UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL

EXTRACCIÓN ASISTIDA POR ULTRASONIDO DE COMPUESTOS BIOACTIVOS DEL ORUJO DE UVA UTILIZANDO SOLVENTES ORGÁNICOS

TESIS

PRESENTADO POR:

Bach. EDUARDO ANTONIO HUARCAYA ÁLVAREZ
Bach. FIORELLA LIZETH QUISPE GÓMEZ

ASESOR:

Asesor: Mgr. ERIK EDWIN ALLCCA ALCA

Co-Asesor: Dr. NILS LEANDER HUAMAN CASTILLA

Para optar el Título Profesional de:

INGENIERO AGROINDUSTRIAL

MOQUEGUA – PERU

2023

UNAM
UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGROINDUSTRIAL

Folio N° 13

ACTA DE SUSTENTACIÓN

I. Modalidad:

Tesis : [X]

Trabajo de Suficiencia Profesional : [ ]

Otro: ..... : [ ]

II. Documento de aprobación de la modalidad de titulación del bachiller:
RESOLUCIÓN CO. N° 0683-2020 - UNAM

Fecha: 09/11/2020

III. Documento de aprobación para la sustentación:
RESOLUCIÓN DE FACULTAD N° 067-2023-FACIA-UNAM

Fecha: 29/05/2023

IV. El Jurado ha dictaminado la (el) TESIS,
TITULADO: "EXTRACCIÓN ASISTIDA POR ULTRASONIDO DE COMPUESTOS BIOACTIVOS DEL ORUJO DE UVA UTILIZANDO SOLVENTES ORGÁNICOS"

Bachiller: EDUARDO ANTONIO HUARCAYA ÁLVAREZ

Asesor Principal: Mgr. ERIK EDWIN ALLCA ALCA

Co-Asesor: Dr. NILS LEANDER HUAMÁN CASTILLA

V. Se dictamina:

Como: APROBADO por UNANIMIDAD la sustentación de manera:

Presencial [X] Virtual [ ]

Con nota: DIECISEIS (16) por lo que; Sí [ ] No [ ]

Opta el Título Profesional de **INGENIERO AGROINDUSTRIAL.**

Siendo las 18:11 horas, del 29 de MAYO del año 2023 se procede con la firma en conformidad de lo dictaminado por el Jurado.

Presidente
Dr. Elías Escobedo Pacheco
(Nombres y Apellidos)

Primer Miembro
M.Sc. Lycet Cáceres Bustinza
(Nombres y Apellidos)

Segundo Miembro
KARINA EDUARDO PALOMINO
(Nombres y Apellidos)

Miembro Accesitario
BEATRÍZ DAMIANO VÁSQUEZ
(Nombres y Apellidos)

Asesor Principal
Mg. Erik Edwin Allcca Alca
(Nombres y Apellidos)

Bachiller
EDUARDO ANTONIO HUARCAYA ÁLVAREZ
(Nombres y Apellidos)

Co-Asesor
Nils Leander Huamán Castilla
(Nombres y Apellidos)

Folio N° 14

ACTA DE SUSTENTACIÓN

I. Modalidad:

Tesis : [X]

Trabajo de Suficiencia Profesional : [ ]

Otro: ..... : [ ]

II. Documento de aprobación de la modalidad de titulación del bachiller:
RESOLUCIÓN C.O. Nº 0683 - 2020 - UNAM

Fecha: 09/11/2020

III. Documento de aprobación para la sustentación:
RESOLUCIÓN DE FACULTAD Nº 067 - 2023 - FACIA - UNAM

Fecha: 29/05/2023

IV. El Jurado ha dictaminado la (el) TESIS,
TITULADO: "EXTRACCIÓN ASISTIDA POR ULTRASONIDO DE COMPUESTOS BIOACTIVOS DEL ORUJO DE UVA UTILIZANDO SOLUENTES ORGÁNICOS"

Bachiller: FIORELLA LIZETH QUISPE GOMEZ

Asesor Principal: Mgr. ERIK EDWIN ALLCCA ALCA

Co-Asesor: Dr. NILS LEANDER HUAMÁN CASTILLA

V. Se dictamina:

Como: APROBADO por UNANIMIDAD la sustentación de manera:

Presencial [X] Virtual [ ]

Con nota: DIECISEIS (16) por lo que; Sí [ ] No [ ]

Opta el Título Profesional de **INGENIERO AGROINDUSTRIAL.**

Siendo las 18:11 horas, del 29 de MAYO del año 2023 se procede con la firma en conformidad de lo dictaminado por el Jurado.

Presidente
Dr. Elías Escobedo Pacheco
(Nombres y Apellidos)

Primer Miembro
M.Sc. Lycet Cáceres Bustinza
(Nombres y Apellidos)

Segundo Miembro
KARINA EDUARDO PALOMINO
(Nombres y Apellidos)

Miembro Accesitario
BEATRÍZ DAMIANO VÁSQUEZ
(Nombres y Apellidos)

Asesor Principal
Mg. Erik Edwin Allcca Alca
(Nombres y Apellidos)

Bachiller
Fiorella Lizeth Quispe Gómez
(Nombres y Apellidos)

Co-Asesor
Nils Leander Huamán Castilla
(Nombres y Apellidos)

DEDICATORIA

Esta tesis se la dedicamos a Dios, quien supo guiarnos por el buen camino, darnos fuerza para seguir adelante y no desmayar en los problemas que se presentaban, enseñándonos a encarar las adversidades sin perder nunca la dignidad ni desfallecer en el intento.

A nuestra hija que pronto nacerá, quien es nuestro mayor motivo para seguir adelante y cumplir nuestras metas que nos propusimos.

A nuestros Padres, por su gran apoyo, consejos, comprensión, amor, ayuda en los momentos difíciles, y por ayudarnos con los recursos necesarios para estudiar. Nos han dado todo lo que somos como persona, valores, principios, carácter, empeño, perseverancia para conseguir nuestros objetivos.

A nuestros familiares por siempre estar presentes en los momentos de tristezas y alegrías, y a las metas que vamos cumpliendo.

AGRADECIMIENTO

A Dios, tu amor y tu bondad no tienen fin, nos permitiste sonreír ante todos nuestros logros que son resultados de tu ayuda.

A nuestros Padres, no cesan nuestras ganas de decir que es gracias a ustedes que esta meta está cumplida. Gracias por estar presente no solo en esta etapa tan importante de nuestras vidas, sino en todo momento ofreciéndonos siempre lo mejor.

A la Universidad Nacional de Moquegua, por brindarnos cobijo durante nuestra etapa como estudiantes y por la calidad de enseñanza que nos brindaron, a nuestros docentes y amigos por los momentos gratos vividos dentro de nuestra alma mater.

A nuestros asesores Mgr. Erick Allcca Alca y Dr. Nils Huaman Catilla, por habernos brindado la oportunidad de recurrir a su conocimiento durante el desarrollo de la tesis.

RESUMEN

En la actualidad, la producción del pisco es de 10,6 millones de litros en Perú. Sin embargo, esta producción genera grandes cantidades de orujo de uva, un residuo agroindustrial genera (piel y semilla) que no representa ningún valor económico y es un problema ambiental. No obstante, estos residuos en particular son una fuente importante de polifenoles cuyas propiedades bioactivas han despertado el interés de la industria farmacéutica y alimentaria. Por ello, este trabajo propone evaluar el efecto de solventes (agua: etanol y agua: glicerol), relación agua: solvente (100: 0, 85: 15 y 70: 30), temperatura (40, 60 y 80 °C) y tiempo (10, 30, 50 min), para recuperar polifenoles a partir de piel y semilla de orujo de uva quebranta mediante el uso de un proceso de extracción asistida con ultrasonido. Los extractos fueron caracterizados mediante el contenido de polifenoles, capacidad antioxidante (DPPH y ORAC) y perfil de polifenoles. Los resultados indican que la recuperación de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante en piel y semilla fueron mayores con el uso de glicerol (30 %) a altas temperaturas (80 °C) en 28 % - 31 % y 49 % - 84 % en comparación con el uso de etanol (30 %) bajo las mismas condiciones. Esta condición del glicerol probablemente se debe a la presencia de tres grupos hidroxilo en su estructura química que favorece una mayor fuerza de interacción en la formación de puentes hidrogeno con los grupos funcionales de los polifenoles. Bajo las mejores condiciones (glicerol: 30 %, 80 °C y 50 min), el perfil de polifenoles mostro que ácido cafeico, catequina, epicatequina, quercetina y resveratrol fueron los polifenoles específicos mayoritarios en la piel de orujo de uva; mientras que en la semilla de orujo de uva presento altas concentraciones de catequina y epicatequina. Finalmente, los resultados obtenidos permitirán realizar a futuro trabajos enfocados en la aplicación de los extractos, así como el escalamiento a nivel industrial.

Palabras clave: glicerol, etanol, ultrasonido, polifenoles, capacidad antioxidante, perfil de polifenoles

ABSTRACT

Currently, the production of pisco is 10.6 million liters in Peru. However, this production generates large amounts of grape pomace, an agro-industrial waste (skin and seed) that does not represent any economic value and is an environmental problem. However, these residues in particular are an important source of polyphenols whose bioactive properties have aroused the interest of the pharmaceutical and food industries. Therefore, this work proposes to evaluate the effect of solvents (water: ethanol and water: glycerol), water: solvent ratio (100: 0, 85: 15 and 70: 30), temperature (40, 60 and 80 °C) and time (10, 30, 50 min), to recover polyphenols from quebranta grape skin and pomace seed by using an ultrasound-assisted extraction process. The extracts were characterized by polyphenol content, antioxidant capacity (DPPH and ORAC) and polyphenol profile. The results indicate that the recovery of phenolic compounds and antioxidant capacity in skin and seed were higher with the use of glycerol (30 %) at high temperatures (80 °C) in 28 % - 31 % and 49 % - 84 % compared to the use of ethanol (30 %) under the same conditions. This condition of glycerol is probably due to the presence of three hydroxyl groups in its chemical structure that favors a greater interaction force in the formation of hydrogen bonds with the functional groups of polyphenols. Under the best conditions (glycerol: 30 %, 80 °C and 50 min), the polyphenol profile showed that caffeic acid, catechin, epicatechin, quercetin and resveratrol were the major specific polyphenols in grape pomace skin; while in the grape pomace seed I present high concentrations of catechin and epicatechin. Finally, the results obtained will allow future work focused on the application of the extracts, as well as the scaling at an industrial level.

Keywords: glycerol, ethanol, ultrasound, polyphenols, antioxidant capacity, polyphenol profile

INDICE

DEDICATORIA I
AGRADECIMIENTO II
RESUMEN III
ABSTRACT IV
I. Introducción 1
1.1. Descripción formulación del problema 1
1.2. Objetivos 2
2.2.1. Objetivo general 2
2.2.2. Objetivos específicos 2
1.3. Justificación e importancia 3
1.4. Hipótesis 4
II. MARCO TEÓRICO 5
2.1. Antecedentes 5
2.2. Bases teóricas sobre el tema de investigación 7
2.2.1. La uva 7
2.2.2. Uvas pisqueras 8
2.2.3. Orujo de uva 9
2.2.4. Polifenoles presentes en el orujo de uva 10
2.2.5. Capacidad antioxidante de los polifenoles 11
2.2.6. Propiedades bioactivas de los polifenoles 12
2.2.7. Extracción de polifenoles 13
2.2.8. Extracción asistida por ultrasonido 16
2.2.9. Degradación de polifenoles 19
2.2.10. Solventes 20
2.2.11. Parámetros que afectan la extracción asistida por ultrasonido 22
2.3. Definición de términos 24
2.4. Abreviaturas 24
III. METODOLOGÍA 25
3.1. Tipo y nivel de investigación 25
3.2. Ámbito temporal y espacial 25
3.3. Población y Muestra 25
3.4. Instrumentos 26
3.4.1. Materiales 26
3.4.2. Equipos 26

3.4.3. Insumos y Reactivos 27
3.5. Proceso de Extracción Asistida por Ultrasonido (EAU) 28
3.5.1. Determinación de polifenoles totales 30
3.5.2. Determinación de capacidad antioxidante por DPPH 30
3.5.3. Determinación de capacidad antioxidante por ORAC 31
3.5.4. Cuantificación de polifenoles específicos 32
3.5.5. Análisis de datos 32
IV. RESULTADOS 35
4.1. Determinación del Contenido de Polifenoles Totales (CPT). 35
4.1.1. Polifenoles presentes en piel de orujo de uva 35
4.1.2. Polifenoles presentes en semilla de orujo de uva 36
4.2. Determinación de la capacidad antioxidante en piel y semilla de orujo de uva 39
4.2.1. Capacidad antioxidante por DPPH y ORAC presentes en piel de orujo de uva 39
4.2.2. Capacidad antioxidante por DPPH y ORAC en semilla de uva 41
4.3. Impacto del uso de solventes en la recuperación de polifenoles 43
4.4. Perfil de polifenoles presentes en piel y semilla de orujo de uva 45
4.4.1. Perfil de polifenoles presentes en piel de orujo de uva 45
4.4.2. Perfil de polifenoles presentes en semilla de orujo de uva 47
V. CONCLUSIONES 49
VI. RECOMENDACIONES 50
REFERENCIAS 51
ANEXOS 62
PANEL DE FOTOGRAFIAS 88

Contenido de Tablas

Tabla 1. Perfil Polifenólico de algunas variedades de orujo de uva (mg/100 gss) 10

Tabla 2. Métodos de extracción de polifenoles 15

Tabla 3. Solventes utilizados como ingredientes alimentarios, uso y límite máximo residual. 21

Tabla 4. Características de los solventes 22

Tabla 5. Diseño estadístico de bloque con arreglo factorial $2k$. 34

Tabla 6. Contenido total de polifenoles presentes en piel de uva 36

Tabla 7. Contenido total de polifenoles presente en semillas 37

Tabla 8. Capacidad antioxidante DPPH presente en piel de uva 40

Tabla 9. Capacidad antioxidante ORAC presente en piel de orujo..... 41

Tabla 10. Capacidad antioxidante DPPH presente en semilla de orujo 42

Tabla 11. Capacidad antioxidante ORAC en semilla de orujo 43

Tabla 12. Perfil de polifenoles presente en piel de orujo de uva 46

Tabla 13. Perfil de polifenoles presente en semilla de orujo de uva 47

Contenido de Figuras

Figura 1. Partes de la uva 8

Figura 2. Capacidad de reducción de radicales libres por parte de los polifenoles. ROO., RO., OH., son radicales biológicos generados en el sistema biológico..... 11

Figura 3. Mecanismo de extracción convencional de polifenoles 14

Figura 4. (i) Burbuja de cavitación, (ii) formación de burbujas y colapso por cavitación cercanas a la sonda ultrasónica. 17

Figura 5. Imagen obtenida por microscopio electrónico de barrido de una matriz antes (a) y después del tratamiento con ultrasonido (b) 18

Figura 6. Ultrasonidos: (a) Baño ultrasónico*, (b) Ultrasonido de sonda** 19

Figura 7. Degradación de antocianinas 20

Figura 8. Esquema del sistema de ultrasonido por sonda 28

Figura 9. Diagrama de flujo experimental 29

Figura 10. Regresión lineal 31

Figura 11. Contenido de CPT y Orac presente en piel y semilla de uva 44

I. Introducción

1.1. Descripción formulación del problema

Moquegua produce ~6 020 TM de uva por año (GRAM, 2021), cuya producción es destinada para la elaboración de piscos (44 %), vinos (34 %) y para comercio exterior y consumo local (22%) (Vivanco, 2018). En particular, la producción de pisco y vino puede generar diferentes residuos agroindustriales tales como escobajo, orujo, borras y semilla que representan 23 % del peso del fruto fresco y en el caso del orujo 10 % (A. R. Fontana et al., 2013; García-Lomillo & González-SanJosé, 2017). Estos residuos, no presentan ningún valor económico y representan un problema de gestión ambiental para las empresas y familias dedicadas a este rubro (Gargallo y García-Casarejos, 2018).

A la fecha diversos estudios han demostrado que el orujo de uva puede ser considerado una fuente natural de polifenoles cuyas propiedades bioactivas han despertado el interés de la industria alimentaria y farmacéutica para la formulación de alimentos nutracéuticos (Huaman-Castilla, Mariotti-Celis, y Perez-Correa, 2017; Arvanitoyannis, Ladas, y Mavromatis, 2006). Sin embargo, el uso de técnicas de extracción atmosféricas o convencionales (solido-liquido), asociados al uso de solventes tóxicos no amigables con el medio ambiente (metanol, acetona y hexano), no permiten el uso de los polifenoles en futuras aplicaciones industriales, esto limita su posible escalamiento e industrialización como una alternativa para revalorizar este residuo agroindustrial (A. R. Fontana et al., 2013).

Es por ello que en la actualidad se vienen desarrollando diferentes alternativas de extracción además de utilizar solventes no tóxicos (amigables con el medio ambiente), tales como agua, etanol, glicerol, isopropanol entre otros. Los métodos alternativos son: extracción asistida por ultrasonido (EAU), fluidos supercríticos (FS) y líquidos presurizados (LP) (Huamán-Castilla et al., 2020; Cuevas-Valenzuela et al., 2016), sin embargo, la de FS y LP son métodos de difícil escalamiento industrial debido a su complejo sistema de extracción y elevadas presiones (> 100 bar).

En ese sentido, la EAU propone ser una alternativa viable debido al uso de presiones atmosféricas, uso de volúmenes de solvente y tiempos relativamente cortos, cuyos rendimientos han demostrado superar significativamente la recuperación de polifenoles en comparación con la extracción convencional (Ameer et al., 2017). No obstante, para este método en particular es necesario establecer los parámetros óptimos (agua, etanol, glicerol, isopropanol entre otros) y relación de solvente, de la temperatura y tiempo de extracción que están en función del residuo agroindustrial en particular del orujo de uva (Panja, 2018; Barba et al., 2016).

Por otro lado, diversos trabajos de investigación sobre EAU solo relacionan los rendimientos del proceso en función del contenido de polifenoles totales y capacidad antioxidante, dejando de lado la importancia del efecto del solvente de extracción sobre la selectividad de diferentes familias de polifenoles tales como ácidos fenólicos, flavanoles, flavonoles y estilbenos. Por ello, en base a las consideraciones antes mencionadas el presente proyecto de investigación propone evaluar diferentes temperaturas combinado con mezclas agua-etanol y agua-glicerol en un proceso de EAU sobre el contenido de polifenoles presentes en el orujo de uva, considerando el impacto del solvente de extracción sobre la selectividad de familias específicas de polifenoles.

1.2. Objetivos

2.2.1. Objetivo general

Evaluar diferentes parámetros en la extracción asistida por ultrasonido en la recuperación de polifenoles presentes en el orujo de uva quebranta.

2.2.2. Objetivos específicos

- Evaluar el efecto de solventes (agua: etanol y agua: glicerol), relación agua: solvente (100: 0, 85: 15, 70: 30), temperatura (40, 60, 80 °C) y tiempo (10, 30, 50 min) sobre el contenido de polifenoles totales y capacidad antioxidante a partir de piel de orujo de uva quebranta.

- Evaluar el efecto de solventes (agua: etanol y agua: glicerol), relación agua: solvente (100: 0, 85: 15, 70: 30), temperatura (40, 60, 80 °C) y tiempo (10, 30, 50 min) sobre el contenido de polifenoles totales y capacidad antioxidante a partir de semilla de orujo de uva quebrante.
- Determinar el perfil de polifenoles a las mejores condiciones de la EAU considerando el contenido de polifenoles y capacidad antioxidante de los extractos obtenidos.

1.3. Justificación e importancia

El presente proyecto de investigación está enmarcado dentro de las líneas de investigación de la Escuela Profesional de Ingeniería Agroindustrial, en ese sentido, diversos trabajos de investigación han demostrado que el orujo de uva es una excelente fuente natural de polifenoles (~56 mg de GAE/g) tales como: antocianinas, flavonoles, flavanoles, estilbenos y ácidos fenólicos (Huaman-Castilla et al., 2017). Estos compuestos presentan potenciales aplicaciones en la industria alimentaria y farmacéutica debido a sus propiedades bioactivas (Tungmunnithum et al., 2018). Por ello, la extracción de polifenoles de este residuo agroindustrial permitiría su revalorización y reduciría los problemas de gestión ambiental. Si bien, a la fecha diversos procesos de extracción sólido-líquido han sido propuestos para la obtención de polifenoles a partir de este residuo agroindustrial, el uso de solventes tóxicos sigue siendo una limitante para su uso en el sector alimentario. Por ello, el uso de tecnologías limpias (green technology) como es el caso de la EAU que contemplen el uso de solventes de grado alimentario amigables con el medio ambiente (agua, etanol, glicerol y otros) promete ser una alternativa de solución ante este escenario. Esto permitiría no solo mejorar significativamente los rendimientos en la extracción de polifenoles, sino también permitirá obtener una mejor comprensión sobre las diferentes interacciones polifenol - solvente que mejoren la selectividad de familias específicas de polifenoles. Además, los resultados obtenidos permitirán establecer parámetros de proceso que podrían ser escalados a nivel industrial.

1.4. Hipótesis

Es posible que el uso de mezclas agua-etanol y mezclas agua-glicerol combinado con moderadas temperaturas y tiempo permitirá incrementar los rendimientos en la recuperación de polifenoles presentes en piel y semilla de orujo de uva a través de un proceso de extracción por ultrasonido.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes

Da Porto et al. (2013) en su trabajo “Comparison of ultrasound-assisted extraction with conventional extraction methods of oil and polyphenols from grape (*Vitis vinifera* L.) seeds", mostraron que en un proceso de EAU de 20 kHz y 150 W, la relación semilla de uva: relación de solvente (agua:metanol) y tiempo son parámetros importantes para definir las condiciones óptimas en la EAU. Sus resultados demuestran que una relación de solvente 1:4 y un tiempo de 15 min permite encontrar la más alta concentración de polifenoles (105.20 mg de GAE/g) y actividad de antioxidante (109 mg Eq. Trolox/g).

Medina-Meza y Barbosa-Cánovas (2015), en su trabajo “Assisted extraction of bioactive compounds from plum and grape peles by ultrasonics and pulsed electric fields”, mostraron el uso de dos métodos, tanto de pulsos de campo eléctrico y ultrasonido comparadas con extracción con agua a 70 °C, en piel de ciruela y uva. Se utilizó un sonicador modelo UP400S Hielscher (400 W, 24 kHz con sonda de titanio de 22 mm de diámetro), sumergida en 500 mL a temperaturas de 25 y 50 °C durante 30 min. Los resultados mostraron mejor extracción comparadas con el agua a 70 °C, obteniéndose para ambas temperaturas polifenoles totales de ~500 mg. GAE/mL y capacidad antioxidante DPPH de ~720 µg Eq Trolox/mL.

Ghafoor, Choi, Jeon, y Jo (2009) en su trabajo “Optimization of ultrasound-assisted extraction of phenolic compounds, antioxidants, and anthocyanins from grape (Vitis vinifera) sedes”, en la extracción asistida por el ultrasonido (EAU) en semilla de uva variedad Campbell, mediante baño ultrasónico de 40 kHz y 250 W. que los factores de estudio concentración de etanol, temperatura de extracción, y tiempo de extracción afectan significativamente la extracción de polifenoles. Las condiciones óptimas obtenidas para EAU de la semilla fueron establecidas con agua:etanol (41.85:53.15

v/v), temperatura a 56.03 °C, y un tiempo de 29.03 min. Esto permitió obtener un máximo contenido de polifenoles totales de 5.44 mg. GAE/100 mL y actividad de antioxidante de 12.31 mg Eq Trolox/mL.

Drosou, Kyriakopoulou, Bimpilas, Tsimogiannis, y Krokida, (2015), en su estudio "A comparative study on different extraction techniques to recover red grape pomace polyphenols from vinification byproducts", compararon métodos alternativos y convencionales tales como la extracción asistida por microondas (MAE), extracción asistida por ultrasonido (EAU) y la extracción de Soxhlet (SE) combinados con el uso de mezclas agua-etanol. Los resultados permitieron demostrar que la EAU permite recuperar 3 y 2 veces más contenido de polifenoles en comparación con la MAE y SE respectivamente obteniendo polifenoles totales de 438984 ± 4034 ppm GAE en extracto seco.

Annegowda, Bhat, Min-Tze, Karim, y Mansor (2012), en su trabajo "Influence of sonication treatments and extraction solvents on the phenolics and antioxidants in starfruits", los efectos de uso de ultrasonido a diferentes intervalos de tiempo y solventes (agua y metanol) en una relación muestra:solvente de 1:10, a fin de extraer compuestos fenólicos en diferentes frutas, el estudio fue conducido para examinar los efectos de tratamientos ultrasonido (intervalos de tiempo de 0, 15, 30, 45 y 60 minutos) en polifenoles y otros compuestos de antioxidante en carambola. La extracción con metanol luego de 30 min resulto ser el mejor tratamiento para obtener extractos ricos en polifenoles 142.0±0.25 mg de GAE/g.

Galvan D'Alessandro, Kriaa, Nikov, y Dimitrov, (2012), en su trabajo titulado "Ultrasound assisted extraction of polyphenols from black chokeberry", utilizaron la extracción asistida por ultrasonido UAE para evaluar parámetros tales como temperatura tiempo de extracción, solvente, relación muestra: solvente, tamaño de partícula en aronia. Sus resultados muestran que el uso de temperaturas > 60 °C combinado con 50 % de etanol y relación solido-solvente de (1:10)

permitía recuperar importantes concentraciones de polifenoles después de 15 minutos de tiempo de extracción.

