agua destilada y posteriormente se agregará la muestra de aceite de semillas de uva y se registrará el valor del índice de refracción.	-	AOAC 921.08 (1921)
Índice de color	Se utilizará un colorímetro Medina (2017), a partir del cual se determinaran las coordenadas de color L* (negro/blanco), a* (verde/rojo) y b* (azul/amarillo), estos parámetros se calcularan como las lecturas promedio de tres determinaciones para cada muestra, las cuales serán distribuidas de manera uniforme en la celda. A partir de estos parámetros, se calcularán adicionalmente las coordenadas polares, denominando como croma (c*) al grado de saturación del color, y el ángulo hue o ángulo del tono.	$C^* = (a^{*2} + b^{*2})^{1/2}$ $h = \arctan (b^* / a^*)$	Medina (2017)
Actividad de antioxidantes	La actividad antioxidante se evaluará en función de la capacidad de reducción del radical DPPH, siguiendo la metodología reportada por Vazquez-Flota et al. (2007) . 2.9 mL de una solución de DPPH• 0.1 mM se mezclarán con 100 μ L de las disoluciones del extracto, dejando reposar por un periodo de 30 min para posteriormente realizar la lectura espectrofotométrica, a $\lambda=515$ nm.	$\text{inhibicion (\%)} = \frac{(Aa - (Ab - Ac))}{Aa} \times 100$	Vazquez-Flota et al. (2007)

<p>Índice de acidez</p>	<p>Se determinará según el método de la AOAC Cd 3d-63 (2009), donde se medirá 10 mL de aceite de semillas de uva en un matraz Erlenmeyer de 250 mL posteriormente se le agregara 50 mL de etanol neutralizado y caliente previamente se le adicionara 2 gotas de fenolftaleína, luego se titulará con NaOH al 0,1 N agitando hasta que vire a un color rosado persistente al menos por 30 segundos.</p>	$\text{Índ ac. (\%)} = \frac{V \times N \times \text{Peq}}{W}$ <p>Dónde: V: Volumen de la solución valorada de NaOH (ml). N: Concentración normal de NaOH. W: Peso de la muestra (g). Peq: 56.1</p>	<p>AOAC Cd 3d-63 (2009)</p>
<p>Índice de yodo</p>	<p>Se determinará según el método de la AOAC 993.20. Se pesará aproximadamente 4 gotas del aceite de semillas de uva en un Erlenmeyer de 250 mL. Posteriormente se añadirá 10 mL de cloroformo y agitar hasta que se disuelva, para luego añadir 10 mL de la solución Hanus y se deja reposar aproximadamente de 30 – 45 minutos en la oscuridad agitando ocasionalmente. Se añadirá 5 mL de solución de KI al 15%, agitando vigorosamente y añadiendo 100 mL de agua destilada, Se procederá con el titulado del yodo con tiosulfato de sodio al 0,1 N añadiendo gradualmente hasta que vire del color marrón al color amarillo. Luego se añadirá 1 mL de almidón al 1% (indicador) para luego titular con tiosulfato de sodio al 0,1N hasta que vire del color azul al blanco completamente.</p>	$\text{Índ Yod} = \frac{(B - M) * N * 12,69}{W}$ <p>Donde: B y M: Son los gastos en ml de la solución de tiosulfato de sodio en la titulación de la muestra patrón y la muestra de aceite. N: Es la normalidad de la solución de tiosulfato de sodio. W: Peso de la muestra (g).</p>	<p>AOAC 993.20 (1996)</p>
<p>Índice de peróxido</p>	<p>Se determinará según el método de la AOCS Cd 8b-90. Se pesará 5 g del aceite de semillas de uva en un Erlenmeyer de 250 mL de tapa de vidrio. Se añadirá 30 mL de la solución de ácido acético (HOAC-CHCl₃): cloroformo y agitar hasta disolver. Se añadirá 1 mL de la solución saturada de KI, agitando vigorosamente y dejar reposar en la oscuridad durante 2 minutos, así mismo se añadirá 30 mL de agua destilada. Posteriormente se realizará la titulación inmediatamente con tiosulfato 0,1 N; agitando vigorosamente hasta que el color amarillo desaparezca. Se adicionará 0,5 mL de solución de almidón al 1% y se continuará la titulación hasta que el color azul desaparezca.</p>	$\text{Índ peróx} = \frac{N * V * 56,1}{P}$ <p>Donde: N: Normalidad de la solución de tiosulfato de sodio. V: Volumen gastado en la titulación (ml) P: Peso de la muestra (g).</p>	<p>AOCS Cd 8b-90 (2009)</p>