Wong Paz, Muñiz Márquez, Martínez Ávila, Belmares Cerda, y Aguilar (2015), en su estudio titulado "Ultrasound-assisted extraction of polyphenols from native plants in the Mexican desert", analizaron diferentes plantas cultivadas en el desierto de México ricas en compuesto fenólicos. Los parámetros de EAU, fueron: proporción liquido:sólido, tiempo de extracción y concentración solvente a través de la metodología de superficie de respuesta (RSM). Las mejores condiciones implicaron un tiempo de extracción de 40 minutos, una concentración de etanol del 35 % y una proporción liquido:sólido en los límites de 8 a 12 ml/g.

Khan, Abert-Vian, Fabiano-Tixier, Dangles, y Chemat (2010), en su estudio "Ultrasound-assisted extraction of polyphenols (flavanone glycosides) from orange (Citrus sinensis L.) peel", evaluaron la extracción de polifenoles especialmente flavanonas de naranja, utilizando etanol. El análisis estadístico demostró que la mayor obtención fue a una temperatura de 40 C, un poder de sonicación de 150 W y una proporción etanol: agua 4:1, además de que el rendimiento de extracción optimizado demostró su eficacia en comparación con el método convencional.

2.2. Bases teóricas sobre el tema de investigación

2.2.1. La uva

La uva pertenece a la familia *vitaceae*, una clasificación de plantas con tendencia a trepar por las superficies fijas. Si bien esta familia posee once géneros diferentes, solo el género *vitis* es reconocido como fruta vitivinícola (Fernández, 2017).

La uva presenta pigmentos, azúcares, proteínas e inclusive levaduras nativas para la elaboración del pisco, donde cada grano de uva se compone básicamente de tres elementos tales como el epicarpio, mesocarpio y endocarpio (Kennedy, 2008)(Figura 1)

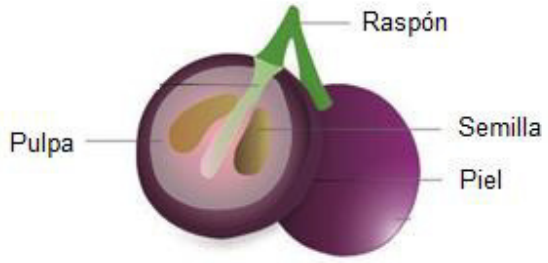


Figura 1. Partes de la uva

Fuente: Oliver (2010)

- La piel (Epicarpio u hollejo): Capa exterior del grano o baya de uva que contiene la mayor parte de los componentes colorantes y aromáticos de los vinos. El hollejo aporta también una gran cantidad de taninos, además de otras sustancias como ácidos, celulosa, sustancias aromáticas, pigmentos, entre otras. Otra de las sustancias esenciales contenidas en la piel es la pruina que resulta fundamental para la elaboración del vino pues contiene las levaduras que iniciarán la fermentación espontánea del mosto.
- La pulpa (Mesocarpio): Formado por grandes células ricas en mosto, es ahí donde se encuentran los principales componentes del mosto (agua y azúcares) que después, mediante la fermentación se transformarán en vino, contiene también muchos otros componentes como distintos minerales, azúcares y ácidos (málico y tartárico).
- Las pepitas o semillas (Endocarpio): El endocarpio del fruto contiene las semillas, originadas por la fecundación de los óvulos, como máximo hay 4, se encuentran dentro de la pulpa y difieren según las variedades.

2.2.2. Uvas pisqueras

En Perú existen siete variedades de uva de las cuales se puede obtenerse el pisco tales como Quebranta, Negra criolla, Albilla, Italia, Torontel, Moscatel Rosado, Mollar y Uvina (Garrido et al., 2008).

Se estima que la producción de estas uvas alcanzó las 60 mil 408 toneladas y se incrementó en 22,8 % al compararla con la producción del 2022, debido a las adecuadas condiciones térmicas que permitieron la renovación y fertilización de este cultivo. Entre los departamentos que presentaron mayor producción de estos cultivos, se encuentran Ica (135,4 %), Lambayeque (60,1 %) y Piura (24,4 %), al participar con el 87,4 % del total nacional (MINAGRI, 2023).

2.2.3. Orujo de uva

La producción de pisco, un aguardiente a base de uvas pisqueras, da como resultado la generación de cantidades importantes de orujo de uva, que comprende restos de piel y la semilla (Allcca-Alca et al., 2021). La piel del orujo de uva constituye del 5 al 10 % del peso seco de las uvas y sirve como una barrera hidrofóbica para proteger a la fruta del daño físico y climático; mientras, las semillas representan del 3 al 6 % del peso seco de las uvas con importantes concentraciones de proteína (11 %), fibra (35 %), minerales (3 %), agua (8 %), lípidos (7 – 20 %) (Spinei & Oroian, 2021).

Este residuo es considerado un desecho agroindustrial, sin ningún valor comercial y representa un problema de gestión ambiental debido a la formación de gases de efecto invernadero tales como óxido nitroso (N_2O), metano (CH_4), ozono (O_3) y dióxido de carbono (CO_2) (Gubitosa et al., 2022). Además, la presencia de orujo de uva en el suelo baja el pH y la materia orgánica contamina irreversiblemente su composición del suelo (Gargallo y García-Casarejos, 2018). Sin embargo, la piel y semilla del orujo de uva presentan concentraciones importantes de compuestos fenólicos con potenciales aplicaciones en el sector alimentario y farmacéutico (Huaman-Castilla et al., 2017).

2.2.4. Polifenoles presentes en el orujo de uva

Los polifenoles son metabolitos secundarios de las plantas, con diversas funciones fisiológicas, variadas estructuras químicas caracterizan a este grupo de moléculas presentes en el orujo de uva (Cutrim y Cortez, 2018). Estos compuestos presentan un anillo fenólico, el cual siempre debe estar hidroxilado (Huaman-Castilla et al., 2017). El contenido medio de polifenoles totales presentes en piel y semillas de la uva varia de 1,1 ± 0,2 y 16,6 ± 2,8 mg EAG/g respectivamente (de la Cerda-Carrasco et al., 2014). Estos residuos presentan diferentes familias de polifenoles específicos, que se pueden clasificar en no flavonoides (ácidos fenólicos y estilbenos) y flavonoides (flavonoles, antocianinas) (Figura 2) (Onache et al., 2022; Peixoto et al., 2018). Las concentraciones de los polifenoles específicos puede presentar diferencias, dependiendo de algunos factores como las diferencias entre variedades (Tabla 1) (Fontana et al., 2017).

Tabla 1. Perfil Polifenólico de algunas variedades de orujo de uva (mg/100 gss)

Compuesto Polifenólico	**Moscatel**	**Negra criolla**	**Italia**	**Merlot**
Ácido gálico	10,71	11,12	9,25	14,07
Ácido clorogénico	0,13	0,05	0,08	0,05
Ácido cumarico	0,22	0,24	0,15	0,35
Ácido cinámico	0,69	0,73	1,02	0,37
Catequina	185,68	142,80	126,60	79,24
Epicatequina	142,45	123,85	76,24	85,87
Rutina	0,16	0,32	0,14	0,08
Quercetina	355,12	672,34	992,34	1208,23
Kaempferol	0,29	0,54	0,21	0,99

Resveratrol	0,35	0,58	0,35	0,31

Fuente: Adaptado de Onache et al. (2022), Peixoto et al. (2018)

2.2.5. Capacidad antioxidante de los polifenoles

El orujo de uva presenta un remanente entre 50 y 70 % de polifenoles. Estos compuestos han sido asociados importantes propiedades bioactivas tales como efectos antialérgicos, antiinflamatorios, antimicrobiano, antioxidantes, cardioprotectores y vasodilatadores (Onache et al., 2022).

Estos compuestos generalmente son no polares. Pueden ser extraídos con solventes de polaridad intermedia como el etanol, metanol y hexano (Valencia et al., 2016). Los extractos obtenidos han demostrado tener una potente actividad antioxidante in vitro, debido a capacidad de reducir radicales biológicos tales como anión superóxido, radical hidroxilo, radicales peróxido (Abbas et al., 2017).

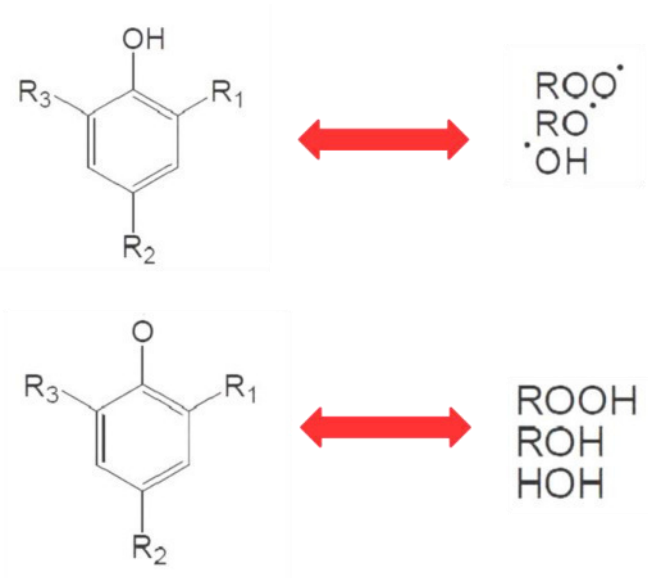


Figura 2. Capacidad de reducción de radicales libres por parte de los polifenoles. $ROO^{\cdot}$, $RO^{\cdot}$, $OH^{\cdot}$, son radicales biológicos generados en el sistema biológico

Fuente: Tsao (2010)

Esta habilidad de los polifenoles para neutralizar los radicales libres se debe a su capacidad para donar un electrón o un átomo de hidrógeno (Arranz et al., 2010). El sistema altamente conjugado de los polifenoles con grupos hidroxilo se consideran importantes en las actividades antioxidantes, los cuales actúan como captadores de radicales directos y convirtiéndose ellos mismos en radicales estables, deteniendo así las reacciones de oxidación en nuestro sistema biológico (Figura 2) (Tsao, 2010).

2.2.6. Propiedades bioactivas de los polifenoles

Se ha demostrado la actividad biológica de los polifenoles como antioxidantes celulares, lo que reduce el riesgo de desarrollar ciertas enfermedades y ralentiza el envejecimiento celular, esta característica ha llevado a realizar ensayos con polifenoles para analizar su efecto preventivo e incluso terapéutico en diferentes tipos de enfermedades humanas (Ivanova, et al., 2018).

En el Perú ~70 % de adultos y ~30 % de jóvenes entre los 15 y 25 años padecen algún tipo de enfermedad crónica tales como cáncer, alzheimer, enfermedades cardiovasculares, diabetes entre otros, las mismas que la mayoría de los casos son causadas por una dieta desequilibrada y un estilo de vida sedentario (INS, 2019). Una prevalencia sostenida de sobrepeso y obesidad afecta la salud pública, ya que estas afecciones parecen estar asociadas con una afección inflamatoria que vincula el exceso de grasa corporal y favorecen el desarrollo de enfermedades degenerativas crónicas (Leitner et al., 2017). Por ejemplo, la diabetes tipo 2 está asumiendo una proporción epidemiológica importante en el Perú en términos de morbilidad, mortalidad y discapacidad, la cual se caracteriza por la resistencia a la insulina y una mala absorción de glucosa en los tejidos del cuerpo humano como el hígado, el tejido adiposo y el músculo esquelético (Kumar et al., 2011; Leitner et al., 2017).

Diversos trabajos de investigación han demostrado que el consumo de compuestos bioactivos como los polifenoles no solo ayuda en la prevención de la diabetes tipo 2, sino también puede ser usado como un tratamiento efectivo a bajo costo (Li et al., 2019). En particular, el uso de flavanoles y flavonoles presentes en diversos descartes agroindustriales podrían ser usados en el tratamiento de la DM2 a través de la inhibición de las enzimas relacionadas con la diabetes tales como α-amilasa y α-glucosidasa, con la consecuente reducción del índice glucémico, que comprende una herramienta terapéutica potencial contra esta enfermedad (Fan et al., 2013; Rasouli et al., 2017; Sarian et al., 2017; Striegel et al., 2015).

Por otro lado, Muthukumaran et al. (2013) mencionan las bondades de los polifenoles tales como flavanoles, flavanoles y ácidos fenólicos presentan potencial farmacológico gracias a su actividad antibacteriana, antioxidante, antidiabética, anticancerígena, entre otros. Por ejemplo, numerosos estudios han sugerido que la mirecetina, un flavonol puede ser beneficioso para enfermedades como el Parkinson y el Alzheimer (Semwal et al., 2016).

2.2.7. Extracción de polifenoles

La extracción sólido-líquido es un proceso de transferencia de materia, mediante el cual el compuesto de interés pasa desde la matriz del sólido hasta el seno de la fase líquida. Dicho mecanismo tiene lugar en dos etapas: una primera de lavado, en la que se produce una rápida transferencia de los monómeros de polifenoles desde la superficie del sólido al disolvente, y una segunda etapa de transferencia de materia desde el interior del sólido donde los polifenoles de alto peso molecular mediante difusión al solvente, en la mayoría de sistemas de extracción de la industria alimentaria, se asume que la segunda etapa es el paso limitante del proceso, debido a la resistencia natural que ofrece la fase sólida (a menudo tejidos de origen vegetal) a la transferencia de materia y/o penetración del solvente (Figura 3) (Cacace y Mazza, 2003).

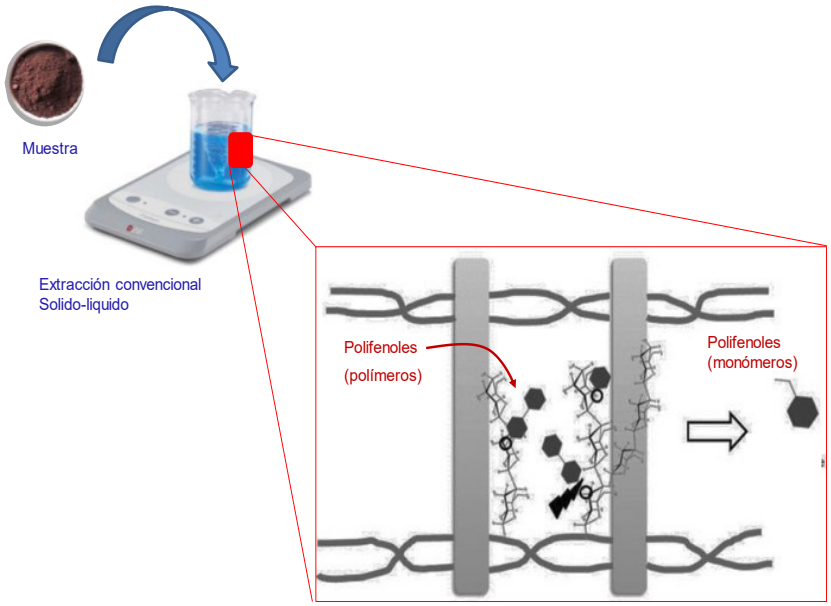


Figura 3. Mecanismo de extracción convencional de polifenoles

La extracción convencional es el proceso menos eficiente y requiere una mayor demanda energética y un mayor consumo de solvente, limitando su uso a nivel industrial, además este tipo de proceso hace uso de solventes tóxicos tales como metanol, hexano y acetona (Ameer et al., 2017).

Los métodos de extracción se caracterizan principalmente por la aplicación de: solvente, mezcla de solvente, temperatura, tamaño de partícula de materia, tiempo de operación, tecnología utilizada y rendimiento, entre los principales métodos de extracción se muestran en la Tabla 2 (Cuevas-Valenzuela et al. , 2016). por ello se pretende evitar y/o minimizar el uso de solventes orgánicos, intensificar el proceso de transferencia de masa, maximizar la extracción de compuestos objetivos, evitar el deterioro y la pérdida de funcionalidad durante procesamiento conservando la calidad del extracto y reducir el consumo de energía (Galanakis, 2012).

Tabla 2. Métodos de extracción de polifenoles

Método de extracción	Técnica	Principio de extracción
Convencional	Extracción por solvente (SE)	Los compuestos se separan en función de sus solubilidades (líquidos inmiscibles)
No convencional	Extracción asistida por ultrasonido (EAU)	Las ondas sonoras de alta frecuencia que mejoran la liberación de un soluto del sólido por cavitación.
	Extracción por líquido presurizados (PLE)	Se utiliza altas presiones para mantener el solvente en estado líquido y pueda ser utilizado elevadas temperaturas manteniendo el solvente en estado líquido.
	Extracción asistida por microondas (MAE)	Aumenta el movimiento molecular y la energía transferencia por radiación electromagnética
	Extracción de fluidos supercríticos (SFE)	Mejor solubilidad y transferencia de masa debido a que el solvente se encuentra por encima del punto crítico.
	Extracción asistida por enzimas	Las enzimas ayudan a liberar intracelular polifenoles y polifenoles liberadores unido a otras moléculas

Fuente: Cuevas-Valenzuela et al. (2016).

La extracción solido - líquido o método de extracción convencional es la técnica más extendida en la escala industrial para extraer compuestos bioactivos de la planta matrices entre fases diferentes (es decir sólido, líquido y vapor), Sin embargo, estos métodos tradicionales están principalmente basados en el calentamiento prologando de un determinado volumen bajo una constante agitación a una temperatura determinada. Si bien este tipo de procesamiento facilita la transferencia de masa entre las diferentes fases del sistema, consume mucha energía y puede causar la degradación de los compuestos termolábiles no solo por la temperatura sino por el tiempo de exposición, normalmente los solventes utilizados son la acetona y metanol (Barba et al., 2016).

Para vencer este problema, estás tecnologías están siendo investigadas en industrias alimentarias a fin de encontrar las demandas de consumo en curso para alimentos mínimamente tratados y subproductos, y

cumplir con los requisitos de un concepto de extracción verde (Galanakis, 2012).

2.2.8. Extracción asistida por ultrasonido

El ultrasonido se ha utilizado en diferentes operaciones en ingeniería de procesos, como tratamiento de aguas residuales, secado, sonoquímica y extracción. En los sectores de alimentación y farmacéutica, el ultrasonido viene siendo empleado para extraer compuestos bioactivos, aceites esenciales, alcaloides, polisacáridos, esteres, esteroides y otros (Meireles, 2008).

La extracción asistida por ultrasonido (EAU) ha sido ampliamente estudiada en muchos campos para reducir el tiempo de procesamiento, la temperatura y el consumo de solventes. Las ondas ultrasónicas causan una serie de compresiones y expansiones alternas cerca de la superficie de la matriz sólida, este fenómeno se conoce como efecto esponja. Porque ocurre de manera similar a una esponja cuando se aprieta y suelta en varias ocasiones. El efecto esponja da como resultado la creación de canales de tejido microscópicos, estos micro canales facilitan la penetración del disolvente en la matriz sólida y crean una vía preferencial que facilita la salida de los compuestos solubilizados de la matriz sólida al solvente (Bermúdez-Aguirre, 2017)

Las ondas ultrasónicas aplicadas para mejorar la eficacia de la extracción son principalmente en un rango de 20 a 1000 kHz, la propagación de estas ondas provoca una presión negativa en el solvente y cuando una presión de onda sonora de intensidades superiores se propaga a través de un disolvente, las formaciones producen huecos o burbujas microscópicamente pequeños. Cuando estos vacíos o burbujas están llenas de gas o vapor de agua, el crecimiento y la contracción de las burbujas se produce hasta que colapsan dando lugar a la cavitación (Ojha et al., 2020),

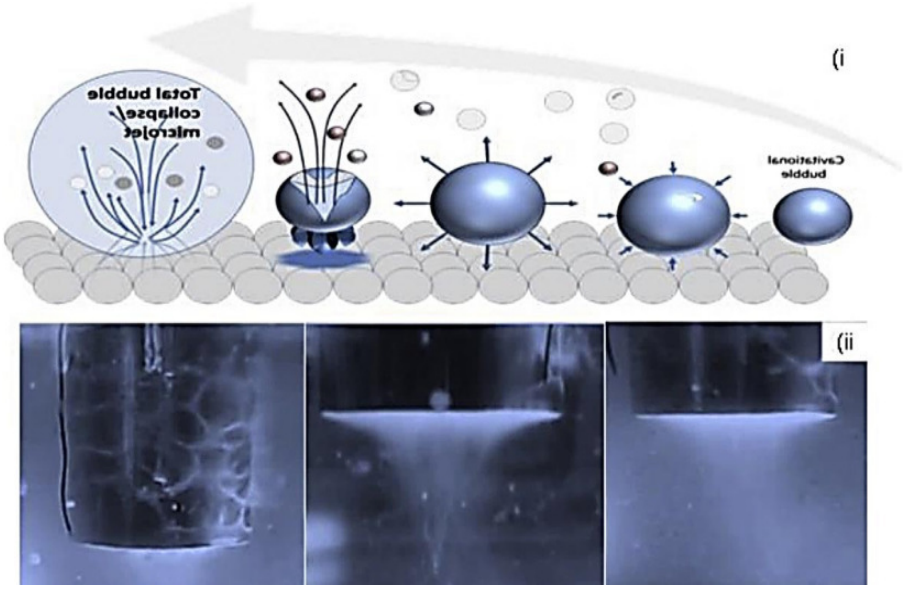
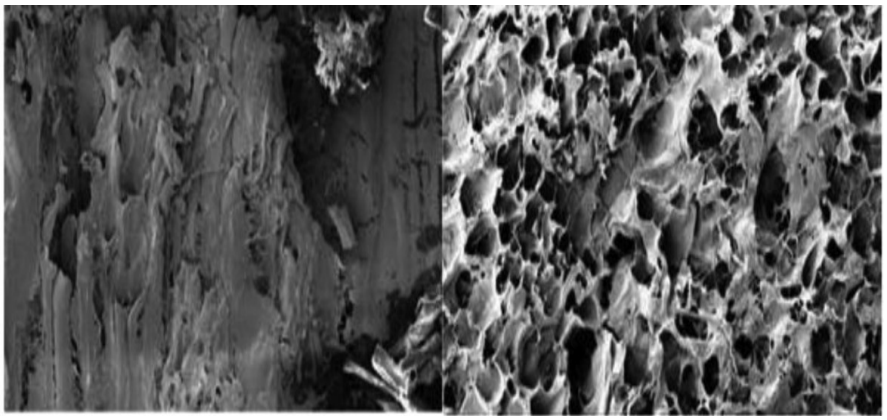


Figura 4. (i) Burbuja de cavitación, (ii) formación de burbujas y colapso por cavitación cercanas a la sonda ultrasónica.

Fuente: Ojha et al., (2020).

Las burbujas pueden pulsar en sintonía con este campo, un fenómeno conocido como cavitación estable, sin embargo, si el campo acústico es más intenso, a menudo colapsará en una implosión dramática después de solo una o dos pulsaciones o ciclos. También puede producirse la fragmentación en varias burbujas hijas, esta se conoce como cavitación transitoria. La fuerza de la implosión es grande y genera un aumento de presión y temperatura localizadas de hasta 5000 ºK y presiones de hasta 2000 atm en las inmediaciones de la burbuja (Bermúdez-Aguirre, 2017)



(a) (b)

Figura 5. Imagen obtenida por microscopio electrónico de barrido de una matriz antes (a) y después del tratamiento con ultrasonido (b)

Fuente: Ojha et al., (2020).

Los tipos de equipos de ultrasonido utilizados en la actualidad son:

- El baño ultrasónico, que opera en el rango de 20 a 400 kHz, y generalmente se vende como un limpiador ultrasónico, el equipo consta de un tanque (generalmente construido en acero inoxidable) y transductores en el fondo o en los costados del tanque que generan ondas ultrasónicas. La densidad de potencia obtenida en los equipos de baño suele ser baja (<100 W / L). Por lo tanto, el equipo también se llama baño ultrasónico de baja potencia. En este equipo, la interrupción celular suele ser moderada, pero en muchos casos es suficiente para aumentar la transferencia de masa en un proceso de extracción (Bermúdez-Aguirre, 2017). En un baño ultrasónico, la cavitación se produce sin control distribución a través del tanque, el efecto de sonicación es de baja intensidad y desigual, la repetibilidad y la escalabilidad del proceso es muy pobre (Kiani, et al., 2011)

- Ultrasonido de sonda, comprende una punta de titanio conectada a un generador de ultrasonido, este tipo de equipo genera mayores densidades de potencia y es llamado ultrasonido de alta potencia o un disruptor celular (> 100 W / L). El ultrasonido también puede causar la reducción en el tamaño de una matriz sólida, contribuyendo a un aumento en la superficie de contacto entre el sólido y el solvente (Bermúdez-Aguirre, 2017). Estos equipos presentan una intensidad localizada en comparación con el de baño ultrasónico, por lo genera una mayor intensidad y mejora la eficiencia del proceso de sonicación, la zona de sonicación es más intensa debajo de la sonda, la distancia de la sonicación se limita a un área determinada de la punta de la sonda, los procesos ultrasónicos en vasos abiertos se utilizan sobre todo para las

pruebas de viabilidad y para la preparación de muestras de volúmenes pequeños. Al controlar el parámetro más importante del proceso de sonicación, el proceso es completamente repetible y los resultados obtenidos se puede escalar de forma industrial (Kiani, et al., 2011)



(a) (b)

Figura 6. Ultrasonidos: (a) Baño ultrasónico*, (b) Ultrasonido de sonda**

Fuente: (Kiani, et al., 2011)

2.2.9. Degradación de polifenoles

La extracción asistida por ultrasonido es una tecnología de extracción acoplada a un proceso térmico, que ha demostrado ser prometedora debido que cumple los requisitos de inocuidad alimentaria. La aplicación de extracción asistida por ultrasonido ofrece muchas ventajas, pero algunos hallazgos sugieren que el aumento de la amplitud de ultrasonido, alta temperatura y tiempo de operación, pueden degradar algunos componentes tanto de polifenoles y/o antocianinas. Si el aumento de temperatura durante el tratamiento con ultrasonido no está controlado, la degradación térmica de antocianina se hace presente. La figura 7 muestra los diversos mecanismos de degradación de las antocianinas cuando es expuesto al aumento de temperatura, la cinética de degradación de las antocianinas también se ha relacionado con la presencia de ácidos orgánicos o antioxidantes como el ácido ascórbico, ello debido a que

tales compuestos presentes en los alimentos tienen una fuerte relación con las reacciones de oxidación y la formación de radicales libres que se generan durante la sonicación (Villamiel et al., 2017).

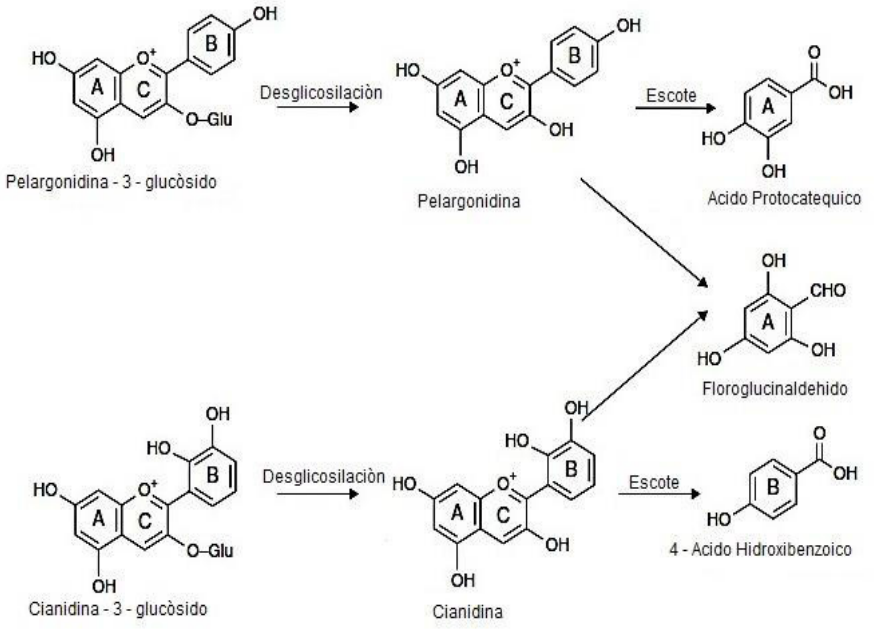


Figura 7. Degradación de antocianinas

Fuente: Villamiel et al. (2017)

2.2.10. Solventes

Una gran preocupación con respecto a la sostenibilidad es la liberación de sustancias peligrosas en el medio ambiente, por lo que la química verde puede tener un impacto significativo en esta área, los solventes, por ejemplo, están presentes tanto en los laboratorios como en la industria, estos solventes se utilizan en varias operaciones como: separación, medio de reacción, lavado, entre otros (Doble y Kumar, 2007). A pesar de esto, el solvente no es directamente responsable de la composición de un producto, tampoco es el componente activo de una formulación. Por lo tanto, el uso de solventes tóxicos, inflamables, son ambientalmente perjudiciales, sin embargo estas consecuencias inoportunas del uso solvente a menudo son unidas a los atributos beneficiosos del

solvente necesario para la aplicación, la volatilidad de solventes permite la recuperación y la purificación del solvente por la destilación, sino también crea emisiones en el aire no deseadas y pone en riesgo por la exposición del trabajador (Byrne et al., 2016)

Los solventes verdes o biosolventes, derivan del procesamiento de cultivos agrícolas. El uso de solventes petroquímicos es la clave para la mayoría de químico procesos, pero no sin graves implicaciones en el ambiente. Los disolventes verdes se desarrollaron como un medio más ecológico alternativa amigable a los solventes petroquímicos (Doble y Kumar, 2007). La legislación proporciona un marco para garantizar el uso seguro de solventes y puede ser visto como una barrera y también como una oportunidad para fomentar un mayor uso de solventes verdes. La legislación puede desempeñar un papel importante al restringir el uso de solventes nocivos mediante la eliminación directa de su autorización o imponiendo niveles máximos estrictos de residuos y en estos casos, se pueden utilizar solventes amigables con el medio ambiente (Kerton y Marriot, 2013).

En los Estados Unidos no existe una regulación consolidada para los solventes permitidos en los ingredientes alimentarios, el Código de Regulaciones Federales considera el límite máximo residual LMR especificado y los solventes considerados seguros se muestran en la Tabla 3.

Tabla 3. Solventes utilizados como ingredientes alimentarios, uso y límite máximo residual.

Solvente	**Uso**	**Límite máximo residual**
Acetona	Oleorresinas de especias	30 mg/Kg
Metanol	Oleorresinas de especias Extractos de lúpulo	50 mg/Kg
Dicloro metano	Oleorresinas de especias Aceite de limón Extractos de lúpulo	30 mg/Kg
Hexano	Oleorresinas de especias Extractos de lúpulo	25 mg/Kg
Butano / isobutano	Solventes considerados seguros	Establecido por la BPM

Dióxido de carbono	Solventes considerados seguros	Establecido por la BPM
Etanol	Solventes considerados seguros	Establecido por la BPM
Óxido nitroso	Disolventes generalmente considerados seguros	Establecido por la BPM
Propano	Disolventes generalmente considerados seguros	Establecido por la BPM

Fuente: (Kerton y Marriot, 2013).

El solvente utilizado para la extracción asistida por ultrasonido debe elegirse cuidadosamente; por lo que se debe considerar los parámetros físicos como: viscosidad, tensión superficial, presión de vapor del solvente y la solubilidad de los compuestos de la matriz objetivo. Esos parámetros afectarán la cavitación acústica, cuanto mayor sean las fuerzas cohesivas naturales entre las moléculas que componen el líquido (ejemplo: alta viscosidad y tensión superficial), más difícil será lograr la cavitación, por ello, la amplitud debería subir (la intensidad debería subir) para obtener la onda ultrasónica necesaria que provocar cavitación al trabajar con muestras de alta viscosidad (Pena-Pereira y Tobiszewski, 2017).

Tabla 4. Características de los solventes

Solvente	**Temperatura de ebullición (°C)**	**Temperatura de inflamación (°C)**	**Viscosidad a 20 °C (Cp)**	**Tensión superficial (dina/cm)**	**Presión de vapor (m Hg a 20°C)**	**Solubilidad (cal/mL)**
Metanol	64	12	0.54	23.8	100	14.30
Etanol	78	16	1.08	22.9	40	12.92
Glicerol	290	160	1490	59.4	0.0025	21.10
Isopropanol	96	15	2.22	21.7	33	11.6
Acetato de etilo	76	-2	0.43	24.7	77	9.1
Diclorometano	40	--	0.4	29.5	440	9.93
Hexano	68	-26	0.3	18.8	180	7.24
Agua	100	--	0.89	72.8	17.5	23.50

Fuente: Kerton y Marriot (2013)

2.2.11. Parámetros que afectan la extracción asistida por ultrasonido

Pena-Pereira y Tobiszewski (2017) describen que los parámetros que afectan la extracción asistida por ultrasonido son:

a) **Solvente.** El solvente utilizado debe elegirse cuidadosamente; por lo tanto, parámetros físicos como la viscosidad, la tensión superficial, presión de vapor y solubilidad de los compuestos objetivo deben ser tomado en consideración. Esos parámetros afectarán la cavitación, cuanto mayor sean las fuerzas cohesivas naturales entre moléculas que compone el líquido, por ejemplo, alta viscosidad y alta tensión superficial, dificultara la cavitación, por lo que se debe incrementar la intensidad de la onda

b) **Temperatura.** La temperatura tiene un gran impacto en las propiedades del solvente, y es otro factor que debe ser controlado. Cuando sube la temperatura (disminución de la viscosidad y tensión superficial), se puede notar un aumento de la presión de vapor, lográndose que más vapor de solvente llene las burbujas de cavitación, que luego tienden colapsar con menos violencia y reducir los efectos de la cavitación. Generalmente, aumentar de temperatura conduce a un aumento del rendimiento de extracción, es importante para elegir una temperatura de extracción de acuerdo con el compuesto objetivo de extracción especialmente cuando se trata de compuestos termolábiles compuestos.

c) **Parámetros de matriz.** Dependiendo del propósito de extracción y los compuestos de destino, la muestra matriz se puede utilizar tanto húmeda como seca, el pre tratamiento de la matriz es importante y tiene un impacto en la eficiencia de extracción. Otros factores que puede determinar la eficiencia de extracción y puede influir en el resultado final de rendimiento de la extracción son los siguientes:

   - Solubilidad y estabilidad de las moléculas objetivo en el disolvente elegido.
   - Relación de sólido: solvente.
   - Tamaño de partícula del material.
   - Estructura del material.

2.3. Definición de términos

Orujo de uva: Residuo agroindustrial derivado de la industria del pisco.

EAU: Tecnología de extracción asistida por ultrasonido.

EAG: Equivalente de ácido gálico, el cual hace referencia al polifenol mayoritario presente en los extractos.

DPPH: Reactivo 2,2-difenil-1-picrylhydrazyl, el cual es usado para evaluar la capacidad antioxidante de los extractos.

ORAC: Capacidad de absorción de radicales de oxígeno, método para determinar la capacidad de los polifenoles para reducir los radicales oxígenos.

CTP: Contenido total de polifenoles, usado para expresar los polifenoles extraíbles durante un proceso de extracción.

2.4. Abreviaturas

nm: Nanómetros

°C: Grados Celsius

g: Gramos

kg: Kilogramos

L: Litro

mL: Mililitros

µL: Microlitro

Kcal: Kilocalorías

mg: Miligramos

µg: Microgramos

v: Volumen

min: Minutos

ppm: Partes por millón

III. METODOLOGÍA

3.1. Tipo y nivel de investigación

El trabajo de investigación es de tipo experimental debido al uso de un diseño factorial 2^k con la finalidad de analizar el efecto de las variables experimentales tales como temperatura, tiempo y concentración del solvente sobre la obtención de polifenoles presentes en orujo de uva.

3.2. Ámbito temporal y espacial

El trabajo de investigación se realizó durante los periodos de tiempo que comprenden (2021-2023). La etapa de extracción asistida por ultrasonido y análisis que comprenden a polifenoles totales, capacidad antioxidante se realizaron en el laboratorio de extracción de compuestos de alto valor (LECAV) de la escuela profesional de Ingeniería Agroindustrial-UNAM. Mientras que el análisis de perfil de polifenoles se realizó en el laboratorio de contaminantes orgánicos de la Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental – UNAM – Ilo.

3.3. Población y Muestra

La muestra son los descartes del proceso de elaboración de pisco de uva quebranta (piel y semilla), 10 kg de orujo de uva quebranta fueron proveídos por la empresa Agroindustria Campano S.A.C, Región de Moquegua (Perú), Las muestras recolectadas fueron envasadas en bolsas de polietileno de alta densidad y almacenadas a temperatura de congelación (-20 °C) para su posterior extracción y análisis.

3.4. Instrumentos

3.4.1. Materiales

- 03 Matraces Erlenmeyer (50, 100 y 250 ml)
- 02 Micropipetas (50 y 100 µL)
- 02 Pipetas de vidrio (1 y 10 ml)
- 03 Probetas de vidrio (50, 100, 250 ml)
- 30 Tubos de ensayo
- 03 Vasos precipitados de vidrio (50, 100, 250 ml)
- 03 Fiolas (10, 250 y 500 ml)
- 02 Picetas (250 y 500 ml)
- Papel absorbente
- Papel aluminio
- Papel filtro
- Pack of six 10-mL cells for ASE 150/350
- Resina macroporosa HP-20
- Botellas ámbar 200 ml
- Balón de 20 kg de nitrógeno
- Criovial de plástico estéril 2 ml
- Cartuchos SPE SiliaPrep C18 5 mL, 500 mg (Silicycle,Québec, Cánada)
- Puntas para micropipetas de 100 µL -1000 Ml
- Puntas para micropipetas de 0.5 µL -10 Ml
- Puntas para micropipetas de 10 µL -100 µL

3.4.2. Equipos

- Ultrasonido Marca JP- Selecta, modelo CY-500 de 20 kHz y 500 W.
- Espectrofotómetro UV-visible (Thermo Scientific, modelo Genesys 150)
- Lector Multi-Modal de Microplacas (BioTek, Synergy™ HTX)
- Baño maría digital de 22 l.

- Balanza analítica. Marca: Sartorius, modelo Entris.
- Congeladora. Marca: Samsung, modelo Rh25h5613sg.
- Molinillo. Marca Bosch, modelo TSM6A013B
- Unidad UHPLC - DAD (Agilent 1290 Infinity II, USA)

3.4.3. Insumos y Reactivos

Los Insumos y Reactivos fueron proveídos por la Empresa Sigma Aldrich Chemical Co. (St. Louis, MO, USA)

- Trolox (>97 % de pureza)
- DPPH (0.1mM)
- Reactivo Fenol Folinciocalteu (2N)
- Etanol grado HPLC (>99 % de pureza)
- Isopropanol Q.P (>98 % de pureza)
- Glicerol (>98 % de pureza)
- Agua destilada ultra pura (18,2 MΩ.cm)
- Carbonato de sodio (10 %, p/p)
- Fluoresceína (48 nM)
- AAPH (153 nM)
- Ácido gálico (0.8 g/L)
- Acetonitrilo grado HPLC (≥98 %)
- Ácido fórmico grado HPLC (≥99 %)
- Metanol grado HPLC grado HPLC (≥95 %)
- Catequina (≥98 %)
- Epicatequina (≥98 %)
- Kaempferol (≥98 %)
- Rutina (≥98 %)
- Quercitrina (≥98 %)
- Procianidina A2 (≥97 %)
- Procianidina B2 (≥97 %)
- Resveratrol (≥98 %)
- Ácido cafeico (≥99 %)
- Ácido vanilico (≥99 %)

3.5. Proceso de Extracción Asistida por Ultrasonido (EAU)

El orujo fue trasladado a las instalaciones del laboratorio para realizar la separación manual de la piel y semilla, posteriormente fueron congeladas -20 °C. Luego, las muestras fueron reducidas a un tamaño de 2 mm mediante el uso de un molino de pulso.

Para el proceso de extracción por ultrasonido, 50 g de muestra y 250 mL de solvente fueron colocados en beaker de 500 mL. Los solventes de extracción fueron preparados a partir mezclas agua - etanol (15 y 30 %) y agua - glicerol (15 y 30 %).

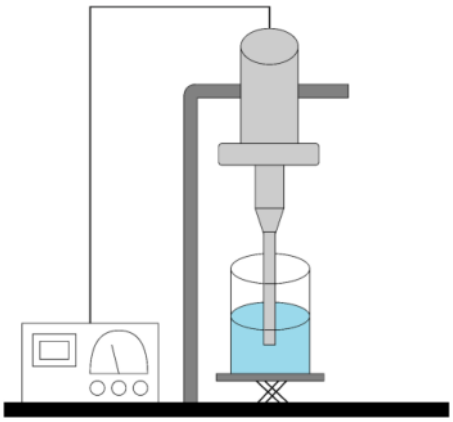


Figura 8. Esquema del sistema de ultrasonido por sonda

Para la extracción de polifenoles, un sistema de EAU de sonda (JP Selecta modelo CY 500) fue utilizada a una frecuencia de 20 KHz y 500 W de potencia con 70 % de potencia. La sonda fue sumergida en un beaker de 500 mL, el cual contenía la muestra y el solvente (Figura 8). Esto permite no solo almacenar la muestra y el solvente, sino también permite mantener la temperatura constante de proceso (40, 60 y 80 °C). Luego, los extractos obtenidos fueron recolectados en intervalos de 10, 30 y 50 min. Finalmente, las muestras fueron congeladas a -20 °C para su posterior análisis (Figura 09).

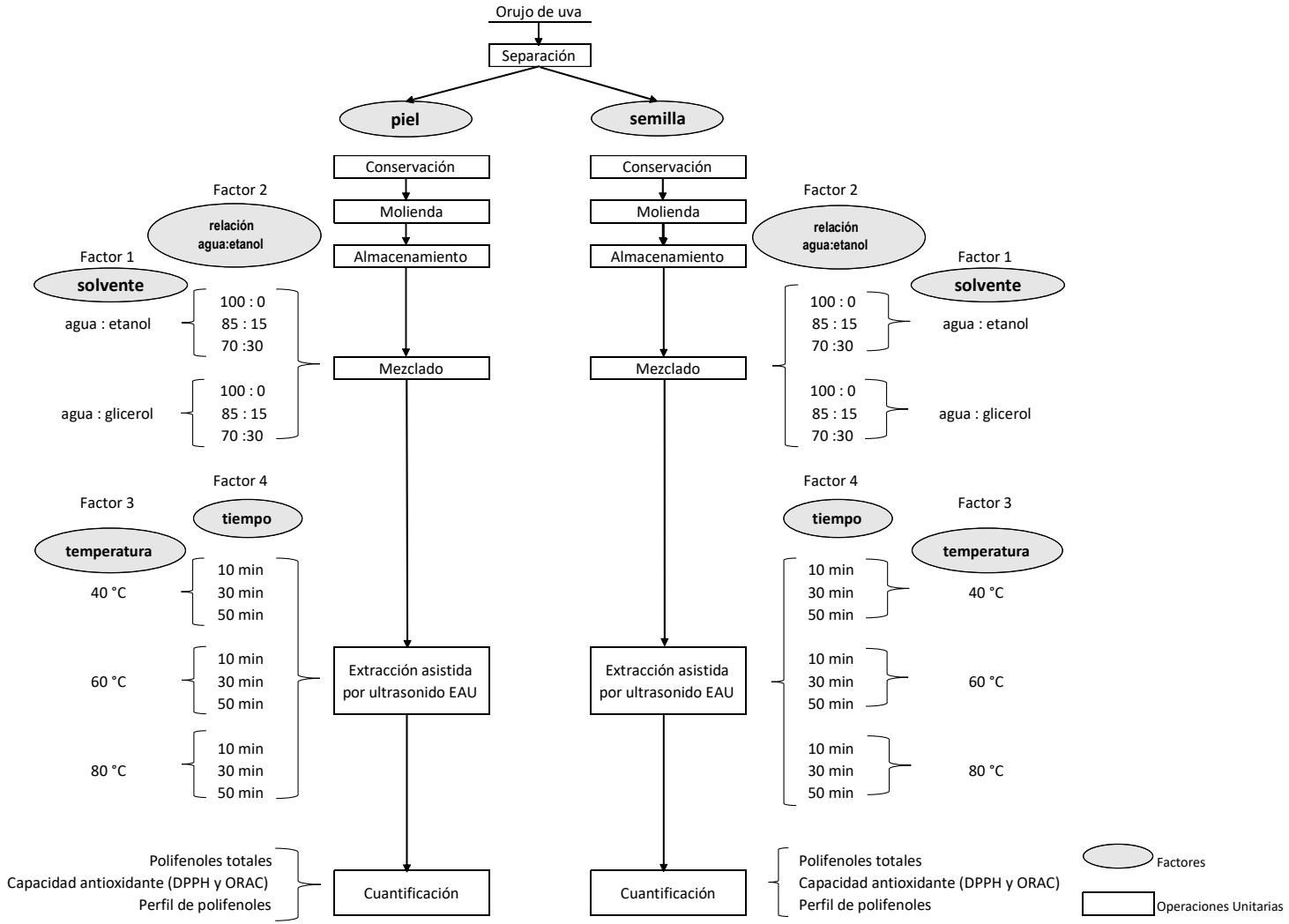


Figura 9. Diagrama de flujo experimental

3.5.1. Determinación de polifenoles totales

El contenido polifenoles totales (CPT) de los extractos fue determinado mediante el ensayo de Folin-Ciocalteu (Singleton et al., 1965). Un volumen de 3.75 mL de agua destilada, 0.5 mL de extracto de crudo y 0.25 mL de reactivo Folin-Ciocalteu (1N) fueron mezclados con 0.5 mL de una solución de carbonato de sodio (10 % p / v). La absorbancia fue medida a 765 nm (Espectrómetro UV 1240, Shimadzu, Kioto, Japón) después un tiempo de reacción de 1 h a temperatura ambiente. En paralelo una curva estándar fue realizada utilizando ácido gálico como polifenol mayoritario con la finalidad de expresar los resultados como mg de EAG (equivalente de ácido gálico) por gramo de solido seco.

3.5.2. Determinación de capacidad antioxidante por DPPH

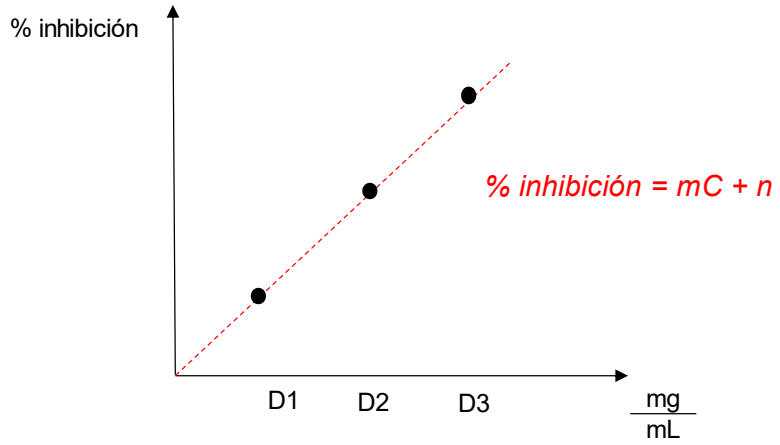
La capacidad antioxidante de los extractos se determinó utilizando el método de inhibición del radical DPPH (2,2-difenil-1-picrylhydrazyl) (Brand-Williams et al., 1995). En resumen, se mezclaron 0.1 mL de extracto con 3,9 ml de solución DPPH (0,1 mM), luego la solución se incubo a temperatura ambiente en oscuridad durante 30 min. La reducción de DPPH se determinó a 517 nm (espectrómetro UV 1240, Shimadzu, Kioto, Japón). La IC_{50} (mg/L), definida como la concentración de extracto efectivo necesario para inhibir el 50% de la actividad del radical DPPH. El porcentaje de inhibición (capacidad secuestrada de radicales libres) para cada concentración de muestra, se determina empleando la siguiente formula:

$$\%Inhibición = \left(1 - \frac{Ac}{Ab}\right) x100$$

Donde:
Ac= Absorbancia de las muestras (promedio del triplicado) a 517 nm
Ab= Absorbancia del control negativo a 517 nm

Con el porcentaje de inhibición obtenida para cada concentración de muestra (D1, D2 y D3) se realizó una regresión lineal, donde la

variable independiente es la concentración de muestra y la dependiente el % de inhibición de DPPH, obteniendo la siguiente ecuación:



$$\% \ inhibición = mC + n$$

Figura 10. Regresión lineal

Donde él % de inhibición a la concentración "C" de muestra, y "m" y "n" son los coeficientes determinados en la regresión lineal. Con la ecuación anterior, se determinó el factor IC_{50} cantidad de antioxidante necesarias para reducción en un 50% la actividad radical DPPH:

$$IC_{50}=\frac{50-n}{m}$$

La actividad antioxidante se define como la cantidad de antioxidante necesario para reducir la concentración inicial del radical DPPH en un 50%.

3.5.3. Determinación de capacidad antioxidante por ORAC

Los análisis ORAC de los extractos obtenidos se realizó en un fluorómetro de microplacas de acuerdo a la metodología propuesta por Chirinos et al. (2008). AAPH fue utilizado como generador de radicales peroxilo, trolox como estándar y fluoresceína como emisor de fluorescencia. Previamente soluciones de fluoresceína 48 nM y una solución de AAPH 153 nM fueron diluidos en una solución buffer de PBS (pH 7.4), 25 µL de muestra (blanco), estándar de Trolox o muestra diluida fueron mezcladas, las cuales fueron incubadas durante

10 minutos a 37 °C antes de la inyección automática en el lector de microplacas. La fluorescencia se midió a 485 nm (λ: excitación) y a 520 nm (λ: emisión) cada minuto durante 50 min. Los valores ORAC finales fueron calculados utilizando el área bajo la curva y fueron expresados como µmol de ET por gramo de solido seco.

3.5.4. Cuantificación de polifenoles específicos

La cuantificación de polifenoles se realizó utilizando la metodología propuesta por Maldonado et al. (2022) con algunas modificaciones. Muestras de 100 uL de la dilución previamente obtenida fue diluida con Metanol grado HPLC (1/10) y se filtraron a través de un filtro (jeringa) de 0.22 µm. Luego, 2 uL de las muestras fueron inyectadas en un UHPLC (Agilent 1290 Infinity II, USA) conectado a un detector de arreglo de diodos (DAD). Las muestras se inyectaron en una columna Infinity Lab (Agilent, USA) Poroshell EC-C18 (2.1 mm × 150 mm x 1.9 um) para la separación a 30 °C. La fase móvil estuvo conformada por 0.1 % ácido fórmico en agua miliQ (A) y 0.1 % ácido fórmico en acetonitrilo (B), utilizando la siguiente gradiente: 0 min 95 % A – 5 % B, 15 min 60 % A – 40 % B y 18 min 95 % A – 5 % B a un flujo de 0.3 mL/min. Diferentes estándares de polifenoles fueron previamente diluidos para construir las curvas de calibración. Las curvas se obtuvieron trazando las áreas de los picos frente a diez concentraciones diferentes de soluciones estándar entre 0,3 y 20 µg/mL. (λ: 270 nm Rutina, Quercitrina; λ: 280 nm, Catequina, Procianidina B2, Epicatequina, ácido vanilico, Procianidina A2; λ: 324 nm, Ácido Cafeico, Resveratrol y λ: 373 nm, Kaempferol). Los análisis se realizaron por triplicado y los resultados se expresaron en µg del polifenol específico por gramo en base seca.