<p>Índice de Saponificación</p>	<p>Se determinará según el método de la ISO 3657. Se pesará aproximadamente 2 g de muestra y se agregará una porción de prueba de la solución etanólica de hidróxido de potasio y algunos auxiliares de ebullición, se procederá a conectar el condensador de reflujo al matraz, colocar el matraz en el dispositivo de calentamiento y hervir suavemente, agitando de vez en cuando, durante 60 min o durante 2 h aproximadamente. Agregar a la solución caliente fenolftaleína y titular con ácido clorhídrico hasta que desaparezca el color rosado del indicador.</p>	$I_s = \frac{(V_0 - V_1) * C * 56,1}{M}$ <p>Dónde: V₀: Volumen en ml del ácido clorhídrico utilizado para el ensayo en blanco</p>	<p>ISO 3657 (2002)</p>

		<p>V₁: Volumen en ml del ácido clorhídrico utilizado para la determinación.</p> <p>c: Concentración exacta en moles por litro del ácido clorhídrico.</p> <p>m: Masa en gramos.</p>	
Ácidos grasos	<p>Se realizará según el método oficial de la AOCS Ce 1b-89, en el cromatógrafo de gases. Se pesará aproximadamente 0,5 g de muestra en un tubo de ensayo, además se añadirá 1,5ml de solución de Hidróxido de Sodio (NaOH) 0,5 N y cubrir con una capa de Nitrógeno (N₂) para luego llevar a baño maría a una temperatura de aproximadamente 80-90°C durante 5 minutos. Posteriormente enfriar los tubos de ensayo, añadir 2ml de Trifluoruro de Boro (BF₃) y cubrir con una capa de Nitrógeno (N₂), luego tapar y agitar lentamente, después llevar a baño maría durante 30 minutos. Enfriar la muestra hasta 30-40°C. adicionar 1ml de Isooctano, cubrir con Nitrógeno (N₂), y agitar durante 30 segundos. Añadir 5ml de solución Cloruro de Sodio (NaCl) y cubrir con Nitrógeno (N₂), agitar vigorosamente. Posteriormente dejar reposar hasta que observe 2 fases, extraer la fase orgánica y cubrir con Nitrógeno (N₂).</p>	-	AOCS Ce 1b-89 (2009)
Proteínas	<p>Se realizará según la NTP N° 205.005 (2011), Se determinará la masa de 10g de muestra molida, con precisión de 0.1 mg y se coloca en el bala Kjeldahl, luego se le agregará 10 g de mezcla catalizadora y 30 cm³ de ácido sulfúrico concentrado, para colocar el balón en posición inclinada y se calentará suavemente hasta la desaparición de la espuma. Se llevara la mezcla a ebullición vigorosa, hasta la solución quede limpia y se mantiene el calentamiento durante 30 min, para que se le agregue cualesquiera de los agentes activantes y se añadirá 70 cm³ de solución de hidróxido, inmediatamente se conectara el balón con el refrigerante y la trampa, Se rotara el balón para mezclar en contenido y se sumergirá el piso del refrigerante en un Erlenmeyer, conteniendo una solución de ácido sulfúrico o clorhídrico 0.1 N, se calentara hasta que haya destilado todo el amoniaco (150 cm³ de destilado). Posteriormente se valorará el exceso de la solución de ácido, con la solución alcalina valorada de hidróxido de sodio o potasio, usando 2 gotas de rojo de metileno como indicador.</p>	$P = \frac{(0,0014(V_b f_b - V_a f_a)) \times F \times 10\,000}{M(100 - H)}$ <p>Donde:</p> <p>P: contenido de proteínas por 100 g de muestra seca.</p> <p>V_b: volumen de la solución de ácido sulfúrico 0.1 N en cm³.</p> <p>F_b: factor de la solución acida.</p> <p>V_a: Volumen de la solución alcalina 0.1 N en cm³.</p> <p>F_a: factor de la solución alcalina.</p> <p>M: masa de la muestra en g.</p> <p>H: contenido de humedad de la muestra en % en masa.</p> <p>F: factor de conversión de % de nitrógeno o % de proteína.</p>	NTP N° 205.005 (2011)

Humedad	Se realizará según la NTP N° 205.002 (2016), se determinará una masa de 5 g de muestra a ensayar, con una aproximación de 0,1 mg, en un pesafiltro previamente secado o tarado, operando rápidamente para evitar toda alteración en el contenido de humedad, posteriormente se colocará el pesafiltro destapado con la muestra en la estufa a 130 °C por 60 minutos, desde que la estufa alcanza los 130 °C. Se tapa el pesafiltro, se retira de la estufa, se coloca en un desecador y se deja enfriar hasta que alcance la temperatura ambiente (45 minutos a 60 minutos).	$H = \frac{M - M1}{M} \times 100$ <p>Donde:</p> <p>H: Contenido de humedad en % en masa de la muestra original. M: masa de la muestra original, en g. M1: masa de la muestra seca, en g.</p>	NTP N° 205.002 (2016)