3.5.5. Análisis de datos

Un Arreglo factorial 2^k con 3 puntos centrales fue utilizado para evaluar el efecto de la composición de solvente, temperatura y tiempo sobre diferentes variables respuesta (contenido de polifenoles,

capacidad antioxidante y perfil de polifenoles) (Tabla 5). En resumen, 22 tratamientos con tres repeticiones fueron realizados, cuyos datos fueron analizados mediante un análisis de varianza con un 95 % de confiabilidad. Para establecer diferencias significativas se aplicó la prueba de comparación Tukey ($p\ valor < 0,05$). El programa Statgraphics Plus 4.0 (Statpoint Technologies, Inc., Warrenton, VA, USA) fue el software utilizado para el análisis estadístico de todos los datos.

Tabla 5. Diseño estadístico de bloque con arreglo factorial 2^k.

Tratamiento	Solvente	Factores de Estudio			Variable Respuesta	
		Relación (v/v)	Temperatura (°C)	Tiempo (min)	Polifenoles totales	Capacidad antioxidante
1	agua: etanol	100 : 0	40	**10**		
2	agua: etanol	100 : 0	40	**50**		
3	agua: etanol	100 : 0	80	**10**		
4	agua: etanol	100 : 0	80	**50**		
5	agua: etanol	70 : 30	40	**10**		
6	agua: etanol	70 : 30	40	**50**		
7	agua: etanol	70 : 30	80	**10**		
8	agua: etanol	70 : 30	80	**50**		
9	agua: etanol	85 : 15	60	**30**		
10	agua: etanol	85 : 15	60	**30**		
11	agua: etanol	85 : 15	60	30		
12	agua: glicerol	100 : 0	40	10		
13	agua: glicerol	100 : 0	40	50		
14	agua: glicerol	100 : 0	80	10		
15	agua: glicerol	100 : 0	80	50		
16	agua: glicerol	70 : 30	40	10		
17	agua: glicerol	70 : 30	40	50		
18	agua: glicerol	70 : 30	80	10		
19	agua: glicerol	70 : 30	80	50		
20	agua: glicerol	85 : 15	60	30		
21	agua: glicerol	85 : 15	60	30		
22	agua: glicerol	85 : 15	60	30		

IV. RESULTADOS

4.1. Determinación del Contenido de Polifenoles Totales (CPT).

4.1.1. Polifenoles presentes en piel de orujo de uva

La Tabla 6 muestra que existen diferencias significativas entre ambos solventes utilizados en el CPT. De acuerdo con nuestros resultados, las mezclas agua-glicerol presentaron el mayor contenido de polifenoles (8.36 – 15.77 mg EAG/gss) en comparación con los extractos obtenidos de las mezclas agua-etanol bajo las mismas condiciones (6.20 – 12.30 mg EAG/gss) (Tabla 6). Independiente del tipo de solvente, cuanto mayor la temperatura y tiempo de proceso mayor es la recuperación de polifenoles. Por ejemplo, un cambio de 40 a 80 °C combinado con 50 min de proceso favorece en 12 y 26 % la recuperación de polifenoles con etanol (30 %) y glicerol (30 %), respectivamente (Tabla 6). Los cambios de temperatura incrementan la energía cinética del solvente favoreciendo la ruptura de la matriz vegetal y posterior liberación de los polifenoles (Vergara-Salinas et al., 2013).

Por otro lado, si fijamos la temperatura a 80 °C y 50 min de tiempo de proceso, un incremento en la concentración de solvente de 0 a 30 % mejora en 21 y 55 % la extractabilidad de polifenoles con etanol y glicerol respectivamente (Tabla 6). La eficiencia en extracción de las mezclas agua-etanol en ultrasonido (30°C, 20 kHz) fue reportado por Goula et al. (2016), quienes observaron que incrementos de 0 a 50 % de etanol incrementa 9 veces la recuperación de polifenoles presentes en orujo de uva. Asimismo, Drosou et al. (2015) reportaron bajo un proceso de ultrasonido (25 kHz, 20 °C 50 min) que la recuperación de polifenoles incremento 8 veces cuando la concentración de etanol incremento de 0 a 50 % en orujo de uva. El etanol presenta una fracción polar (OH^-) y una fracción no polar (metilo) que favorecen la formación de puentes hidrogeno e interacciones no polares con los grupos funcionales de los polifenoles (Galanakis et al., 2013; Mariotti-

Celis et al., 2018). Si bien no existen trabajos que reporten la eficiencia del glicerol para recuperar polifenoles en la EAU, algunos trabajos bajo otros enfoques de extracción mostraron que el glicerol es más eficiente que el etanol. Por ejemplo, Huamán-Castilla et al. (2020) reportaron que el uso de mezclas agua glicerol (1:1) mejora en 45 % la recuperación de polifenoles en comparación con el uso de mezclas agua-etanol (1:1) bajo las mismas condiciones, indican que la presencia de tres grupos hidroxilo en la estructura química del glicerol le permite formar enlaces de hidrógeno más fuertes en comparación con el etanol.

Tabla 6. Contenido total de polifenoles presentes en piel de orujo de uva (mg EAG/gss)

Condiciones de proceso		**Agua pura**	**Etanol**		**Glicerol**	
°C	**min**		15 %	30 %	15%	30%
		$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE
40	10	4.60aA ±0.06	NC	9.30bA ±0.13	NC	9.85cA ±0.01
40	50	4.81aA ± 0.11	NC	10.98bB ±0.23	NC	12.50cB ±0.08
60	30	NC	6.20a ±0.05	NC	8.36b ±0.08	NC
80	10	6.29aB ±0.24	NC	9.39bA ±0.17	NC	13.43cC ±0.17
80	50	10.13aC ±0.05	NC	12.30bC ±0.24	NC	**15.77cD ±0.23**

$\bar{X}$: es el promedio del contenido de polifenoles (n: 3), el cual es expresado como mg de equivalente de ácido gálico por gramo se sólido seco, DE: es la desviación estándar (n:3), NC: no cuantificado. Letras diferentes indican diferencias significativas (p valor< 0,05). Letras minúsculas indican diferencias entre columnas; mientras que las letras mayúsculas indican diferencias entre filas.

4.1.2. Polifenoles presentes en semilla de orujo de uva

De acuerdo con nuestros resultados, el contenido de polifenoles de los extractos obtenidos de semillas de orujo de uva depende de la temperatura, tiempo y composición de solvente. En el presente

estudio, el contenido de polifenoles fue mayor en los extractos obtenidos con mezclas agua-glicerol (4.23 – 16.88 mg EAG/gss) con respecto a aquellos obtenidos con mezclas agua-etanol (6.54 – 11.30 mg EAG/gss) (Tabla 7). Las mejores condiciones fueron establecidas a 80 °C y 50 min donde el uso de glicerol (30 %) y etanol (30 %) permitió alcanzar promedios de 16.88 y 13.47 mg EAG/gss, respectivamente (Tabla 7).

Tabla 7. Contenido total de polifenoles presente en semillas de orujo de uva (mg EAG/gss)

Condiciones de proceso		**Agua pura**	**Etanol**		**Glicerol**	
°C	**min**		15 %	30 %	15 %	30 %
		$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE
40	10	4.31aA ±0.16	NC	5.69bA ±0.13	NC	6.61cA ±0.13
40	50	5.55aB ± 0.14	NC	8.30bB ±0.23	NC	9.28cB ±0.15
60	30	NC	6.54a ±0.11	NC	4.23b ±0.11	NC
80	10	5.61a B ±0.45	NC	10.33bC ±0.04	NC	12.21cC ±0.07
80	50	7.60aC ±0.05	NC	11.30bD ±0.24	NC	**16.88cD ±0.27**

$\bar{X}$: es el promedio del contenido de polifenoles (n: 3), el cual es expresado como mg de equivalente de ácido gálico por gramo se sólido seco, DE: es la desviación estándar (n:3), NC: no cuantificado. Letras diferentes indican diferencias significativas (p valor< 0,05). Letras minúsculas indican diferencias entre columnas; mientras que las letras mayúsculas indican diferencias entre filas.

De acuerdo con nuestros resultados, un incremento de 40 a 80 °C combinado con 50 min incrementa la recuperación de polifenoles en 36 y 81 % con etanol y glicerol respectivamente (Tabla 7). Al respecto, durante la EAU los incrementos de temperatura aceleran la energía cinética de las burbujas de agua que están en estado líquido/gas, lo que hace que sea mayor el número de choques y/o implosiones que se suceden dentro del sistema, esto favorece la solubilidad de los polifenoles debido a la ruptura de las matriz vegetal

(Khan et al., 2010; Machado et al., 2017). Ghafoor et al. (2009) reportaron que un incremento de 40 a 60 °C mejora en 27 % la recuperación de polifenoles presentes en semillas de uva (ultrasonido: 40 kHz, 60 °C, 30 min). Al respecto, Drevelegka & Goula (2020) refieren que estos comportamientos en la recuperación de compuestos bioactivos por efecto de la temperatura son similares con otros trabajos reportados en extracción asistida por ultrasonido, donde la tendencia observada se atribuye al incremento del impacto de las ondas ultrasónicas en la tasa de transferencia de masa, particularmente durante la etapa de penetración del solvente.

Por otro lado, la composición del solvente tuvo un rol importante en la recuperación de estos compuestos. Por ejemplo, si fijamos las condiciones de proceso a 80 °C y 50 min, un incremento de 0 a 30 % en la composición del solvente mejora en 48 y 122 % la extracción de polifenoles con glicerol y etanol, respectivamente (Tabla 7). Si bien no hemos encontrado reportes de extracción de ultrasonido usando glicerol como cosolvente, otros comportamientos similares con mezclas agua-etanol fueron reportados. Solaberrieta et al. (2022) quienes observaron en un proceso de ultrasonido (60 °C, 10 min, 30 kHz) que los cambios de 40 a 60 % de etanol favorece en 12 % la recuperación de polifenoles presentes en semillas de tuna. Mientras Monzón et al. (2021) mostraron que los incrementos de 30 a 50 % de etanol mejora en 22 % la recuperación de polifenoles en un proceso de extracción de ultrasonido (42 kHz, 60 °C, 8 min) a partir de semillas de avocado. La extracción por ultrasonido se basa en la cavitación térmica que permite la formación de burbujas en estado líquido/gas cuya implosión genera la ruptura de la matriz celular, consecuentemente una mayor cantidad de polifenoles es liberado al sistema. Por ello, si la estructura química del solvente permite una mayor interacción con el compuesto de interés mayor será la eficiencia del proceso de extracción (Naik et al., 2021). En particular, el glicerol con tres grupos hidroxilo tiene 1.7 veces más fuerza de interacción con los grupos hidroxilo de los polifenoles en comparación con la

molécula de etanol (Huamán-Castilla et al., 2020). Esto explicaría porque las mezclas agua glicerol presentan los mayores rendimientos en extracción.

4.2. Determinación de la capacidad antioxidante en piel y semilla de orujo de uva

Se emplearon dos ensayos complementarios para evaluar la capacidad de los polifenoles para inhibir radicales específicos. El ensayo ORAC mide la capacidad de los polifenoles para transferir átomos de hidrógeno a radicales de oxígeno, mientras que el ensayo DPPH mide la reacción de transferencia de electrones entre el radical DPPH y los polifenoles.

4.2.1. Capacidad antioxidante por DPPH y ORAC presentes en piel de orujo de uva

La actividad antioxidante de la piel de orujo de uva, medida por el ensayo DPPH es afectada por la temperatura, tiempo y composición de solvente de extracción. Por ejemplo, cuando la temperatura fue de 80 °C con 50 min de proceso, un aumento de 0 a 30 % en la composición de solvente redujo el valor DPPH en 43 y 26% con el uso de etanol y glicerol respectivamente (Tabla 8). Estos resultados indican que los valores de IC_{50} de los extractos disminuyeron a medida que aumentó el contenido de polifenoles totales. Esto significa que los extractos con un mayor contenido de polifenoles totales requirieron una menor cantidad de extracto para inhibir el 50 % del radical DPPH. Nuestros resultados son consistentes con estudios previos que han demostrado el impacto positivo de la composición del solvente sobre el potencial reductor/antioxidante de los extractos de diversas matrices vegetales (Ghafoor et al., 2009; Khan et al., 2010; Machado et al., 2017). Al respecto, Drosou et al. (2015) reportaron que los incrementos de etanol de 0 a 50 % en la composición del solvente reduce en 53 % el IC_{50} en orujo de uva. Por otro lado, bajo condiciones de ultrasonido no se tienen reportes del uso de glicerol sobre la

actividad antioxidante. Sin embargo, Bao et al. (2021) demostraron en un proceso de extracción convencional solido-líquido a condiciones atmosféricas (50 °C, 40 min), que los incrementos de glicerol de 0 a 50 % reduce el valor IC_{50} en 25 % en semillas de loto. Probablemente, El uso de glicerol puede tener un impacto significativo en las propiedades del solvente, como la reducción de su tensión superficial, incremento de la difusión, solubilidad y transferencia de masa. Por ello, al reducir la tensión superficial y mejorar estas propiedades físicas, el glicerol puede mejorar la capacidad antioxidante de los extractos (Bao et al., 2021; Casagrande et al., 2018).

Tabla 8. Capacidad antioxidante DPPH presente en piel de orujo de uva (mg/ml)

Condiciones de proceso		**Agua pura**	**Etanol**		**Glicerol**	
°C	**min**		15 %	30 %	15 %	30 %
		$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE
40	10	36.06aA ±1.27	NC	16.04bA ±0.32	NC	16.71bA ±0.53
40	50	29.83aB ± 0.67	NC	11.16cB ±0.28	NC	15.17b B ±0.18
60	30	NC	21.51a ±1.06	NC	24.78b ±0.98	NC
80	10	24.96 aC ±0.42	NC	10.00bB ±0.22	NC	10.75bC ±0.35
80	50	19.71aD ±0.64	NC	8.54bC ±0.19	NC	**5.31cD ±0.57**

$\bar{X}$: es el promedio de la capacidad antioxidante expresado como mg por mL (n: 3), DE: es la desviación estándar (n:3), NC: no cuantificado. Letras diferentes indican diferencias significativas (p valor< 0,05). Letras minúsculas indican diferencias entre columnas; mientras que las letras mayúsculas indican diferencias entre filas.

Contrariamente al análisis DPPH, cuanto mayor es el valor ORAC mayor es la capacidad antioxidante de los extractos. De acuerdo con nuestros resultados, los valores ORAC de los extractos usando glicerol (30 %) a 80 °C – 50 min fueron un 31 % mejor en comparación con la extracción con etanol (30 %) bajo las mismas condiciones (Tabla 9).

Tabla 9. Capacidad antioxidante ORAC presente en piel de orujo de uva (µM ET/gss)

Condiciones de proceso		Agua pura	Etanol		Glicerol	
°C	min		15 %	30 %	15 %	30 %
		$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE
40	10	19.13aA ±0.76	NC	73.41bA ±0.97	NC	98.55cA ±0.18
40	50	31.17aB ± 1.17	NC	142.79bB ±1.46	NC	138.45cB ±1.92
60	30	NC	66.35a ±0.19	NC	70.70b ±0.81	NC
80	10	39.91aC ±0.66	NC	136.93bC ±1.03	NC	149.20cC ±0.88
80	50	41.98aC ±0.16	NC	133.92bD ±1.65	NC	**176.37cD ±2.44**

$\bar{X}$: es el promedio de la capacidad antioxidante expresado como µmol de Equivalente Trolox por gramo de solido seco (n: 3), DE: es la desviación estándar (n:3), NC: no cuantificado. Letras diferentes indican diferencias significativas (p valor< 0,05). Letras minúsculas indican diferencias entre columnas; mientras que las letras mayúsculas indican diferencias entre filas.

4.2.2. Capacidad antioxidante por DPPH y ORAC en semilla de uva

Los extractos obtenidos de la semilla de orujo de uva presentan capacidad para inhibir el radical DPPH. Los valores DPPH de los extractos obtenidos con etanol varían de 11.44 a 4.58 mg/mL; mientras los extractos obtenidos con glicerol presentaron valores entre 8.25 y 2.18 mg/mL (Tabla 10). Interesantemente, el uso de altas concentraciones de glicerol (30 %) a altas temperaturas (80 °C) y prolongados tiempos de proceso (50 min) fueron un 47 % mejor en reducir la capacidad antioxidante (DPPH) en comparación con el uso de etanol (30 %) bajo las mismas condiciones (Tabla 10). Si bien el uso de ultrasonido combinado con glicerol no fueron aun reportados, Bao et al. (2021) mencionan que en un proceso convencional de extracción solido-líquido a condiciones atmosféricas (50 °C, 40 min), los incrementos de glicerol de 0 a 50 % mejoran la capacidad de inhibición del radical DPPH de los extractos en 25 %; mientras bajo

condiciones de ultrasonido. Ghafoor et al. (2009) reportaron que los cambios de etanol de 40 a 60 % favorecen en 24 % la habilidad para inhibir el radical DPPH. Entonces, similar al comportamiento en piel de orujo, el uso de glicerol en semilla de uva tiene un impacto notable en la actividad antioxidante de los extractos. Probablemente, el glicerol presenta una mayor energía de asociación con los grupos hidroxilo de los polifenoles en comparación con el etanol (Huamán-Castilla et al., 2020). Finalmente, La mejor condición de proceso fue establecida con el uso de glicerol (30 %) a 80 °C y 50 min, cuyo valor DPPH alcanzo 2.18 mg/mL. Este valor es menor en comparación con el valor DPPH presente en piel 5.31 mg/mL (Tabla 8). Al respecto, la semilla de orujo presenta una mayor proporción de polifenoles de alto peso molecular, los cuales presenta una mayor capacidad antioxidante en comparación con la piel de orujo (Huamán-Castilla et al., 2017).

Tabla 10. Capacidad antioxidante DPPH presente en semilla de orujo de uva (mg/ml)

Condiciones de proceso		**Agua pura**	**Etanol**		**Glicerol**	
°C	**min**		15 %	30 %	15 %	30 %
		$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE
40	10	13.55aA ±0.67	NC	11.44bA ±0.45	NC	8.25cA ±0.22
40	50	9.32aB ± 0.06	NC	8.14bB ±0.08	NC	7.47cB ±0.11
60	30	NC	8.45a ±0.26	NC	8.13b ±0.56	NC
80	10	10.29aB ±0.74	NC	7.34bC ±0.09	NC	4.67cC ±0.09
80	50	5.37aC ±0.12	NC	4.58bD ±0.02	NC	**2.18cD ±0.07**

$\bar{X}$: es el promedio de la capacidad antioxidante expresado como mg/mL. Letras diferentes indican diferencias significativas (p valor< 0,05). Letras minúsculas indican diferencias entre columnas; mientras que las letras mayúsculas indican diferencias entre filas.

El ensayo DPPH presenta una limitación relacionada con su estructura debido a que esta molécula es un compuesto de alto peso molecular y no puede ser relacionada con radicales biológicos que están presentes

en nuestro sistema (Erpel et al., 2021). Por ello, el análisis ORAC permite evaluar la capacidad de los polifenoles para inhibir radicales biológicos. De acuerdo con nuestros resultados los valores ORAC son inversamente proporcional con los promedios encontrados para DPPH, cuyos valores para etanol varían de 47.68 a 127.5 µM ET/gss mientras que los promedios de glicerol fueron de 70.87 a 235.32 µM ET/gss (Tabla 11). Por ello, las mejores condiciones de proceso fueron establecidas con glicerol (30 %), 80 °C y 50 min, esto permitió obtener extractos con la mayor capacidad antioxidante (µM ET/gss).

Tabla 11. Capacidad antioxidante ORAC en semilla de orujo de uva (µM ET/gss)

Condiciones de proceso		**Agua pura**	**Etanol**		**Glicerol**	
°C	**min**		15 %	30 %	15 %	30 %
		$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE	$\bar{X}$ ± DE
40	10	18.83aA ±0.72	NC	46.24aA ±0.61	NC	56.18bA ±0.50
40	50	20.65aA ± 0.07	NC	71.29bB ±1.80	NC	82.42cB ±0.82
60	30	NC	47.68a ±0.25	NC	70.87b ±0.81	NC
80	10	53.44aB ±1.32	NC	78.73bC ±1.30	NC	130.26cC ±0.27
80	50	60.21aC ±0.84	NC	127.5bD ±0.25	NC	**235.32cD ±3.84**

$\bar{X}$: es el promedio de la capacidad antioxidante expresado como µmol de Equivalente Trolox por gramo de solido seco (n: 3), DE: es la desviación estándar (n:3), NC: no cuantificado. Letras diferentes indican diferencias significativas (p valor< 0,05). Letras minúsculas indican diferencias entre columnas; mientras que las letras mayúsculas indican diferencias entre filas.

4.3. Impacto del uso de solventes en la recuperación de polifenoles

En este estudio, se pudo establecer la eficiencia del uso de glicerol en comparación con el agua pura (control) sobre recuperación de polifenoles a partir de piel y semilla de orujo de uva. Esto permitió definir las mejores condiciones de extracción por ultrasonido usando

glicerol en comparación con el agua pura (control) (Figura 10). Los mejores parámetros fueron establecidos a 80°C, 50 min combinado con 30 % de glicerol. Estas condiciones permitieron establecer que la semilla de orujo presenta 11 y 33 % más CPT y ORAC en comparación con la piel de orujo (Figura 10).

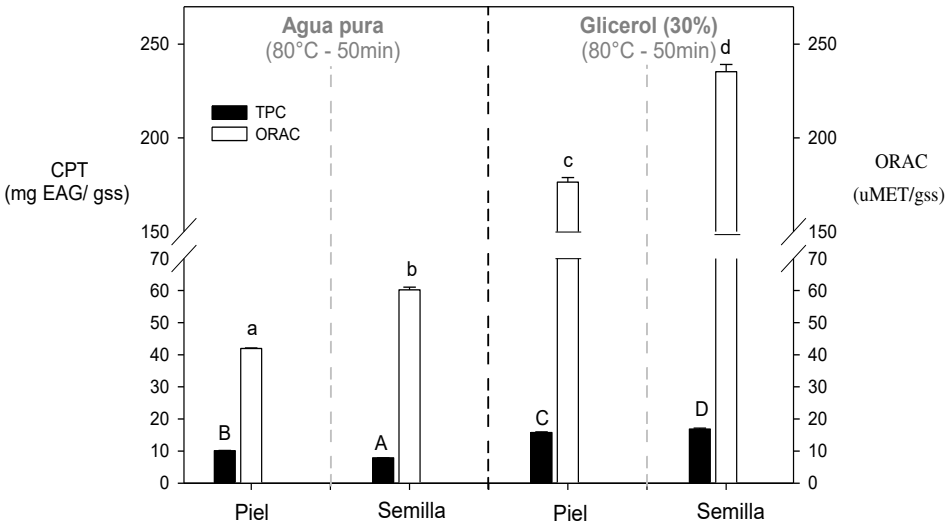


Figura 11. Contenido de CPT y Orac presente en piel y semilla de uva

Las diferencias significativas ($p < 0,05$) entre las condiciones de proceso y las muestras de orujo de uva (semilla o piel) se establecieron con letras minúsculas, mayúsculas para TPC y ORAC, respectivamente.

Al respecto, diversos trabajos han reportado que la semilla de uva presenta entre un 16 y 24 % más contenido de polifenoles comparado con la piel de uva (Di Stefano et al., 2022; Lachman et al., 2009; Nile et al., 2013). Por otro lado, la semilla de uva presenta los polifenoles de mayor peso molecular (proantocianidinas) cuyas propiedades antioxidantes son mayores en comparación con los polifenoles presentes en la piel de uva (K. Fernández et al., 2007; Rauf et al., 2019a; Souquet et al., 1996).

4.4. Perfil de polifenoles presentes en piel y semilla de orujo de uva

Bajo las mejores condiciones de proceso, se realizó la cuantificación de polifenoles específicos tales como ácidos fenólicos, flavanoles, flavonoles y estilbenos. Asimismo, nuestros resultados mostraron que los extractos de semillas contenían una cantidad significativamente mayor de estos polifenoles en comparación con los extractos de piel de orujo de uva.

4.4.1. Perfil de polifenoles presentes en piel de orujo de uva

Los extractos obtenidos en piel de orujo de uva a 80 °C con 30 % de glicerol presentaron la mayor concentración de ácidos fenólicos (19.08 µg/gss) en comparación con el uso de etanol (5.13 µg/gss) y agua pura (4.95 µg/gss) (Tabla 12). Las mejores condiciones de proceso permitieron recuperar una mayor proporción de ácido vanilico (Tabla 12). Si bien se ha reportado que la piel de orujo de uva presentan altas concentraciones de ácido gálico, la presencia de ácido vanilico también es importante debido a sus importantes propiedades bioactivas en el tratamiento de enfermedades degenerativas (Obreque-Slier et al., 2010; Onache et al., 2022).

De manera similar, el contenido de flavanoles fue mayor en aquellos extractos que fueron trabajados con glicerol (30 %) (Tabla 12). Las mejores condiciones de proceso permitieron una mayor recuperación de catequina (35.36 µg/gss) y epicatequina (52.51 µg/gss) en piel de orujo de uva. En particular, la piel de uva presenta altas concentraciones de monómeros de epicatequina, los cuales estas asociados con monómeros de catequina para formar polímeros de alto peso molecular (prodelfinidinas) (Bosso et al., 2016; Huaman-Castilla et al., 2017).

Por otro lado, cuando glicerol (30 %) fue usado para obtener los extractos obtenidos de la piel de orujo de uva presentaron concentraciones importantes de flavonoles específicos como la quercetina (125.34 µg/gss) y kaempferol (40.33 µg/gdw) en

comparación con el uso de etanol bajo las mismas condiciones (Tabla 12). Al respecto, Huaman-Castilla et al. (2019) explicaron que la presencia de grupos cetonas en la estructura química de los flavonoles favorece las interacciones polares (puentes de hidrogeno); en consecuencia, a mayor concentración de etanol, menor será la solubilidad de estos compuestos. Por ello, la presencia de glicerol con tres grupos hidroxilo favorece la recuperación de estos compuestos.

Tabla 12. Perfil de polifenoles presente en piel de orujo de uva (µg/gss)

Descripción	**Condiciones de extracción Ultrasonido 80°C - 50 min**					
	Agua Pura		**Etanol (30%)**		**Glicerol (30%)**	
Ácidos (µg/gss)	Promedio	CV (%)	Promedio	CV (%)	Promedio	CV (%)
Ácido cafeico	3.09	6.93	0.00	0.33	7.73	5.00
Ácido vanilico	1.86	38.40	5.13	2.18	11.35	12.59
Subtotal	**4.95**		**5.13**		**19.08**	
Flavanoles (µg/gss)						
Catequina	13.01	6.98	22.97	3.08	35.36	12.00
Epicatequina	23.83	4.46	30.81	2.04	52.51	1.53
Procianidina B2	18.59	8.77	39.80	1.60	16.87	4.12
Procianidina A2	6.16	5.73	14.77	4.79	8.72	4.12
Subtotal	**61.58**		**108.35**		**113.47**	
Flavonoles (µg/gss)						
Quercetin	0.87	6.14	43.19	6.86	125.34	5.76
Kaempferol	5.22	0.21	17.88	3.84	30.33	4.51
rutina	0.00	0.00	69.86	5.08	45.61	6.61
Subtotal	**6.08**		**130.93**		**201.27**	
Estilbenos (µg/gss)						
Resveratrol	22.99	0.00	42.98	0.00	73.86	2.88

Promedio: representa el resultado de 3 repeticiones, CV: es el coeficiente de variación (n: 3).

4.4.2. Perfil de polifenoles presentes en semilla de orujo de uva

Las mejores condiciones de extracción de polifenoles específicos presentes en semillas de orujo fueron establecidas con glicerol (30 %) a 80 °C dio como resultado un extracto con la mayor concentración de ácido cafeico (8.37 µg/gss) en comparación con el ácido vanilico (5.92 µg/gss) (Tabla 13). Sochorova et al. (2020) mencionaron que, si bien el ácido más predominante en las semillas de uva es el ácido gálico, existe al menos un 10 % de otros monómeros como el cafeico y el vanilico.

Por otro lado, el glicerol fue más efectivo en recuperar flavanoles tales como epicatequina y catequina en comparación con el uso de etanol bajo las mismas condiciones. Al respecto, Huaman et al, (2020) reportaron que la presencia de tres grupos funcionales en el glicerol le confiere una mayor habilidad para interactuar con los monómeros de flavanoles en comparación con el uso de etanol. Por otro lado, la semilla de uva presento una mayor proporción de flavanoles comparado con la piel de orujo. Las semillas de orujo de uva presentan polímeros de alto peso molecular (procianidinas), los cuales están formados por monómeros de catequina y epicatequina, estos polímeros pueden hidrolizarse por el efecto de la técnica de procesamiento (Huaman-Castilla et al., 2017). Entonces, es posible que el proceso de extracción por ultrasonido favorece la hidrolisis de estos compuestos, consecuentemente una mayor proporción de catequina y epicatequina es liberada.

Tabla 13. Perfil de polifenoles presente en semilla de orujo de uva (µg/gss)

Descripción	**Condiciones de extracción Ultrasonido 80°C - 50 min**					
	Agua pura		**Etanol (30%)**		**Glicerol (30%)**	
Ácidos **(µg/gss)**	Promedio	C.V. (%)	Promedio	C.V. (%)	Promedio	C.V. (%)
Ácido cafeico	1.26	3.07	3.82	11.33	8.37	0.18
Ácido Vanilico	4.00	4.24	3.40	08.56	5.92	10.86

Subtotal	**5.27**		**7.23**		**14.29**	
Flavanoles **(µg/gss)**						
Catequina	189.13	3.44	22.92	3.36	67.88	4.05
Epicatequina	139.82	0.24	14.49	0.74	145.27	6.63
Procianidina B2	118.40	3.35	27.02	7.19	44.37	3.79
Procianidina A2	1.65	5.68	20.37	7.67	27.42	5.39
Subtotal	**449.01**		**84.80**		**284.94**	
Flavonoles **(µg/gss)**						
Quercetina	ND	--	ND	--	ND	--
Kaempferol	ND	--	ND	--	ND	--
rutina	ND	--	ND	--	ND	--
Subtotal	**0.00**		**0.00**		**0.00**	
Estilbenos **(µg/gss)**						
Resveratrol	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00

Promedio: representa el resultado de 3 repeticiones, CV: es el coeficiente de variación (n: 3).

A diferencia de la piel, la semilla de orujo no presenta flavonoles y estilbenos. Al respecto, diversos autores mencionan que la alta proporción de ácido gálico y monómeros de catequina y epicatequina en la semilla de uva favorecen la formación de procianidinas, las cuales interactúan fuertemente con las proteínas y carbohidratos (Arranz et al., 2010; Rauf et al., 2019; Souquet et al., 1996)

V. CONCLUSIONES

- En piel de orujo de uva, las mezclas agua-glicerol (70:30) a altas temperaturas (80 °C) a 50 min. favorecen una mayor recuperación de polifenoles y capacidad antioxidante (15,77 mg EAG/gss; 5,31 mg/mL; 176,37 µmol ET/gss)

- En semilla de orujo de uva, el uso de mezclas agua-glicerol (70:30) a altas temperaturas (80 °C) favorecen una mayor recuperación de polifenoles y capacidad antioxidante (16,88 mg EAG/gss; 2,18 mg/mL; 235,32 µmol ET/gss) en comparación con el uso de mezclas agua-etanol. Además, la semilla de orujo de uva presenta una mayor concentración de polifenoles de monómeros de procianidinas en comparación con los polifenoles presentes en piel de orujo de uva.

- Las mejores condiciones de proceso (glicerol: 30 %, T: 80 °C, 50 min) permitieron recuperar importantes concentraciones de ácidos fenólicos (19,08 µg/gss), flavanoles (113,47 µg/gss), flavonoles (201,27 µg/gss) y estilbenos (73,86 µg/gss) en piel de orujo; mientras en semilla el contenido de ácidos fenólicos y flavanoles fue de (14,29 µg/gss y 284,94 µg/gss) respectivamente.

VI. RECOMENDACIONES

- Si bien el ultrasonido ha mostrado eficiencia en la recuperación de polifenoles, es necesario analizar la presencia de compuestos no deseados como azucares, proteínas y fibra, los cuales pueden afectar el uso de los extractos en futuras aplicaciones industriales.

- Comparar el uso de glicerol en la recuperación de polifenoles versus otros solventes biodegradables como los solventes eutécticos (glicerol, isopropanol combinado con ácido láctico y aminas) con la finalidad de promover solventes de bajo costo y de grado alimentario.

- Realizar un análisis de costo para establecer el potencial uso del glicerol en un proceso de extracción con ultrasonido para un futuro escalamiento industrial.

REFERENCIAS

Abbas, M., Saeed, F., Anjum, F. M., Afzaal, M., Tufail, T., Bashir, M. S., Ishtiaq, A., Hussain, S., & Suleria, H. A. R. (2017). Natural polyphenols: An overview. *International Journal of Food Properties*, *20*(8), 1689–1699. https://doi.org/10.1080/10942912.2016.1220393

Advances in Technologies for Producing Food-relevant Polyphenols. (2016). In *Advances in Technologies for Producing Food-relevant Polyphenols*. https://doi.org/10.1201/9781315371245

Allcca-Alca, E. E., León-Calvo, N. C., Luque-Vilca, O. M., Martínez-Cifuentes, M., Pérez-Correa, J. R., Mariotti-Celis, M. S., & Huamán-Castilla, N. L. (2021). Hot pressurized liquid extraction of polyphenols from the skin and seeds of vitis vinifera L. Cv. negra criolla pomace a peruvian native pisco industry waste. *Agronomy*, *11*(5), 0–9. https://doi.org/10.3390/agronomy11050866

Ameer, K., Shahbaz, H. M., & Kwon, J. H. (2017a). Green Extraction Methods for Polyphenols from Plant Matrices and Their Byproducts: A Review. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, *16*(2), 295–315. https://doi.org/10.1111/1541-4337.12253

Ameer, K., Shahbaz, H. M., & Kwon, J. H. (2017b). Green Extraction Methods for Polyphenols from Plant Matrices and Their Byproducts: A Review. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, *16*(2), 295–315. https://doi.org/10.1111/1541-4337.12253

Annegowda, H. V., Bhat, R., Min-Tze, L., Karim, A. A., & Mansor, S. M. (2012). Influence of sonication treatments and extraction solvents on the phenolics and antioxidants in star fruits. *Journal of Food Science and Technology*, *49*(4), 510–514. https://doi.org/10.1007/s13197-011-0435-8

Arranz, S., Silván, J. M., & Saura-Calixto, F. (2010). Nonextractable polyphenols, usually ignored, are the major part of dietary polyphenols: A study on the Spanish diet. *Molecular Nutrition and Food Research*. https://doi.org/10.1002/mnfr.200900580

Arvanitoyannis, I. S., Ladas, D., & Mavromatis, A. (2006). Potential uses and applications of treated wine waste: A review. *International Journal of Food Science and Technology*, *41*(5), 475–487. https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2005.01111.x

Bao, N., Rashed, M. M. A., Jiang, B., Zhai, K., & Luo, Z. (2021). Green and Efficient Extraction Approach for Polyphenol Recovery from Lotus Seedpods (Receptaculum Nelumbinis): Gas-Assisted Combined with Glycerol. *ACS Omega*, *6*(40), 26722–26731. https://doi.org/10.1021/acsomega.1c04190

Barba, F. J., Zhu, Z., Koubaa, M., & Sant, A. S. (2016). Trends in Food Science & Technology Green alternative methods for the extraction of antioxidant bioactive compounds from winery wastes and by-products : A review. *Trends in Food Science & Technology*, *49*, 96–109. https://doi.org/10.1016/j.tifs.2016.01.006

Bosso, A., Guaita, M., & Petrozziello, M. (2016). Influence of solvents on the composition of condensed tannins in grape pomace seed extracts. *Food Chemistry*, *207*, 162–169. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.03.084

Brand-Williams, Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995). Use of a Free Radical Method to Evaluate Antioxidant Activity. *Food Sci. Technol.*, *28*, 25–30. https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5

Byrne, F. P., Jin, S., Paggiola, G., Petchey, T. H. M., Clark, J. H., Farmer, T. J., Hunt, A. J., Robert McElroy, C., & Sherwood, J. (2016). Tools and techniques for solvent selection: green solvent selection guides. *Sustainable Chemical Processes*, *4*(1), 1–24. https://doi.org/10.1186/s40508-016-0051-z

Cacace, J. E., & Mazza, G. (2003). Mass transfer process during extraction of phenolic compounds from milled berries. *Journal of Food Engineering*, *59*(4), 379–389. https://doi.org/10.1016/S0260-8774(02)00497-1

Casagrande, M., Zanela, J., Wagner, A., Busso, C., Wouk, J., Iurckevicz, G., Montanher, P. F., Yamashita, F., & Malfatti, C. R. M. (2018). Influence of time, temperature and solvent on the extraction of bioactive compounds of Baccharis dracunculifolia: In vitro antioxidant activity, antimicrobial potential, and phenolic compound quantification. *Industrial Crops and*

Products, *125*(September), 207–219.

Chirinos, R., Campos, D., Warnier, M., Pedreschi, R., Rees, J. F., & Larondelle, Y. (2008). Antioxidant properties of mashua (Tropaeolum tuberosum) phenolic extracts against oxidative damage using biological in vitro assays. *Food Chemistry*, *111*(1), 98–105. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.03.038

Cutrim, C. S., & Cortez, M. A. S. (2018). A review on polyphenols: Classification, beneficial effects and their application in dairy products. *International Journal of Dairy Technology*, *71*(3), 564–578. https://doi.org/10.1111/1471-0307.12515

Da Porto, C., Porretto, E., & Decorti, D. (2013). Comparison of ultrasound-assisted extraction with conventional extraction methods of oil and polyphenols from grape (Vitis vinifera L.) seeds. *Ultrasonics Sonochemistry*, *20*(4), 1076–1080. https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2012.12.002

De la Cerda-Carrasco, A., López-Solís, R., Nuñez-Kalasic, H., Peña-Neira, Á., & Obreque-Slier, E. (2014). Phenolic composition and antioxidant capacity of pomaces from four grape varieties (Vitis vinifera L.). *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *August*. https://doi.org/10.1002/jsfa.6856

Di Stefano, V., Buzzanca, C., Melilli, M. G., Indelicato, S., Mauro, M., Vazzana, M., Arizza, V., Lucarini, M., Durazzo, A., & Bongiorno, D. (2022). Polyphenol Characterization and Antioxidant Activity of Grape Seeds and Skins from Sicily: A Preliminary Study. *Sustainability (Switzerland)*, *14*(11), 2–11. https://doi.org/10.3390/su14116702

Drevelegka, I., & Goula, A. M. (2020). Recovery of grape pomace phenolic compounds through optimized extraction and adsorption processes. *Chemical Engineering and Processing - Process Intensification*, *149*(October 2019), 107845. https://doi.org/10.1016/j.cep.2020.107845

Drosou, C., Kyriakopoulou, K., Bimpilas, A., Tsimogiannis, D., & Krokida, M. (2015). A comparative study on different extraction techniques to recover red grape pomace polyphenols from vinification byproducts. *Industrial Crops and Products*, *75*, 141–149. https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.05.063

Erpel, F., Mariotti-Celis, M. S., Parada, J., Pedreschi, F., & Pérez-Correa, J. R.

(2021). Pressurized hot liquid extraction with 15% v/v glycerol-water as an effective environment-friendly process to obtain durvillaea incurvata and lessonia spicata phlorotannin extracts with antioxidant and antihyperglycemic potential. *Antioxidants*, *10*(7). https://doi.org/10.3390/antiox10071105

Fan, J., Johnson, M. H., Lila, M. A., Yousef, G., & De Mejia, E. G. (2013). Berry and citrus phenolic compounds inhibit dipeptidyl peptidase IV: Implications in diabetes management. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, *2013*. https://doi.org/10.1155/2013/479505

Fernández, K., Kennedy, J. a, & Agosin, E. (2007). Characterization of Vitis vinifera L . Cv . Carmenere Grape and Wine Proanthocyanidins. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *55*, 3675–3680. https://doi.org/10.1021/jf063232b

Fernández, L. (2017). Valorización de los residuos procedentes de una producción vitivinícola. *Universidad Politecnica de Valencia*.

Fontana, A., Antoniolli, A., D'Amario Fernández, M. A., & Bottini, R. (2017). Phenolics profiling of pomace extracts from different grape varieties cultivated in Argentina. *RSC Adv.*, *7*(47), 29446–29457.

Fontana, A. R., Antoniolli, A., & Bottini, R. (2013). Grape pomace as a sustainable source of bioactive compounds: Extraction, characterization, and biotechnological applications of phenolics. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *61*(38), 8987–9003. https://doi.org/10.1021/jf402586f

Galanakis, C. M. (2012). Recovery of high added-value components from food wastes: Conventional, emerging technologies and commercialized applications. *Trends in Food Science and Technology*, *26*(2), 68–87. https://doi.org/10.1016/j.tifs.2012.03.003

Galanakis, C. M., Goulas, V., Tsakona, S., Manganaris, G. A., & Gekas, V. (2013). A knowledge base for the recovery of natural phenols with different solvents. *International Journal of Food Properties*, *16*(2), 382–396. https://doi.org/10.1080/10942912.2010.522750

Galvan D'Alessandro, L., Kriaa, K., Nikov, I., & Dimitrov, K. (2012). Ultrasound assisted extraction of polyphenols from black chokeberry. *Separation and*

Purification Technology, *93*, 42–47.

García-Lomillo, J., & González-SanJosé, M. L. (2017). Applications of Wine Pomace in the Food Industry: Approaches and Functions. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, *16*(1), 3–22. https://doi.org/10.1111/1541-4337.12238

Gargallo, P., & García-Casarejos, P. (2018). Environmental impacts and mitigation measures in the Spanish wine sector. *E3S Web of Conferences*, *50*, 0–4. https://doi.org/10.1051/e3sconf/20185001029

Garrido, A., Linares, T., & Cárdenas, L. (2008). Diferentes Variedades De Uvas Pisqueras Desde. *REv Soc Quim*, *11*, 58–60.

Ghafoor, K., Choi, Y. H., Jeon, J. Y., & Jo, I. H. (2009). Optimization of ultrasound-assisted extraction of phenolic compounds, antioxidants, and anthocyanins from grape (Vitis vinifera) seeds. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *57*(11), 4988–4994. https://doi.org/10.1021/jf9001439

Goula, A. M., Thymiatis, K., & Kaderides, K. (2016). Valorization of grape pomace: Drying behavior and ultrasound extraction of phenolics. *Food and Bioproducts Processing*, *100*, 132–144. https://doi.org/10.1016/j.fbp.2016.06.016

GRAM. (2018). Anuario Estadístico Agropecuario 2018. In *Gerencia Regional de Agricultura Moquegua* (p. 211).

Gubitosa, J., Rizzi, V., Laurenzana, A., Scavone, F., Frediani, E., Fibbi, G., Fanelli, F., Sibillano, T., Giannini, C., Fini, P., & Cosma, P. (2022). The "End Life" of the Grape Pomace Waste Become the New Beginning: The Development of a Virtuous Cycle for the Green Synthesis of Gold Nanoparticles and Removal of Emerging Contaminants from Water. *Antioxidants*, *11*(5). https://doi.org/10.3390/antiox11050994

Huamán-Castilla, N. L., Mariotti-Celis, M. S., Martínez-Cifuentes, M., & Pérez-Correa, J. R. (2020). Glycerol as alternative co-solvent for water extraction of polyphenols from Carménère pomace: Hot pressurized liquid extraction and computational chemistry calculations. *Biomolecules*, *10*(3), 1–14. https://doi.org/10.3390/biom10030474

Huaman-Castilla, N. L., Mariotti-Celis, M. S., & Perez-Correa, J. R. (2017). Polyphenols of Carménère Grapes. *Mini-Reviews in Organic Chemistry*, *14*(3), 176–186. https://doi.org/10.2174/1570193X14666170206151439

Huamán-Castilla, N. L., Mariotti-Celis, M. S., & Pérez-Correa, J. R. (2017). Polyphenols of carménère grapes. *Mini-Reviews in Organic Chemistry*, *14*(3). https://doi.org/10.2174/1570193X14666170206151439

Huaman-Castilla, N. L., Martínez-Cifuentes, M., Camilo, C., Pedreschi, F., Mariotti-Celis, M., & Pérez-Correa, J. R. (2019). The impact of temperature and ethanol concentration on the global recovery of specific polyphenols in an integrated HPLE/RP process on Carménère pomace extracts. *Molecules*, *24*(17). https://doi.org/10.3390/molecules24173145

INS (2019). [Página principal en Internet]. Lima: Centro Nacional de Salud Pública; c2019. https://web.ins.gob.pe/es/saludpublica/manejo-de-muestras/sgb.

Kennedy, J. A. (2008). Grape and wine phenolics: Observations and recent findings. *Ciencia e Investigacion Agraria*, *35*(2), 77–90. https://doi.org/10.4067/S0718-16202008000200001

Khan, M. K., Abert-Vian, M., Fabiano-Tixier, A. S., Dangles, O., & Chemat, F. (2010). Ultrasound-assisted extraction of polyphenols (flavanone glycosides) from orange (Citrus sinensis L.) peel. *Food Chemistry*, *119*(2), 851–858. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.08.046

Kumar, S., Narwal, S., Kumar, V., & Prakash, O. (2011). α-glucosidase inhibitors from plants: A natural approach to treat diabetes. *Pharmacognosy Reviews*, *5*(9), 19–29. https://doi.org/10.4103/0973-7847.79096

Lachman, J., Šulc, M., Faitová, K., & Pivec, V. (2009). Major factors influencing antioxidant contents and antioxidant activity in grapes and wines. *International Journal of Wine Research*, *1*(1), 101–121. https://doi.org/10.2147/IJWR.S4600

Leitner, D. R., Frühbeck, G., Yumuk, V., Schindler, K., Micic, D., Woodward, E., & Toplak, H. (2017). Obesity and type 2 diabetes: Two diseases with a need for combined treatment strategies - EASO can lead the way. *Obesity Facts*, *10*(5), 483–492. https://doi.org/10.1159/000480525

Li, R., Zhang, Y., Rasool, S., Geetha, T., & Babu, J. R. (2019). Effects and underlying mechanisms of bioactive compounds on type 2 diabetes mellitus and Alzheimer's disease. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, *2019*. https://doi.org/10.1155/2019/8165707

Machado, A. P. D. F., Pereira, A. L. D., Barbero, G. F., & Martínez, J. (2017). Recovery of anthocyanins from residues of Rubus fruticosus, Vaccinium myrtillus and Eugenia brasiliensis by ultrasound assisted extraction, pressurized liquid extraction and their combination. *Food Chemistry*, *231*, 1–10. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.03.060

Maldonado, I., Vega Quispe, A. P., Merma Chacca, D., & Zirena Vilca, F. (2022). Optimization of the elimination of antibiotics by Lemna gibba and Azolla filiculoides using response surface methodology (RSM). *Frontiers in Environmental Science*, *10*(August), 1–13.

Mariotti-Celis, M. S., Martínez-Cifuentes, M., Huamán-Castilla, N., Pedreschi, F., Iglesias-Rebolledo, N., & Pérez-Correa, J. R. (2018). Impact of an integrated process of hot pressurised liquid extraction–macroporous resin purification over the polyphenols, hydroxymethylfurfural and reducing sugars content of Vitis vinifera 'Carménère' pomace extracts. *International Journal of Food Science and Technology*, *53*(4), 1072–1078. https://doi.org/10.1111/ijfs.13684

Medina-Meza, I. G., & Barbosa-Cánovas, G. V. (2015). Assisted extraction of bioactive compounds from plum and grape peels by ultrasonics and pulsed electric fields. *Journal of Food Engineering*, *166*, 268–275. https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2015.06.012

MINAGRI. (2023). *Produccion de uvas pisqueras*. Producción de Uva. https://www.gob.pe/institucion/inei/noticias/682501-produccion-de-uva-alcanzo-60-mil-408-toneladas-y-crecio-22-8-en-octubre-2022

Monzón, L., Becerra, G., Aguirre, E., Rodríguez, G., & Villanueva, E. (2021). Ultrasound-assisted extraction of polyphenols from avocado residues: Modeling and optimization using response surface methodology and artificial neural networks. *Scientia Agropecuaria*, *12*(1), 33–40. https://doi.org/10.17268/SCI.AGROPECU.2021.004

Muthukumaran, J., Srinivasan, S., Venkatesan, R. S., Ramachandran, V., & Muruganathan, U. (2013). Syringic acid, a novel natural phenolic acid, normalizes hyperglycemia with special reference to glycoprotein components in experimental diabetic rats. *Journal of Acute Disease*, *2*(4), 304–309. https://doi.org/10.1016/s2221-6189(13)60149-3

Naik, A. S., Suryawanshi, D., Kumar, M., & Waghmare, R. (2021). Ultrasonic treatment: A cohort review on bioactive compounds, allergens and physico-chemical properties of food. *Current Research in Food Science*, *4*, 470–477. https://doi.org/10.1016/j.crfs.2021.07.003

Nile, S. H., Kim, S. H., Ko, E. Y., & Park, S. W. (2013). Polyphenolic contents and antioxidant properties of different grape (V. vinifera, V. labrusca, and V. hybrid) cultivars. *BioMed Research International*, *2013*. https://doi.org/10.1155/2013/718065

Obreque-Slier, E., Peña-Neira, Á., López-Solís, R., Zamora-Marín, F., Ricardo-Da Silva, J. M., & Laureano, O. (2010). Comparative study of the phenolic composition of seeds and skins from carménère and cabernet sauvignon grape varieties (Vitis vinifera L.) during ripening. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *58*(6), 3591–3599. https://doi.org/10.1021/jf904314u

Ojha, K. S., Aznar, R., O'Donnell, C., & Tiwari, B. K. (2020). Ultrasound technology for the extraction of biologically active molecules from plant, animal and marine sources. *TrAC - Trends in Analytical Chemistry*, *122*, 115663. https://doi.org/10.1016/j.trac.2019.115663

Oliver, R. (2010). *" Análisis de polifenoles en los vinos mediante técnicas de separación ."*

Onache, P. A., Geana, E. I., Ciucure, C. T., Florea, A., Sumedrea, D. I., Ionete, R. E., & Tița, O. (2022). Bioactive Phytochemical Composition of Grape Pomace Resulted from Different White and Red Grape Cultivars. *Separations*, *9*(12), 1–16. https://doi.org/10.3390/separations9120395

Panja, P. (2018). Green extraction methods of food polyphenols from vegetable materials. *Current Opinion in Food Science*, *23*, 173–182. https://doi.org/10.1016/j.cofs.2017.11.012

Peixoto, C. M., Dias, M. I., Alves, M. J., Calhelha, R. C., Barros, L., Pinho, S. P., & Ferreira, I. C. F. R. (2018). Grape pomace as a source of phenolic compounds and diverse bioactive properties. *Food Chemistry*, *253*(November 2017), 132–138. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.01.163

Rasouli, H., Hosseini-Ghazvini, S. M. B., Adibi, H., & Khodarahmi, R. (2017). Differential α-amylase/α-glucosidase inhibitory activities of plant-derived phenolic compounds: A virtual screening perspective for the treatment of obesity and diabetes. *Food and Function*, *8*(5), 1942–1954. https://doi.org/10.1039/c7fo00220c

Rauf, A., Imran, M., Abu-Izneid, T., Iahtisham-Ul-Haq, Patel, S., Pan, X., Naz, S., Sanches Silva, A., Saeed, F., & Rasul Suleria, H. A. (2019a). Proanthocyanidins: A comprehensive review. *Biomedicine and Pharmacotherapy*, *116*(May). https://doi.org/10.1016/j.biopha.2019.108999

Rauf, A., Imran, M., Abu-Izneid, T., Iahtisham-Ul-Haq, Patel, S., Pan, X., Naz, S., Sanches Silva, A., Saeed, F., & Rasul Suleria, H. A. (2019b). Proanthocyanidins: A comprehensive review. *Biomedicine and Pharmacotherapy*, *116*(May). https://doi.org/10.1016/j.biopha.2019.108999

Sarian, M. N., Ahmed, Q. U., Mat So'Ad, S. Z., Alhassan, A. M., Murugesu, S., Perumal, V., Syed Mohamad, S. N. A., Khatib, A., & Latip, J. (2017). Antioxidant and antidiabetic effects of flavonoids: A structure-activity relationship based study. *BioMed Research International*, *2017*. https://doi.org/10.1155/2017/8386065

Semwal, D. K., Semwal, R. B., Combrinck, S., & Viljoen, A. (2016). Myricetin: A dietary molecule with diverse biological activities. In *Nutrients* (Vol. 8, Issue 2). MDPI AG. https://doi.org/10.3390/nu8020090

Singleton, V. L., Rossi Jr., J. A., & Rossi J A Jr. (1965). Colorimetry of Total Phenolics with Phosphomolybdic-Phosphotungstic Acid Reagents. *American Journal of Enology and Viticulture*, *16*(3), 144–158. https://doi.org/10.12691/ijebb-2-1-5

Sochorova, L., Prusova, B., Jurikova, T., Mlcek, J., Adamkova, A., Baron, M., & Sochor, J. (2020). The Study of Antioxidant Components in Grape Seeds.