Grasa	Se realizará según la NTP N° 205.006. (2017), para determinar la masa de 2 a 5 g (dependiendo del contenido de grasa) de la muestra seca y molida, se colocara en el dedal de extracción de grasa o se utilizara el papel de filtro de 8 µm de diámetro de poro, posteriormente colocar el dedal que contiene la muestra en el aparato Soxhlet para extraer con el solvente alrededor de 16 h, usando como disolvente el éter etílico o éter de petróleo, así mismo secar el extracto a 100 °C durante 30 minutos, enfriar en desecador y determinar la masa. Se repetirá la operación hasta peso constante (considerar peso constante cuando a periodos sucesivos de secado, se muestran pérdidas adicionales de grasa menor al 0,05%).	$Mg = \frac{100(M1 - M)}{M2} \times \frac{100}{(100 - H)}$ <p>Donde:</p> <p>Mg: contenido de materia grasa, en gramos/100 g de muestra seca. M1: masa del recipiente con la materia grasa, en gramos. M2: masa de la muestra, en gramos. M: masa del recipiente, en gramos. H: contenido de humedad porcentual de la muestra.</p>	NTP N° 205.006. (2017)
Cenizas	Se realizará según la NTP N° 205.004. (2011), Se molera la muestra, de manera que el 99 % de las partículas pasen por el tamiz de 0,841 mm (N° 20), posteriormente se calcinaran los crisoles a 600 °C, durante 15 min, se enfriarán en un desecador y se determinara la masa. así mismo se determinará exactamente una masa de 3 a 5 g de la muestra con aproximación de 0,1 mg, en un crisol previamente preparado, luego de la calcinación en una mufla a una temperatura entre 575 °C y 590 °C hasta masa constante, teniendo cuidado de que las cenizas no se fundan. Finalmente, se enfriará en un desecador hasta temperatura ambiente y se pesará.	$C = 100 \cdot \frac{M2 - M1}{M} \times \frac{100}{(100 - H)}$ <p>Donde:</p> <p>C: contenido de cenizas por 100 g de muestra seca. M: masa de la muestra, en gramos M1: masa del crisol vacío, en gramos. M2: masa del crisol con las cenizas, en gramos. H: contenido de humedad porcentual de la muestra.</p>	NTP N° 205.004. (2011)
Fibra	Se realizará según la NTP N° 205.003. (2011), Se determinará exactamente una masa de 2 a 5 g de la muestra con aproximación de 0,0001 g para luego extraer la grasa de la muestra con éter de petróleo o éter etílico hasta que el solvente quede incoloro, se secará la muestra hasta evaporar el solvente y se transfiere al vaso de 600 cm ³ , se añadirá 200 cm ³ de la solución de ácido sulfúrico	$Fc = \frac{Fb - C}{M} \times 100$ <p>Donde:</p> <p>Fc: Por ciento de fibra cruda.</p>	NTP N° 205.003. (2011)

	<p>caliente y se hervirá durante 30 min desde que empieza la ebullición manteniéndose el volumen inicial. Para luego filtrar en caliente, utilizando el papel de filtro, y se lavará el residuo con agua caliente destilada, hasta neutralidad del líquido del lavado, posteriormente se filtrará en caliente en el crisol o sobre el papel filtro. Con un poco de agua destilada, se pasa todo el residuo del vaso al filtrado. Se seguirá lavando el vaso y el filtro hasta que el líquido cristalino no de reacción alcalina. Luego se lavará por las menos 2 porciones de 100 cm³ de alcohol etílico de 95 %, así mismo se secará en estufa a 130 °C. Se dejará enfriar en desecador y se determinará la masa. Se repite este proceso hasta obtener masa constante. Descontada la tara, la cifra obtenida representa la masa de la fibra bruta. Finalmente se calcinará hasta que las cenizas estén blancas, se enfría en desecador y se determina la masa. Descontada la tara, la cifra obtenida representa la masa de las cenizas de la fibra.</p>	<p>Fb: Masa de fibra bruta, en gramos. C: Masa de cenizas de la fibra, en gramos. M: Masa de la muestra, en gramos</p>	
--	---	--	--