Molecules, *25*(16). https://doi.org/10.3390/molecules25163736

Solaberrieta, I., Mellinas, C., Jiménez, A., & Garrigós, M. C. (2022). Recovery of Antioxidants from Tomato Seed Industrial Wastes by Microwave-Assisted and Ultrasound-Assisted Extraction. *Foods*, *11*(19). https://doi.org/10.3390/foods11193068

Souquet, J., Cheyner, V. I. R., Brossaud, F., & Moutounet, M. (1996). Polymeric proanthocyanidins from grape skins. *Phytochemistry*, *43*(2), 509–512. https://doi.org/10.1016/0031-9422(96)00301-9

Spinei, M., & Oroian, M. (2021). The potential of grape pomace varieties as a dietary source of pectic substances. *Foods*, *10*(4). https://doi.org/10.3390/foods10040867

Striegel, L., Kang, B., Pilkenton, S. J., Rychlik, M., & Apostolidis, E. (2015). Effect of Black Tea and Black Tea Pomace Polyphenols on Î±-Glucosidase and Î±-Amylase Inhibition, Relevant to Type 2 Diabetes Prevention. *Frontiers in Nutrition*, *2*(February), 1–6. https://doi.org/10.3389/fnut.2015.00003

Tsao, R. (2010). Chemistry and biochemistry of dietary polyphenols. *Nutrients*, *2*(12), 1231–1246. https://doi.org/10.3390/nu2121231

Tungmunnithum, D., Thongboonyou, A., Pholboon, A., & Yangsabai, A. (2018). Flavonoids and Other Phenolic Compounds from Medicinal Plants for Pharmaceutical and Medical Aspects: An Overview. *Medicines*, *5*(3), 93. https://doi.org/10.3390/medicines5030093

Valencia, E., Ignacio, I., Aviles, E., Bartolomé, M., Martínez, H., & García, M. (2016). Polifenoles: propiedades antioxidantes y toxicológicas Polyphenols: antioxidant and toxicological properties. *Revista de La Facultad de Ciencias Químicas de Cuenca*, 15–29.

Vergara-Salinas, J. R., Bulnes, P., Zúñiga, M. C., Pérez-Jiménez, J., Torres, J. L., Mateos-Martín, M. L., Agosin, E., & Pérez-Correa, J. R. (2013). Effect of pressurized hot water extraction on antioxidants from grape pomace before and after enological fermentation. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *61*(28), 6929–6936. https://doi.org/10.1021/jf4010143

Vivanco, R. (2018). *La industria vitivinícola en el Perú, problemática, alternativas.*

Wong Paz, J. E., Muñiz Márquez, D. B., Martínez Ávila, G. C. G., Belmares Cerda, R. E., & Aguilar, C. N. (2015). Ultrasound-assisted extraction of polyphenols from native plants in the Mexican desert. *Ultrasonics Sonochemistry*, *22*, 474–481. https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2014.06.001

ANEXOS

Anexo 1: Contenido de Polifenoles en piel de orujo de uva

Solvente	Tratamiento			ABSORBANCIA A 765 NM			Concentración mg EAG/gss			PROMEDIO mgGAE/gss	PROMEDIO TOTAL mgGAE/gss
	Co (%)	T (°C)	tiempo (min)	R1	R2	R3	R1	R2	R3		
ETANOL	0	40	10	0.12	0.124	0.119	4.518	4.714	4.469	4.567	4.61
	0	40	10	0.125	0.123	0.12	4.764	4.665	4.518	4.649	
	0	80	10	0.151	0.152	0.155	6.04	6.089	6.237	6.122	6.29
	0	80	10	0.157	0.161	0.161	6.335	6.531	6.531	6.466	
	0	40	50	0.123	0.131	0.129	4.665	5.058	4.96	4.894	4.81
	0	40	50	0.121	0.127	0.125	4.567	4.862	4.763	4.731	
	0	80	50	0.23	0.235	0.24	9.92	10.165	10.411	10.165	10.13
	0	80	50	0.233	0.235	0.233	10.067	10.165	10.067	10.100	
	30	40	10	0.226	0.228	0.223	9.723	9.821	9.576	9.707	9.30
	30	40	10	0.201	0.211	0.215	8.496	8.987	9.183	8.888	
	30	80	10	0.226	0.219	0.22	9.724	9.38	9.429	9.511	9.39
	30	80	10	0.214	0.22	0.216	9.134	9.428	9.232	9.265	
	30	40	50	0.272	0.267	0.27	11.982	11.736	11.884	11.867	10.98
	30	40	50	0.23	0.231	0.24	9.919	9.969	10.411	10.099	
	30	80	50	0.286	0.277	0.283	12.669	12.227	12.522	12.473	12.30
	30	80	50	0.278	0.267	0.28	12.276	11.736	12.374	12.129	
	15	60	30	0.152	0.158	0.15	6.089	6.384	5.991	6.155	6.20
	15	60	30	0.157	0.161	0.148	6.335	6.531	5.893	6.253	
GLICEROL	0	40	10	0.12	0.124	0.119	4.518	4.714	4.469	4.567	4.61
	0	40	10	0.125	0.123	0.12	4.764	4.665	4.518	4.649	
	0	80	10	0.151	0.152	0.155	6.04	6.089	6.237	6.122	6.29
	0	80	10	0.157	0.161	0.161	6.335	6.531	6.531	6.466	
	0	40	50	0.123	0.131	0.129	4.665	5.058	4.96	4.894	4.81
	0	40	50	0.121	0.127	0.125	4.567	4.862	4.763	4.731	
	0	80	50	0.23	0.235	0.24	9.92	10.165	10.411	10.165	10.13
	0	80	50	0.233	0.235	0.233	10.067	10.165	10.067	10.1	
	30	40	10	0.104	0.107	0.109	9.732	9.879	9.977	9.863	9.86
	30	40	10	0.104	0.105	0.11	9.732	9.781	9.027	9.847	
	30	80	10	0.303	0.286	0.283	13.504	12.669	12.522	12.898	13.43
	30	80	10	0.324	0.318	0.295	14.535	14.241	13.111	13.963	
	30	40	50	0.152	0.144	0.148	11.089	12.696	12.893	12.226	12.50
	30	40	50	0.147	0.141	0.149	12.843	12.549	12.942	12.778	
	30	80	50	0.309	0.306	0.312	14.798	15.651	16.946	15.798	15.77
	30	80	50	0.337	0.352	0.319	15.473	15.91	15.89	15.757	
	15	60	30	0.118	0.121	0.115	8.419	8.567	8.272	8.419	8.36
	15	60	30	0.113	0.117	0.117	8.174	8.37	8.37	8.305	
ACETONA	60	30	60	0.158	0.156	0.154	6.383	6.285	6.187	6.285	6.29

Anexo 2: Contenido de Polifenoles en semilla de orujo de uva

Solvente	Tratamiento			ABSORBANCIA A 765 NM			Concentración mg EAG/gss			PROMEDIO mg EAG/gss	PROMEDIO TOTAL mgGAE/gss
	Co (%)	T (°C)	tiempo (min)				R1	R2	R3		
ETANOL	0	40	10	0.171	0.183	0.176	4.035	4.374	4.177	4.195	4.31
	0	40	10	0.179	0.185	0.191	4.261	4.43	4.6	4.43	
	0	80	10	0.253	0.226	0.235	6.35	5.588	5.842	5.926	5.61
	0	80	10	0.208	0.225	0.213	5.079	5.559	5.221	5.286	
	0	40	50	0.225	0.228	0.231	5.559	5.644	5.729	5.644	5.55
	0	40	50	0.215	0.219	0.229	5.277	5.39	5.672	5.447	
	0	80	50	0.195	0.214	0.205	7.713	7.249	7.995	7.652	7.60
	0	80	50	0.21	0.193	0.199	7.136	7.656	7.825	7.539	
	30	40	10	0.208	0.217	0.215	5.079	5.333	5.277	5.23	5.69
	30	40	10	0.253	0.23	0.255	6.35	5.7	6.406	6.152	
	30	80	10	0.392	0.401	0.386	10.272	10.526	10.103	10.300	10.33
	30	80	10	0.406	0.393	0.386	10.667	10.300	10.102	10.356	
	30	40	50	0.339	0.347	0.331	8.776	9.002	8.550	8.776	8.30
	30	40	50	0.309	0.305	0.302	7.930	7.817	7.732	7.826	
	30	80	50	0.399	0.432	0.439	13.469	13.4	13.598	11.156	11.36
	30	80	50	0.433	0.446	0.435	13.429	13.796	13.485	11.57	
	15	60	30	0.201	0.2	0.209	6.882	6.854	5.108	6.281	6.54
	15	60	30	0.194	0.197	0.203	6.685	6.769	6.939	6.797	
GLICEROL	0	40	10	0.171	0.183	0.176	4.035	4.374	4.177	4.195	4.31
	0	40	10	0.179	0.185	0.191	4.261	4.430	4.600	4.43	
	0	80	10	0.253	0.226	0.235	6.350	5.588	5.842	5.926	5.61
	0	80	10	0.208	0.225	0.213	5.079	5.559	5.221	5.286	
	0	40	50	0.225	0.228	0.231	5.559	5.644	5.729	5.644	5.55
	0	40	50	0.215	0.219	0.229	5.277	5.390	5.672	5.447	
	0	80	50	0.195	0.214	0.205	7.713	7.249	7.995	7.652	7.60
	0	80	50	0.21	0.193	0.199	7.136	7.656	7.825	7.539	
	30	40	10	0.191	0.209	0.202	6.600	6.108	6.91	6.539	6.61
	30	40	10	0.197	0.189	0.196	6.769	6.543	6.741	6.684	
	30	80	10	0.33	0.321	0.316	12.522	12.268	12.127	12.306	12.21
	30	80	10	0.292	0.301	0.319	12.45	11.704	12.212	12.122	
	30	40	50	0.251	0.243	0.246	9.293	9.067	9.152	9.171	9.28
	30	40	50	0.256	0.255	0.252	9.434	9.406	9.321	9.387	
	30	80	50	0.632	0.652	0.649	17.045	17.609	17.524	17.393	16.88
	30	80	50	0.599	0.616	0.609	16.113	16.593	16.396	16.367	
	15	60	30	0.187	0.176	0.179	4.487	4.177	4.261	4.308	4.23
	15	60	30	0.173	0.170	0.182	4.092	4.007	4.346	4.148	
ACETONA	60	30	60	0.226	0.229	0.231	5.587	5.672	5.728	5.662	5.66

Anexo 3a: Capacidad antioxidante (DPPH) en semilla de orujo de uva (Etanol)

Condición	Absorbancia 517 nm			% Inhibición			IC50 (mg/ml)			PROMEDIO IC50 (mg/ml)	PROMEDIO TOTAL (mg/ml)
				R1	R2	R3	R1	R2	R3		
0%, 40°C, 10 min -1	0.574	0.576	0.576	12.053	11.747	11.747	15.023	13.267	12.581	13.624	13.56
	0.601	0.599	0.598	7.916	8.223	8.376					
	0.625	0.624	0.622	4.239	4.392	4.699					
0%, 40°C, 10 min -2	0.573	0.570	0.571	12.206	12.666	12.513	16.034	13.151	11.297	13.494	
	0.599	0.591	0.597	8.223	9.448	8.529					
	0.622	0.621	0.623	4.699	4.852	4.545					
0%, 80°C, 10 min -1	0.565	0.561	0.564	21.637	22.191	21.775	9.698	11.874	10.189	10.587	10.30
	0.616	0.612	0.611	14.563	15.118	15.257					
	0.634	0.638	0.631	12.067	11.512	12.483					
0%, 80°C, 10 min -2	0.570	0.569	0.567	20.943	21.082	21.359	8.579	11.7	9.74	10.006	
	0.612	0.619	0.612	15.118	14.147	15.118					
	0.624	0.631	0.629	13.454	12.483	12.760					
0%, 40°C, 50 min -1	0.574	0.576	0.576	20.388	20.111	20.111	9.42	9.223	9.42	9.354	9.33
	0.598	0.595	0.592	17.060	17.476	17.892					
	0.630	0.634	0.634	12.621	12.067	12.067					
0%, 40°C, 50 min -2	0.573	0.570	0.571	20.527	20.943	20.804	9.183	10.216	8.514	9.304	
	0.599	0.591	0.597	16.921	18.031	17.198					
	0.629	0.621	0.623	12.760	13.870	13.592					
0%, 80°C, 50 min -1	0.546	0.543	0.541	16.343	16.803	17.109	5.981	5.194	5.587	5.587	5.37
	0.580	0.579	0.583	11.134	11.287	10.674					
	0.647	0.649	0.651	0.868	0.562	0.255					
0%, 80°C, 50 min -2	0.543	0.552	0.549	16.803	15.424	15.884	5.348	5.823	4.309	5.160	
	0.584	0.588	0.589	10.521	9.908	9.755					
	0.647	0.649	0.648	0.868	0.562	0.715					
30%, 40°C, 10 min -1	0.548	0.551	0.549	33.994	23.578	23.856	11.274	11.765	11.202	11.414	11.44
	0.637	0.639	0.639	11.650	11.373	11.373					
	0.646	0.651	0.654	10.402	9.709	9.293					
30%, 40°C, 10 min -2	0.547	0.558	0.541	24.133	22.607	24.965	11.519	11.614	11.277	11.470	
	0.630	0.622	0.628	12.621	13.731	12.899					
	0.660	0.656	0.653	8.460	9.015	9.431					
30%, 80°C, 10 min -1	0.488	0.479	0.481	52.324	53.560	50.287	6.967	6.866	7.359	7.064	7.35
	0.499	0.511	0.513	30.791	29.126	28.849					
	0.598	0.599	0.589	17.060	16.921	18.308					
30%, 80°C, 10 min -2	0.470	0.486	0.476	34.813	32.594	33.981	7.184	7.997	7.701	7.627	
	0.547	0.549	0.545	24.133	23.856	24.411					
	0.597	0.592	0.597	17.198	17.892	17.198					
30%, 80°C, 50 min -1	0.448	0.459	0.455	37.864	36.338	36.893	4.446	4.987	4.612	4.682	4.59

	0.559	0.552	0.557	22.469	23.440	22.746					
	0.570	0.579	0.581	20.943	19.695	19.417					
	0.455	0.468	0.463	36.893	35.090	35.784					
30%, 80°C, 50 min -2	0.528	0.550	0.535	26.768	23.717	25.798	4.78	4.6	4.098	4.493	
	0.589	0.583	0.574	18.308	19.140	20.388					
	0.287	0.283	0.289	41.637	42.672	41.245					
30%, 40°C, 50 min -1	0.359	0.356	0.355	14.592	15.305	15.543	8.887	8.687	7.985	8.520	
	0.388	0.387	0.385	7.692	7.930	8.406					8.14
	0.289	0.294	0.292	45.667	40.870	40.531					
30%, 40°C, 50 min -2	0.355	0.360	0.350	15.543	14.354	16.733	8.196	8.045	7.04	7.760	
	0.385	0.388	0.389	8.406	7.692	7.454					
	0.284	0.277	0.273	32.435	34.100	35.052					
15%, 60°C, 30 min -1	0.326	0.325	0.321	22.443	22.680	23.632	8.872	8.846	8.381	8.700	
	0.350	0.353	0.346	16.733	16.019	17.684					8.45
	0.275	0.279	0.281	34.576	33.624	33.148					
15%, 60°C, 30 min -2	0.335	0.331	0.337	20.301	21.253	19.826	8.044	8.457	8.104	8.202	
	0.352	0.351	0.349	16.257	16.495	16.971					

Anexo 3b: Capacidad antioxidante (DPPH) en semilla de orujo de uva (glicerol)

Condición	Absorbancia 517 nm			% inhibición			IC50 (mg/ml)			PROMEDIO (mg/ml)	PROMEDIO TOTAL (mg/ml)
				R1	R2	R3	R1	R2	R3		
0%, 40°C, 10 min -1	0.574	0.576	0.576	12.053	11.747	11.747	15.023	13.267	12.581	13.624	13.56
	0.601	0.599	0.598	7.916	8.223	8.376					
	0.625	0.624	0.622	4.239	4.392	4.699					
0%, 40°C, 10 min -2	0.573	0.570	0.571	12.206	12.666	12.513	16.034	13.151	11.297	13.494	
	0.599	0.591	0.597	8.223	9.448	8.529					
	0.622	0.621	0.623	4.699	4.852	4.545					
0%, 80°C, 10 min -1	0.565	0.561	0.564	21.637	22.191	21.775	9.698	11.874	10.189	10.587	10.30
	0.616	0.612	0.611	14.563	15.118	15.257					
	0.634	0.638	0.631	12.067	11.512	12.483					
0%, 80°C, 10 min -2	0.570	0.569	0.567	20.943	21.082	21.359	8.579	11.7	9.74	10.006	
	0.612	0.619	0.612	15.118	14.147	15.118					
	0.624	0.631	0.629	13.454	12.483	12.760					
0%, 40°C, 50 min -1	0.574	0.576	0.576	20.388	20.111	20.111	9.42	9.223	9.42	9.354	9.33
	0.598	0.595	0.592	17.060	17.476	17.892					
	0.630	0.634	0.634	12.621	12.067	12.067					
0%, 40°C, 50 min -2	0.573	0.570	0.571	20.527	20.943	20.804	9.183	10.216	8.514	9.304	
	0.599	0.591	0.597	16.921	18.031	17.198					
	0.629	0.621	0.623	12.760	13.870	13.592					
0%, 80°C, 50 min -1	0.546	0.543	0.541	16.343	16.803	17.109	5.981	5.194	5.587	5.587	5.37
	0.580	0.579	0.583	11.134	11.287	10.674					
	0.647	0.649	0.651	0.868	0.562	0.255					
0%, 80°C, 50 min -2	0.543	0.552	0.549	16.803	15.424	15.884	5.348	5.823	4.309	5.160	
	0.584	0.588	0.589	10.521	9.908	9.755					
	0.647	0.649	0.648	0.868	0.562	0.715					
30%, 40°C, 10 min -1	0.548	0.551	0.549	33.994	23.578	23.856	8.274	8.165	8.202	8.214	8.26
	0.637	0.639	0.639	11.650	11.373	11.373					
	0.646	0.651	0.654	10.402	9.709	9.293					
30%, 40°C, 10 min -2	0.547	0.558	0.541	24.133	22.607	24.965	8.519	8.114	8.277	8.303	
	0.630	0.622	0.628	12.621	13.731	12.899					
	0.660	0.656	0.653	8.460	9.015	9.431					
30%, 80°C, 10 min -1	0.488	0.479	0.481	52.324	53.560	50.287	4.967	4.866	4.359	4.731	4.68
	0.499	0.511	0.513	30.791	29.126	28.849					
	0.598	0.599	0.589	17.060	16.921	18.308					
30%, 80°C, 10 min -2	0.470	0.486	0.476	34.813	32.594	33.981	4.184	4.997	4.701	4.627	
	0.547	0.549	0.545	24.133	23.856	24.411					
	0.597	0.592	0.597	17.198	17.892	17.198					
30%, 80°C, 50 min -1	0.448	0.459	0.455	37.864	36.338	36.893	2.046	2.187	2.412	2.215	2.18

	0.559	0.552	0.557	22.469	23.440	22.746					
	0.570	0.579	0.581	20.943	19.695	19.417					
30%, 80°C, 50 min -2	0.455	0.468	0.463	36.893	35.090	35.784	2.18	2.11	2.098	2.129	
	0.528	0.550	0.535	26.768	23.717	25.798					
	0.589	0.583	0.574	18.308	19.140	20.388					
30%, 40°C, 50 min -1	0.287	0.283	0.289	41.637	42.672	41.245	7.887	7.687	7.985	7.853	7.47
	0.359	0.356	0.355	14.592	15.305	15.543					
	0.388	0.387	0.385	7.692	7.930	8.406					
30%, 40°C, 50 min -2	0.289	0.294	0.292	45.667	40.870	40.531	7.196	7.045	7.04	7.094	
	0.355	0.360	0.350	15.543	14.354	16.733					
	0.385	0.388	0.389	8.406	7.692	7.454					
15%, 60°C, 30 min -1	0.284	0.277	0.273	32.435	34.100	35.052	8.072	8.046	8.081	8.066	8.13
	0.326	0.325	0.321	22.443	22.680	23.632					
	0.350	0.353	0.346	16.733	16.019	17.684					
15%, 60°C, 30 min -2	0.275	0.279	0.281	34.576	33.624	33.148	8.044	8.457	8.104	8.202	
	0.335	0.331	0.337	20.301	21.253	19.826					
	0.352	0.351	0.349	16.257	16.495	16.971					

Anexo 4a: Capacidad antioxidante (DPPH) en piel de orujo de uva (etanol)

Solvente	Absorbancia 517 nm			% inhibición			IC50 (mg/ml)			PROMEDIO (mg/ml)	PROMEDIO TOTAL (mg/ml)
				R1	R2	R3	R1	R2	R3		
0%, 40°C, 10 min -1	0.574	0.576	0.576	12.053	11.747	11.747	35.023	37.267	38.581	36.957	36.06
	0.601	0.599	0.598	7.916	8.223	8.376					
	0.625	0.624	0.622	4.239	4.392	4.699					
0%, 40°C, 10 min -2	0.573	0.570	0.571	12.206	12.666	12.513	36.034	35.151	34.297	35.161	
	0.599	0.591	0.597	8.223	9.448	8.529					
	0.622	0.621	0.623	4.699	4.852	4.545					
0%, 80°C, 10 min -1	0.565	0.561	0.564	21.637	22.191	21.775	23.698	21.874	24.189	23.254	24.96
	0.616	0.612	0.611	14.563	15.118	15.257					
	0.634	0.638	0.631	12.067	11.512	12.483					
0%, 80°C, 10 min -2	0.570	0.569	0.567	20.943	21.082	21.359	28.579	25.7	25.74	26.673	
	0.612	0.619	0.612	15.118	14.147	15.118					
	0.624	0.631	0.629	13.454	12.483	12.760					
0%, 40°C, 50 min -1	0.574	0.576	0.576	20.388	20.111	20.111	29.42	29.223	29.42	29.354	29.83
	0.598	0.595	0.592	17.060	17.476	17.892					
	0.630	0.634	0.634	12.621	12.067	12.067					
0%, 40°C, 50 min -2	0.573	0.570	0.571	20.527	20.943	20.804	29.183	31.216	30.514	30.304	
	0.599	0.591	0.597	16.921	18.031	17.198					
	0.629	0.621	0.623	12.760	13.870	13.592					
0%, 80°C, 50 min -1	0.546	0.543	0.541	16.343	16.803	17.109	19.981	19.194	18.587	19.254	19.71
	0.580	0.579	0.583	11.134	11.287	10.674					
	0.647	0.649	0.651	0.868	0.562	0.255					
0%, 80°C, 50 min -2	0.543	0.552	0.549	16.803	15.424	15.884	19.348	20.823	20.309	20.160	
	0.584	0.588	0.589	10.521	9.908	9.755					
	0.647	0.649	0.648	0.868	0.562	0.715					
30%, 40°C, 10 min -1	0.327	0.327	0.329	22.205	22.205	21.729	17.259	15.65	15.354	16.088	16.04
	0.349	0.351	0.346	16.971	16.495	17.684					
	0.374	0.380	0.374	11.023	9.596	11.023					
30%, 40°C, 10 min -2	0.325	0.329	0.331	22.680	21.729	21.253	15.913	16.464	15.621	15.999	
	0.356	0.357	0.361	15.305	15.067	14.116					
	0.375	0.379	0.381	10.785	9.833	9.358					
30%, 80°C, 10 min -1	0.294	0.291	0.299	30.056	30.769	28.866	10.001	10.122	9.863	9.995	10.00
	0.325	0.331	0.339	22.680	21.253	19.350					
	0.358	0.350	0.355	14.830	16.733	15.543					
30%, 80°C, 10 min -2	0.296	0.292	0.289	29.580	30.531	31.245	10.111	10.009	9.905	10.008	
	0.331	0.324	0.337	21.253	22.918	19.826					
	0.358	0.350	0.355	14.830	16.733	15.543					
30%, 40°C, 50 min -1	0.318	0.315	0.325	24.346	25.059	22.680	10.992	10.743	11.152	10.962	11.17

	0.345	0.339	0.342	17.922	19.350	18.636					
	0.374	0.371	0.369	11.023	11.737	12.213					
30%, 40°C, 50 min -2	0.320	0.329	0.331	23.870	21.729	21.253	11.501	11.127	11.498	11.375	
	0.355	0.356	0.350	15.543	15.305	16.733					
	0.379	0.385	0.383	9.833	8.406	8.882					
30%, 80°C, 50 min -1	0.243	0.249	0.247	42.189	40.761	41.237	8.683	8.516	8.913	8.704	8.54
	0.311	0.318	0.311	26.011	24.346	26.011					
	0.354	0.359	0.351	15.781	14.592	16.495					
30%, 80°C, 50 min -2	0.255	0.261	0.258	39.334	37.906	38.620	8.389	8.232	8.512	8.378	
	0.287	0.343	0.286	31.721	18.398	31.959					
	0.353	0.354	0.357	16.019	15.781	15.067					
15%, 60°C, 30 min -1	0.350	0.359	0.352	16.733	14.592	16.257	20.179	20.012	21.652	20.614	21.52
	0.383	0.384	0.385	8.882	8.644	8.406					
	0.395	0.391	0.389	6.027	6.979	7.454					
15%, 60°C, 30 min -2	0.355	0.351	0.356	15.543	16.495	15.305	20.114	26.121	21.038	22.424	
	0.375	0.369	0.381	10.785	12.213	9.358					
	0.391	0.385	0.395	6.979	8.406	6.027					

Anexo 4b: Capacidad antioxidante (DPPH) en piel de orujo de uva (glicerol)

Solvente	Absorbancia 517 nm			% inhibición			IC50 (mg/ml)			PROMEDIO (mg/ml)	PROMEDIO TOTAL (mg/ml)
				R1	R2	R3	R1	R2	R3		
0%, 40°C, 10 min -1	0.574	0.576	0.576	12.053	11.747	11.747	35.023	37.267	38.581	36.957	36.06
	0.601	0.599	0.598	7.916	8.223	8.376					
	0.625	0.624	0.622	4.239	4.392	4.699					
0%, 40°C, 10 min -2	0.573	0.570	0.571	12.206	12.666	12.513	36.034	35.151	34.297	35.161	
	0.599	0.591	0.597	8.223	9.448	8.529					
	0.622	0.621	0.623	4.699	4.852	4.545					
0%, 80°C, 10 min -1	0.565	0.561	0.564	21.637	22.191	21.775	23.698	21.874	24.189	23.254	24.96
	0.616	0.612	0.611	14.563	15.118	15.257					
	0.634	0.638	0.631	12.067	11.512	12.483					
0%, 80°C, 10 min -2	0.570	0.569	0.567	20.943	21.082	21.359	28.579	25.7	25.74	26.673	
	0.612	0.619	0.612	15.118	14.147	15.118					
	0.624	0.631	0.629	13.454	12.483	12.760					
0%, 40°C, 50 min -1	0.574	0.576	0.576	20.388	20.111	20.111	29.42	29.223	29.42	29.354	29.83
	0.598	0.595	0.592	17.060	17.476	17.892					
	0.630	0.634	0.634	12.621	12.067	12.067					
0%, 40°C, 50 min -2	0.573	0.570	0.571	20.527	20.943	20.804	29.183	31.216	30.514	30.304	
	0.599	0.591	0.597	16.921	18.031	17.198					
	0.629	0.621	0.623	12.760	13.870	13.592					
0%, 80°C, 50 min -1	0.546	0.543	0.541	16.343	16.803	17.109	19.981	19.194	18.587	19.254	19.71
	0.580	0.579	0.583	11.134	11.287	10.674					
	0.647	0.649	0.651	0.868	0.562	0.255					
0%, 80°C, 50 min -2	0.543	0.552	0.549	16.803	15.424	15.884	19.348	20.823	20.309	20.160	
	0.584	0.588	0.589	10.521	9.908	9.755					
	0.647	0.649	0.648	0.868	0.562	0.715					
30%, 40°C, 10 min -1	0.327	0.327	0.329	22.205	22.205	21.729	17.259	15.65	18.354	17.088	16.71
	0.349	0.351	0.346	16.971	16.495	17.684					
	0.374	0.380	0.374	11.023	9.596	11.023					
30%, 40°C, 10 min -2	0.325	0.329	0.331	22.680	21.729	21.253	15.913	16.464	16.621	16.333	
	0.356	0.357	0.361	15.305	15.067	14.116					
	0.375	0.379	0.381	10.785	9.833	9.358					
30%, 80°C, 10 min -1	0.294	0.291	0.299	30.056	30.769	28.866	10.431	10.69	11.863	10.995	10.75
	0.325	0.331	0.339	22.680	21.253	19.350					
	0.358	0.350	0.355	14.830	16.733	15.543					
30%, 80°C, 10 min -2	0.296	0.292	0.289	29.580	30.531	31.245	10.822	10.979	9.705	10.502	
	0.331	0.324	0.337	21.253	22.918	19.826					
	0.358	0.350	0.355	14.830	16.733	15.543					
30%, 40°C, 50 min -1	0.318	0.315	0.325	24.346	25.059	22.680	13.992	13.743	18.152	15.296	15.17

	0.345	0.339	0.342	17.922	19.350	18.636					
	0.374	0.371	0.369	11.023	11.737	12.213					
30%, 40°C, 50 min -2	0.320	0.329	0.331	23.870	21.729	21.253	13.501	15.127	16.498	15.042	
	0.355	0.356	0.350	15.543	15.305	16.733					
	0.379	0.385	0.383	9.833	8.406	8.882					
30%, 80°C, 50 min -1	0.243	0.249	0.247	42.189	40.761	41.237	4.683	5.016	5.013	4.904	5.31
	0.311	0.318	0.311	26.011	24.346	26.011					
	0.354	0.359	0.351	15.781	14.592	16.495					
30%, 80°C, 50 min -2	0.255	0.261	0.258	39.334	37.906	38.620	5.389	6.232	5.512	5.711	
	0.287	0.343	0.286	31.721	18.398	31.959					
	0.353	0.354	0.357	16.019	15.781	15.067					
15%, 60°C, 30 min -1	0.350	0.359	0.352	16.733	14.592	16.257	20.179	28.432	23.652	24.088	24.78
	0.383	0.384	0.385	8.882	8.644	8.406					
	0.395	0.391	0.389	6.027	6.979	7.454					
15%, 60°C, 30 min -2	0.355	0.351	0.356	15.543	16.495	15.305	25.84	26.621	23.938	25.466	
	0.375	0.369	0.381	10.785	12.213	9.358					
	0.391	0.385	0.395	6.979	8.406	6.027					

Anexo 5: Capacidad antioxidante (ORAC) en piel de orujo de uva

Solvente	Tratamiento									PROMEDIO µM ET/gss	PROMEDIO TOTAL µM ET/gss
	(%)	°C	min	µmoles eq trolox/L (uM)			µmoles eq trolox/gr de materia seca				
ETANOL	0	40	10	712.5	730.25	741.75	19.245	19.724	20.035	19.668	19.13
	0	40	10	732.05	684.75	647.25	19.772	18.495	17.482	18.583	
	0	80	10	1225.6	1124	1164	38.264	40.338	38.631	39.078	39.91
	0	80	10	1117.6	1132.8	1159.2	42.329	39.585	40.298	40.737	
	0	40	50	1416.8	1493.6	1430.4	33.102	30.358	31.439	31.633	31.16
	0	40	50	1567.2	1465.6	1492	30.185	30.596	31.309	30.697	
	0	80	50	1610.4	1536	1528.8	43.495	41.485	41.291	42.090	41.98
	0	80	50	1529.6	1519.2	1600.8	41.314	41.033	43.237	41.861	
	30	40	10	2719.2	2576.8	2780.8	73.442	69.596	75.106	72.715	73.41
	30	40	10	2827.2	2684.8	2718.4	76.36	72.514	73.422	74.099	
	30	80	10	5052	5150	5250	136.453	139.1	141.801	139.118	136.93
	30	80	10	4932	5100	4934	133.207	137.744	133.261	134.737	
	30	40	50	4930.5	4798.5	4914	133.163	141.598	152.718	142.493	142.79
	30	40	50	4953	4662	4797	133.773	145.913	149.559	143.082	
	30	80	50	5636	5152	4886	122.218	139.146	131.962	131.109	133.92
	30	80	50	5248	5714	4966	121.736	154.321	134.12	136.726	
	15	60	30	2399.2	2444	2541.6	64.799	66.008	68.645	66.484	66.35
	15	60	30	2425.6	2532	2398.4	65.51	68.383	64.775	66.223	
GLICEROL	0	40	10	712.5	730.25	741.75	19.245	19.724	20.035	19.668	19.13
	0	40	10	732.05	684.75	647.25	19.772	18.495	17.482	18.583	
	0	80	10	1225.6	1124	1164	38.264	40.338	38.631	39.078	39.91
	0	80	10	1117.6	1132.8	1159.2	42.329	39.585	40.298	40.737	
	0	40	50	1416.8	1493.6	1430.4	33.102	30.358	31.439	31.633	31.16
	0	40	50	1567.2	1465.6	1492	30.185	30.596	31.309	30.697	
	0	80	50	1610.4	1536	1528.8	43.495	41.485	41.291	42.090	41.98
	0	80	50	1529.6	1519.2	1600.8	41.314	41.033	43.237	41.861	
	30	40	10	3546.5	3567.48	3847.5	95.782	96.349	103.912	98.681	98.55
	30	40	10	3647.58	3747.5	3537.5	98.516	101.215	95.543	98.425	
	30	80	10	5488.9	5547.5	5467.4	148.24	149.823	147.66	148.574	149.20
	30	80	10	5767.4	5437.4	5437.4	155.768	146.855	146.855	149.826	
	30	40	50	5085.04	5226.72	5149.12	137.333	141.16	139.064	139.186	138.45
	30	40	50	5229.36	4990	5078	141.231	134.766	137.143	137.713	
	30	80	50	6782	6787	6215	183.165	183.3	167.852	178.106	176.37
	30	80	50	6275	6342.5	6781.5	169.474	171.297	183.154	174.642	
	15	60	30	2592.8	2631.2	2565.6	70.025	71.062	69.29	70.126	70.70
	15	60	30	2688	2658	2572	72.594	71.784	69.461	71.280	

Anexo 6: Capacidad antioxidante (ORAC) en semilla de orujo de uva

Solvente	Tratamiento									PROMEDIO µM ET/gss	PROMEDIO TOTAL µM ET/gss
	(%)	°C	min	µmoles eq trolox/L (uM)			µmoles eq trolox/gr de materia seca				
ETANOL	0	40	10	1227	1142	1171.5	19.044	17.725	18.183	18.317	18.83
	0	40	10	1237.5	1228	1272	19.207	19.059	19.742	19.336	
	0	80	10	3554	3476	3480	55.163	53.953	54.015	54.377	53.44
	0	80	10	3326	3456	3367	51.621	53.639	52.258	52.506	
	0	40	50	1396	1248	1358.4	21.667	19.37	21.083	20.707	20.65
	0	40	50	1307.2	1422.4	1252	20.289	22.077	19.433	20.600	
	0	80	50	3916	3887	3950	60.78	60.33	61.308	60.806	60.21
	0	80	50	3870	3753	3898	60.065	58.249	60.499	59.604	
	30	40	10	2964.8	3029.6	3024.8	46.015	47.021	46.946	46.661	46.24
	30	40	10	2875.2	2959.2	3020	44.626	45.93	46.873	45.810	
	30	80	10	5052	5150	5330	78.413	79.934	82.728	80.358	78.73
	30	80	10	4932	4822	5148	76.547	74.84	79.9	77.096	
	30	40	50	4587	4662	4777.5	71.193	72.358	74.15	72.567	71.29
	30	40	50	4498.5	4351.5	4684.5	69.819	67.538	72.706	70.021	
	30	80	50	7510	8255	8210	116.558	128.121	127.422	124.034	127.50
	30	80	50	8900	8405	8010	138.134	130.452	124.321	130.969	
	15	60	30	3110.4	3039.2	3031.2	48.275	47.17	47.045	47.497	47.68
	15	60	30	3177.6	3013.6	3058.4	49.32	46.775	47.47	47.855	
GLICEROL	0	40	10	1227	1142	1171.5	19.044	17.725	18.183	18.317	18.83
	0	40	10	1237.5	1228	1272	19.207	19.059	19.742	19.336	
	0	80	10	3554	3476	3480	55.163	53.953	54.015	54.377	53.44
	0	80	10	3326	3456	3367	51.621	53.639	52.258	52.506	
	0	40	50	1556	1709.12	1803.44	21.667	19.37	21.083	20.707	20.65
	0	40	50	1547.2	1637.2	1789.12	20.289	22.077	19.433	20.600	
	0	80	50	3916	3887	3950	60.78	60.33	61.308	60.806	60.21
	0	80	50	3870	3753	3898	60.065	58.249	60.499	59.604	
	30	40	10	3647	3535.4	3745.2	56.603	54.871	58.127	56.534	56.18
	30	40	10	3699	3412.2	3677.3	57.413	52.961	57.076	55.817	
	30	80	10	8184.45	8621.25	8334	127.028	133.808	129.35	130.062	130.26
	30	80	10	8304.6	8754.6	8154.45	128.897	135.882	126.567	130.449	
	30	40	50	4869.75	5304.6	5644.5	75.583	82.332	87.608	81.841	82.42
	30	40	50	4871.25	5471.25	5698.5	75.608	84.921	88.448	82.992	
	30	80	50	15125	14775	15060	234.751	229.318	233.742	232.604	235.32
	30	80	50	14975	15090	15945	232.425	234.21	247.48	238.038	
	15	60	30	2352.8	2391.2	2310.4	76.518	67.114	70.86	71.497	70.87
	15	60	30	2257.6	2300	2320.8	75.039	65.697	70.02	70.252	

Anexo 7: Perfil de polifenoles presente en piel de orujo de uva

TRATAMIENTO	POLIFENOL	CANTIDAD (ug/gss)
R1 80°C 0% ETOH - 50 min	Catequina	13.6484
	Ácido Cafeico	3.2747
	Procianidina B2	19.7394
	Epicatequina	24.5821
	Ácido Vanilico	1.3547
	Rutina	16.3630
	Procianidina A2	6.4074
	Quercetin	0.8289
	Resveratrol	42.9861
	Kaempferol	5.2262
	TOTAL	**470.7506**

TRATAMIENTO	POLIFENOL	CANTIDAD (ug/gss)
R2 80°C 0% ETOH - 50 min	Catequina	12.3648
	Ácido Cafeico	2.9141
	Procianidina B2	17.4345
	Epicatequina	23.0776
	Ácido Vanilico	2.3648
	Rutina	11.2537
	Procianidina A2	5.9085
	Quercetin	0.9042
	Resveratrol	42.9874
	Kaempferol	5.2106
	TOTAL	**433.3765**

TRATAMIENTO	POLIFENOLES ESPECIFICO	CANTIDAD (ug/gss)
R1 80°C 30% ETOH - 50 min	Catequina	23.4658
	Ácido Cafeico	6.3648
	Procianidina B2	39.3547
	Epicatequina	31.2548
	Ácido Vanilico	5.2126
	Rutina	72.3648
	Procianidina A2	14.2739
	Quercetina	45.2879
	Resveratrol	42.9852
	Kaempferol	18.3647
	TOTAL	**397.0684**

TRATAMIENTO	POLIFENOL	CANTIDAD (ug/gss)
R2 80°C 30% ETOH - 50 min	Catequina	22.4649
	Ácido Cafeico	6.3947
	Procianidina B2	40.2537
	Epicatequina	30.3648
	Ácido Vanilico	5.0542
	Rutina	67.3465
	Procianidina A2	15.2749
	Quercetin	41.0993
	Resveratrol	42.9844
	Kaempferol	17.3948
	TOTAL	**384.2582**

TRATAMIENTO	POLIFENOLES ESPECIFICO	CANTIDAD (ug/gss)
R1 80°C 30% GLY - 50 min	Catequina	32.3647
	Ácido Cafeico	7.999823
	Procianidina B2	17.362807
	Epicatequina	53.075273
	Ácido Vanilico	10.3425
	Rutina	43.4758
	Procianidina A2	9.315383
	Quercetina	130.43979
	Resveratrol	72.3546
	Kaempferol	29.3647
	TOTAL	**654.398006**

TRATAMIENTO	POLIFENOL	CANTIDAD (ug/gss)
R2 80°C 30% GLY - 50 min	Catequina	38.3648
	Ácido Cafeico	7.4536
	Procianidina B2	16.378988
	Epicatequina	51.94025
	Ácido Vanilico	12.3648
	Rutina	47.7374
	Procianidina A2	8.1307838
	Quercetina	120.23464
	Resveratrol	75.3647
	Kaempferol	31.2974
	TOTAL	**636.891112**

Anexo 8: Perfil de polifenoles presente en semilla de orujo de uva

TRATAMIENTO	POLIFENOL	CANTIDAD (ug/gss)
R1 80°C - 30% ETOH - 50 min	Catequina	23.4656
	Ácido Cafeico	4.37465
	Procianidina B2	25.6473
	Epicatequina	14.560653
	Ácido Vanilico	3.847565
	Rutina	0
	Procianidina A2	19.264874
	Quercetin	0
	Resveratrol	0
	Kaempferol	0
	TOTAL	**144.597408**

TRATAMIENTO	POLIFENOL	CANTIDAD (ug/gss)
R2 80°C - 30% ETOH - 50 min	Catequina	22.37585
	Ácido Cafeico	3.27485
	Procianidina B2	28.39485
	Epicatequina	14.409639
	Ácido Vanilico	2.9547546
	Rutina	0
	Procianidina A2	21.47585
	Quercetin	0
	Resveratrol	0
	Kaempferol	0
	TOTAL	**146.191499**

TRATAMIENTO	POLIFENOL	CANTIDAD (ug/gss)
R1 80°C 30% GLY - 50 min	Catequina	65.929536
	Ácido Cafeico	8.38474
	Procianidina B2	43.184156
	Epicatequina	138.45543
	Ácido Vanilico	5.46573
	Rutina	0
	Procianidina A2	28.46382
	Quercetin	0
	Resveratrol	0
	Kaempferol	0
	TOTAL	**478.678855**

TRATAMIENTO	POLIFENOL	CANTIDAD (ug/gss)
R2 80 °C 30% GLY - 50 min	Catequina	69.820501
	Ácido Cafeico	8.362844
	Procianidina B2	45.559719
	Epicatequina	152.0838
	Ácido Vanilico	6.37463
	Rutina	0
	Procianidina A2	26.37495
	Quercetin	0
	Resveratrol	0
	Kaempferol	0
	TOTAL	**502.796378**

Anexo 9. ANOVA para polifenoles totales en semilla de orujo

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
EFECTOS PRINCIPALES					
A:Solvente	0.0025205	1	0.0025205	0.02	0.0024
B:Concentración	118.626	1	118.626	888.26	0.0000
C:Temperatura	65.2596	1	65.2596	488.66	0.0000
D:Tiempo	28.185	1	28.185	211.05	0.0000
INTERACCIONES					
AB	0.0266805	1	0.0266805	0.20	0.0309
AC	5.0102	1	5.0102	37.52	0.0000
AD	5.86189	1	5.86189	43.89	0.0000
BC	51.4554	1	51.4554	385.29	0.0000
BD	20.9304	1	20.9304	156.73	0.0000
CD	0.506521	1	0.506521	3.79	0.0492
ABC	4.51652	1	4.51652	33.82	0.0000
ABD	5.32685	1	5.32685	39.89	0.0000
ACD	9.56375	1	9.56375	71.61	0.0000
BCD	11.2836	1	11.2836	84.49	0.0000
ABCD	10.2763	1	10.2763	76.95	0.0000
RESIDUOS	2.13678	16	0.133549		
TOTAL (CORREGIDO)	338.968	31			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de comparación Tukey (tipo de solvente, concentración, temperatura y tiempo)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Solvente	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
ETANOL	16	6.02425	0.0913608	X
GLICEROL	16	7.042	0.0543608	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
ETANOL - GLICEROL		-0.01775	0.2739

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Concentración	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
0	16	5.10775	0.0913608	X
30	16	8.9585	0.0913608	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	-3.85075	0.2739

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
40	16	5.60506	0.0913608	X
80	16	8.46119	0.0913608	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
40 - 80	*	-2.85613	0.2739

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Tiempo	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
10	16	6.09462	0.0913608	X
50	16	7.97163	0.0913608	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
10 - 50	*	-1.877	0.2739

* indica una diferencia significativa.

Anexo 10. ANOVA para DPPH en semilla de orujo

Análisis de Varianza para DPPH - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
EFECTOS PRINCIPALES					
A:Solvente	34.3413	1	34.3413	174.85	0.0000
B:Concentración	25.5434	1	25.5434	130.05	0.0000
C:Temperatura	132.153	1	132.153	672.85	0.0000
D:Tiempo	60.7478	1	60.7478	309.29	0.0000
INTERACCIONES					
AB	0.0427781	1	0.0427781	0.22	0.0370
AC	1.80975	1	1.80975	9.21	0.0079
AD	7.00315	1	7.00315	35.66	0.0000
BC	0.784378	1	0.784378	3.99	0.0350
BD	2.44758	1	2.44758	12.46	0.0028
CD	0.948753	1	0.948753	4.83	0.0430
ABC	0.00877813	1	0.00877813	0.04	0.8352
ABD	0.212878	1	0.212878	1.08	0.3133
ACD	0.206403	1	0.206403	1.05	0.3206
BCD	0.0399031	1	0.0399031	0.20	0.6582
ABCD	0.0712531	1	0.0712531	0.36	0.5554
RESIDUOS	3.14255	16	0.196409		
TOTAL (CORREGIDO)	269.504	31			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de comparación Tukey (tipo de solvente, concentración, temperatura y tiempo)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Solvente	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
GLICEROL	16	6.56	0.110795	X
ETANOL	16	8.63187	0.110795	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
ETANOL - GLICEROL	*	2.07187	0.332165

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Concentración	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
30	16	6.7025	0.110795	X
0	16	8.48937	0.110795	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	1.78687	0.332165

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
80	16	5.56375	0.110795	X
40	16	9.62813	0.110795	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
40 - 80	*	4.06438	0.332165

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Tiempo	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
50	16	6.21812	0.110795	X
10	16	8.97375	0.110795	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
10 - 50	*	2.75562	0.332165

* indica una diferencia significativa.

Anexo 11. ANOVA para ORAC en semilla de orujo

Análisis de Varianza para ORAC - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
EFECTOS PRINCIPALES					
A:Solvente	4312.16	1	4312.16	1258.11	0.0000
B:Concentración	33327.1	1	33327.1	9723.45	0.0000
C:Temperatura	26299.7	1	26299.7	7673.16	0.0000
D:Tiempo	6477.81	1	6477.81	1889.95	0.0000
INTERACCIONES					
AB	3831.91	1	3831.91	1117.99	0.0000
AC	2209.81	1	2209.81	644.73	0.0000
AD	492.956	1	492.956	143.82	0.0000
BC	3727.02	1	3727.02	1087.39	0.0000
BD	4169.47	1	4169.47	1216.48	0.0000
CD	1433.52	1	1433.52	418.24	0.0000
ABC	2577.93	1	2577.93	752.13	0.0000
ABD	339.959	1	339.959	99.19	0.0000
ACD	309.812	1	309.812	90.39	0.0000
BCD	1200.29	1	1200.29	350.19	0.0000
ABCD	456.511	1	456.511	133.19	0.0000
RESIDUOS	54.8399	16	3.4275		
TOTAL (CORREGIDO)	91220.8	31			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de comparación Tukey (tipo de solvente, concentración, temperatura y tiempo)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Solvente	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
ETANOL	16	59.6106	0.462837	X
GLICEROL	16	82.8274	0.462837	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
ETANOL - GLICEROL	*	-23.2168	1.38759

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Concentración	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
0	16	38.9471	0.462837	X
30	16	103.491	0.462837	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	-64.5437	1.38759

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
40	16	42.5507	0.462837	X
80	16	99.8872	0.462837	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
40 - 80	*	-57.3364	1.38759

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Tiempo	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
10	16	56.9911	0.462837	X
50	16	85.4468	0.462837	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
10 - 50	*	-28.4557	1.38759

* indica una diferencia significativa

Anexo 12. ANOVA para polifenoles en piel de orujo

Análisis de Varianza para PTF - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
EFECTOS PRINCIPALES					
A:Solvente	2.40627	1	2.40627	10.70	0.0048
B:Concentración	97.005	1	97.005	431.55	0.0000
C:Temperatura	141.301	1	141.301	628.60	0.0000
D:Tiempo	30.7936	1	30.7936	136.99	0.0000
INTERACCIONES					
AB	2.40627	1	2.40627	10.70	0.0048
AC	35.2485	1	35.2485	156.81	0.0000
AD	0.31502	1	0.31502	1.40	0.0238
BC	3.9165	1	3.9165	17.42	0.0007
BD	0.0283815	1	0.0283815	0.13	0.0270
CD	7.11682	1	7.11682	31.66	0.0000
ABC	35.2485	1	35.2485	156.81	0.0000
ABD	0.31502	1	0.31502	1.40	0.2538
ACD	0.592688	1	0.592688	2.64	0.1240
BCD	6.10839	1	6.10839	27.17	0.0001
ABCD	0.592688	1	0.592688	2.64	0.1240
RESIDUOS	3.59656	16	0.224785		
TOTAL (CORREGIDO)	366.991	31			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de comparación Tukey (tipo de solvente, concentración, temperatura y tiempo)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Solvente	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
GLICEROL	16	7.92862	0.118529	X
ETANOL	16	8.47706	0.118529	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
ETANOL - GLICEROL	*	0.548437	0.35535

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Concentración	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
0	16	6.46175	0.118529	X
30	16	9.94394	0.118529	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	-3.48219	0.35535

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
40	16	6.1015	0.118529	X
80	16	10.3042	0.118529	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
40 - 80	*	-4.20269	0.35535

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Tiempo	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
10	16	7.22187	0.118529	X
50	16	9.18381	0.118529	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
10 - 50	*	-1.96194	0.35535

* indica una diferencia significativa.

Anexo 13. ANOVA para DPPH en piel de orujo

Análisis de Varianza para DPPH - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
EFECTOS PRINCIPALES					
A:Solvente	61.4386	1	61.4386	71.75	0.0000
B:Concentración	1327.93	1	1327.93	1550.81	0.0000
C:Temperatura	590.992	1	590.992	690.18	0.0000
D:Tiempo	143.821	1	143.821	167.96	0.0000
INTERACCIONES					
AB	42.0444	1	42.0444	49.10	0.0000
AC	24.1165	1	24.1165	28.16	0.0001
AD	5.29751	1	5.29751	6.19	0.0243
BC	76.0761	1	76.0761	88.84	0.0000
BD	0.787512	1	0.787512	0.92	0.0318
CD	0.93845	1	0.93845	1.10	0.0307
ABC	3.56445	1	3.56445	4.16	0.0582
ABD	1.14005	1	1.14005	1.33	0.2655
ACD	3.55111	1	3.55111	4.15	0.0586
BCD	2.45311	1	2.45311	2.86	0.1099
ABCD	1.20125	1	1.20125	1.40	0.2535
RESIDUOS	13.7005	16	0.856281		
TOTAL (CORREGIDO)	2299.05	31			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de comparación Tukey (tipo de solvente, concentración, temperatura y tiempo)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Solvente	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
GLICEROL	16	17.2781	0.231339	X
ETANOL	16	20.0494	0.231339	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
ETANOL - GLICEROL	*	2.77125	0.693555

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Concentración	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
30	16	12.2219	0.231339	X
0	16	25.1056	0.231339	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	12.8837	0.693555

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
80	16	14.3663	0.231339	X
40	16	22.9613	0.231339	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
40 - 80	*	8.595	0.693555

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Tiempo	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
50	16	16.5438	0.231339	X
10	16	20.7837	0.231339	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
10 - 50	*	4.24	0.693555

* indica una diferencia significativa.

Anexo 14. ANOVA para ORAC en piel de orujo

Análisis de Varianza para ORAC - Suma de Cuadrados Tipo III

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
EFECTOS PRINCIPALES					
A:Solvente	1423.03	1	1423.03	748.01	0.0000
B:Concentración	71085.0	1	71085.0	37365.36	0.0000
C:Temperatura	7149.39	1	7149.39	3758.03	0.0000
D:Tiempo	3313.43	1	3313.43	1741.68	0.0000
INTERACCIONES					
AB	334.279	1	334.279	175.71	0.0000
AC	84.5195	1	84.5195	44.43	0.0000
AD	10.5547	1	10.5547	5.55	0.0316
BC	967.01	1	967.01	508.30	0.0000
BD	1169.76	1	1169.76	614.87	0.0000
CD	928.396	1	928.396	488.00	0.0000
ABC	0.171991	1	0.171991	0.09	0.7675
ABD	0.0258781	1	0.0258781	0.01	0.9086
ACD	179.352	1	179.352	94.28	0.0000
BCD	235.239	1	235.239	123.65	0.0000
ABCD	208.009	1	208.009	109.34	0.0000
RESIDUOS	30.4389	16	1.90243		
TOTAL (CORREGIDO)	87118.6	31			

Todas las razones-F se basan en el cuadrado medio del error residual

Pruebas de comparación Tukey (tipo de solvente, concentración, temperatura y tiempo)

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Solvente	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
ETANOL	16	76.9431	0.344822	X
GLICEROL	16	90.2802	0.344822	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
ETANOL - GLICEROL	*	-13.3371	1.03378

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Concentración	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
0	16	36.4799	0.344822	X
30	16	130.743	0.344822	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
0 - 30	*	-94.2636	1.03378

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Temperatura	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
40	16	68.6645	0.344822	X
80	16	98.5589	0.344822	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
40 - 80	*	-29.8944	1.03378

* indica una diferencia significativa.

Método: 95.0 porcentaje Tukey HSD

Tiempo	*Casos*	*Media LS*	*Sigma LS*	*Grupos Homogéneos*
10	16	73.436	0.344822	X
50	16	93.7874	0.344822	X

Contraste	*Sig.*	*Diferencia*	*+/- Límites*
10 - 50	*	-20.3514	1.03378

* indica una diferencia significativa.

Anexo 15a. Análisis de residuos para el contenido de polifenoles en piel de orujo de uva

Resumen Estadístico para RESIDUOS

Recuento	32
Promedio	0
Mediana	0
Desviación Estándar	0.303953
Coeficiente de Variación	%
Mínimo	-0.884
Máximo	0.884
Rango	1.768
Sesgo Estandarizado	0
Curtosis Estandarizada	0.78544

Esta tabla muestra los estadísticos de resumen para RESIDUOS. Incluye medidas de tendencia central, medidas de variabilidad y medidas de forma. De particular interés aquí son el sesgo y la curtosis estandarizados, las cuales pueden utilizarse para determinar si la muestra proviene de una distribución normal. Valores de estos estadísticos fuera del rango de -2 a +2 indican desviaciones significativas de la normalidad, lo que tendería a invalidar cualquier prueba estadística con referencia a la desviación estándar. En este caso, el valor del sesgo estandarizado se encuentra dentro del rango esperado para datos provenientes una distribución normal. El valor de curtosis estandarizada se encuentra dentro del rango esperado para datos provenientes de una distribución normal.

Anexo 15b. Análisis de residuos para el contenido de polifenoles para semilla de orujo de uva

Resumen Estadístico para RESIDUOS

Recuento	32
Promedio	0
Mediana	0
Desviación Estándar	0.257599
Coeficiente de Variación	%
Mínimo	-0.513
Máximo	0.513
Rango	1.026
Sesgo Estandarizado	0
Curtosis Estandarizada	0.054043

Esta tabla muestra los estadísticos de resumen para RESIDUOS. Incluye medidas de tendencia central, medidas de variabilidad y medidas de forma. De particular interés aquí son el sesgo estandarizado y la curtosis estandarizada, las cuales pueden utilizarse para determinar si la muestra proviene de una distribución normal. Valores de estos estadísticos fuera del rango de -2 a +2 indican desviaciones significativas de la normalidad, lo que tendería a invalidar cualquier prueba estadística con referencia a la desviación estándar. En este caso, el valor del sesgo estandarizado se encuentra dentro del rango esperado para datos provenientes una distribución normal. El valor de curtosis estandarizada se encuentra dentro del rango esperado para datos provenientes de una distribución normal.

Anexo 16a. Análisis de residuos para la capacidad antioxidante ORAC para piel de orujo de uva

Resumen Estadístico para RESIDUOS

Recuento	32
Promedio	0
Mediana	0
Desviación Estándar	2.61859
Coeficiente de Variación	%
Mínimo	-1.651
Máximo	1.651
Rango	1.302
Sesgo Estandarizado	0
Curtosis Estandarizada	1.02529

Esta tabla muestra los estadísticos de resumen para RESIDUOS. Incluye medidas de tendencia central, medidas de variabilidad y medidas de forma. De particular interés aquí son el sesgo estandarizado y la curtosis estandarizada, las cuales pueden utilizarse para determinar si la muestra proviene de una distribución normal. Valores de estos estadísticos fuera del rango de -2 a +2 indican desviaciones significativas de la normalidad, lo que tendería a invalidar cualquier prueba estadística con referencia a la desviación estándar. En este caso, el valor del sesgo estandarizado se encuentra dentro del rango esperado para datos provenientes una distribución normal. El valor de curtosis estandarizada se encuentra dentro del rango esperado para datos provenientes de una distribución normal.

Anexo 16b. Análisis de residuos para la capacidad antioxidante ORAC para semilla de orujo de uva

Resumen Estadístico para RESIDUOS

Recuento	32
Promedio	0
Mediana	0
Desviación Estándar	1.05011
Coeficiente de Variación	%
Mínimo	-1.869
Máximo	1.869
Rango	1.738
Sesgo Estandarizado	0
Curtosis Estandarizada	0.1981

Esta tabla muestra los estadísticos de resumen para RESIDUOS. Incluye medidas de tendencia central, medidas de variabilidad y medidas de forma. De particular interés aquí son el sesgo estandarizado y la curtosis estandarizada, las cuales pueden utilizarse para determinar si la muestra proviene de una distribución normal. Valores de estos estadísticos fuera del rango de -2 a +2 indican desviaciones significativas de la normalidad, lo que tendería a invalidar cualquier prueba estadística con referencia a la desviación estándar. En este caso, el valor del sesgo estandarizado se encuentra dentro del rango esperado para datos provenientes una distribución normal. El valor de curtosis estandarizada se encuentra dentro del rango esperado para datos provenientes de una distribución normal.

Anexo 17a. Análisis de residuos para la capacidad antioxidante DPPH para semilla de orujo de uva

Resumen Estadístico para RESIDUOS

Recuento	32
Promedio	0
Mediana	0
Desviación Estándar	0.990595
Coeficiente de Variación	%
Mínimo	-2.142
Máximo	2.142
Rango	4.284
Sesgo Estandarizado	0
Curtosis Estandarizada	0.540013

Esta tabla muestra los estadísticos de resumen para RESIDUOS. Incluye medidas de tendencia central, medidas de variabilidad y medidas de forma. De particular interés aquí son el sesgo estandarizado y la curtosis estandarizada, las cuales pueden utilizarse para determinar si la muestra proviene de una distribución normal. Valores de estos estadísticos fuera del rango de -2 a +2 indican desviaciones significativas de la normalidad, lo que tendería a invalidar cualquier prueba estadística con referencia a la desviación estándar. En este caso, el valor del sesgo estandarizado se encuentra dentro del rango esperado para datos provenientes una distribución normal. El valor de curtosis estandarizada se encuentra dentro del rango esperado para datos provenientes de una distribución normal.

Anexo 17b. Análisis de residuos para la capacidad antioxidante DPPH para piel de orujo de uva

Resumen Estadístico para RESIDUOS

Recuento	32
Promedio	0
Mediana	0
Desviación Estándar	0.84655
Coeficiente de Variación	%
Mínimo	-1.232
Máximo	1.232
Rango	4.284
Sesgo Estandarizado	0
Curtosis Estandarizada	1.02572

Esta tabla muestra los estadísticos de resumen para RESIDUOS. Incluye medidas de tendencia central, medidas de variabilidad y medidas de forma. De particular interés aquí son el sesgo estandarizado y la curtosis estandarizada, las cuales pueden utilizarse para determinar si la muestra proviene de una distribución normal. Valores de estos estadísticos fuera del rango de -2 a +2 indican desviaciones significativas de la normalidad, lo que tendería a invalidar cualquier prueba estadística con referencia a la desviación estándar. En este caso, el valor del sesgo estandarizado se encuentra dentro del rango esperado para datos provenientes una distribución normal. El valor de curtosis estandarizada se encuentra dentro del rango esperado para datos provenientes de una distribución normal.

PANEL DE FOTOGRAFIAS

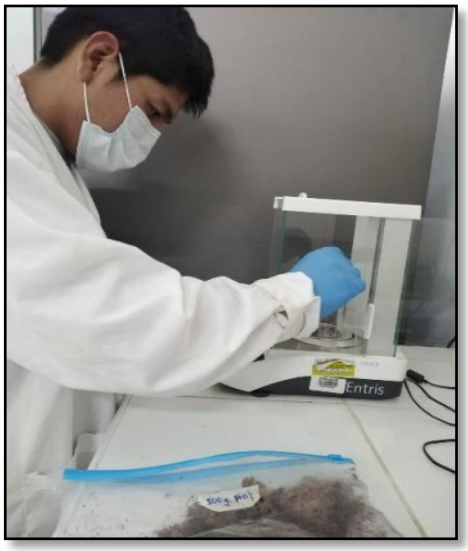


Fig. Nº 01: Pesado de Muestra (Piel)

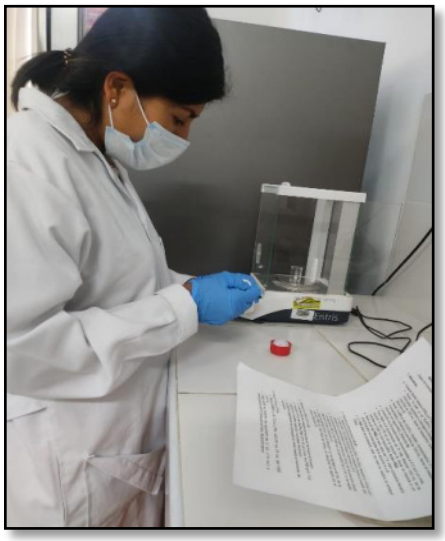


Fig. Nº 02: Pesado de Muestra (Semilla)



Fig. Nº 03: Uso de Reactivos



Fig. Nº 04: Adición de Solvente a la muestra para extracción



Fig. Nº 05: Extracción con Ultrasonido



Fig. Nº 06: Extracción de Piel y Semilla por Ultrasonido

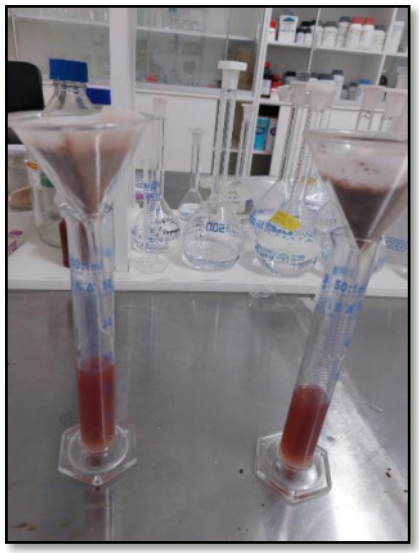


Fig. Nº 07: Filtrado de Muestras



Fig. Nº 08: Filtrado de Muestra de semilla, después del centrifugado



Fig. Nº 09: Preparación de Stock de Fluoresceina

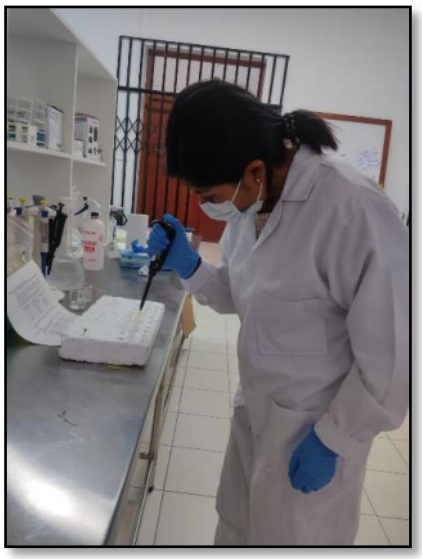


Fig. Nº 10: Preparación de Curva estándar Trolox



Fig. Nº 11: Preparación de placa para Prueba ORAC

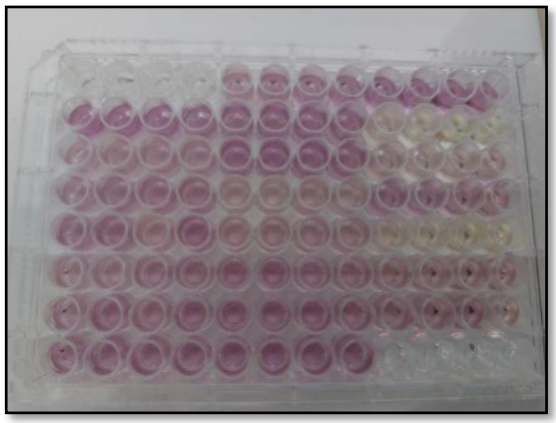


Fig. Nº 12: Preparación de muestra para Análisis DPPH

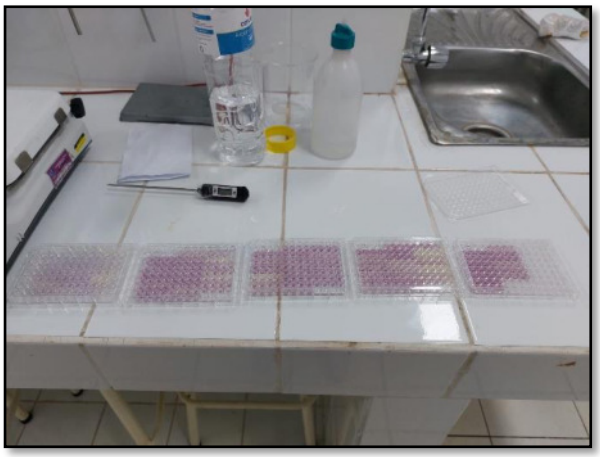


Fig. Nº 13: Muestra para Análisis DPPH



Fig. Nº 14: Uso de Equipo Lector de Microplacas para ORAC



Fig. Nº 15: Placa insertada en el Lector de Microplacas ORAC

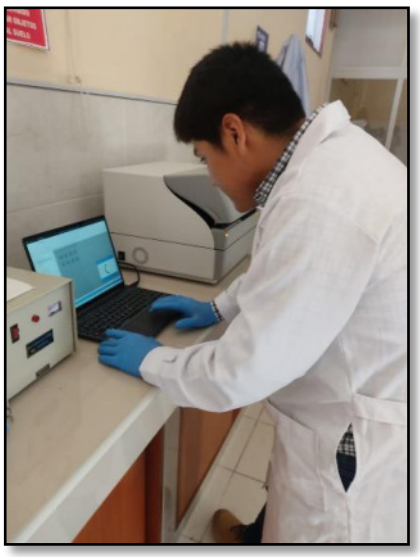


Fig. Nº 16: Configuración del Lector de Microplacas

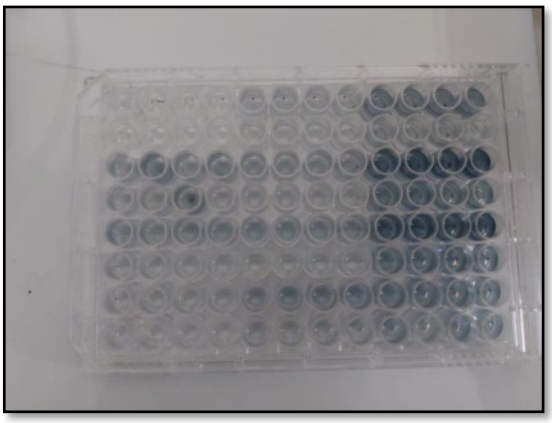


Fig. Nº 17: Placa preparada para análisis de Polifenoles Totales

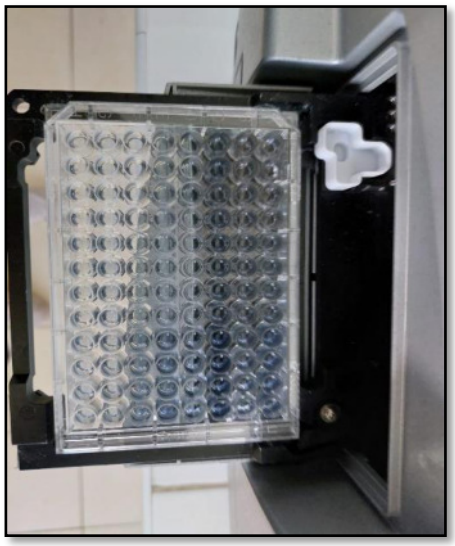


Fig. Nº 18: Placa Insertada en el Lector de Microplacas para Análisis de Polifenoles Totales

"UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA"

VICERRECTORADO DE INVESTIGACIÓN

FORMATO DE AUTORIZACIÓN DE PUBLICACIÓN EN EL REPOSITORIO INSTITUCIONAL UNAM

Formulario de autorización para la publicación electrónica en la página web del Repositorio Institucional de la Universidad Nacional de Moquegua, de conformidad con la Ley N° 30035 Ley que regula el Repositorio Nacional Digital de Ciencia, Tecnología e Innovación de Acceso Abierto y Resolución de Comisión Organizadora N° 041-2022-UNAM que aprueba el Reglamento que regula el Repositorio Institucional Digital de la UNAM.

1. DATOS DEL AUTOR

Nombres y Apellidos	: Eduardo Antonio Huarcaya Alvarez
DNI/Carnet de Extranjería/Pasaporte N°	: 47532059
Correo electrónico	: ehuarcaya.1991@gmail.com
Teléfono/Celular	: 930723067

2. GRADO, TITULO O ESPECIALIZACIÓN (Marque con una X)

Bachiller	Título Profesional	Magister	Doctor	Segunda Especialidad
	X			

3. TIPO DE PUBLICACIÓN (Marque con una X)

a) Articulo ( )
b) Tesis de pregrado (X)
c) Tesis de Maestría ( )
d) Tesis de Doctorado ( )
e) Monografía ( )
f) Reporte de caso científico o hallazgos ( )
g) Libro ( )
h) Parte de un libro ( )
i) Revisión ( )
j) Conferencia ( )
k) Presentación ( )
l) Artículo preliminar ( )
m) Articulo antes de ser publicado ( )
n) Artículo de prensa ( )
o) Documentos internos ( )
p) Imagen ( )
q) Documentos técnicos ( )
r) Ponencias presentadas en eventos científicos (Jornada, Congreso, Simposio Conferencias, etc.) ( )
s) Informes de suficiencia profesional ( )
t) Patentes producidas por académicos/as ( )

4. TIPO DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN (Marque con una X)

a) Tesis (X)
b) Trabajo de Investigación ( )
c) Trabajo de suficiencia profesional ( )
d) Trabajo académico ( )

5. DATOS DE LA PUBLICACION

a) Título: EXTRACCIÓN ASISTIDA POR ULTRASONIDO DE COMPUESTOS BIOACTIVOS DEL ORUJO DE UVA UTILIZANDO SOLVENTES ORGÁNICOS
b) Campo del conocimiento OCDE (Indicar el código de clasificación OCDE de la obra : https://catalogos.concytec.gob.pe/vocabulario/ocde_ford.html) : 2.11.02
c) Fecha de publicación: .....

6. DATOS DEL ASESOR:

a) Nombres y Apellidos : Mgr. Erick Edwin Allcca Alca
b) DNI/Pasaporte/Cédula : 41057252
c) ORCID : 0000-0002-6116-7651

FIRMA : .....

DOCUMENTO DE IDENTIDAD : 47532059
NOMBRES Y APELLIDOS : EDUARDO ANTONIO HUARCAYA ALVAREZ

LICENCIAS

Licencia Estándar

Bajo los siguientes términos, autorizo el depósito de mi trabajo de investigación en el Repositorio Institucional Digital de la UNAM.

Con la autorización de depósito da mi trabajo de investigación, otorgo a la Universidad Nacional de Moquegua, una Licencia No Exclusiva para reproducir. distribuir, comunicar al público, transformar (únicamente mediante su traducción a otros idiomas) y poner a disposición del público mi trabajo de investigación (incluido el resumen), en formato físico o digital, en cualquier medio, conocido o por conocerse, a través de los diversos servicios provistos por la Universidad, creados o por crearse, tales como el Repositorio Institucional Digital de la UNAM, Colección de Tesis, entre otros, en el Perú y en el extranjero, por el tiempo y veces que considere necesarias, y libre de remuneraciones.

En virtud de dicha Licencia, la UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA, podrá reproducir mi trabajo de investigación en cualquier tipo de soporte y en más de un ejemplar, sin modificar su contenido, solo con los propósitos de seguridad, respaldo y preservación.

Declaro que el trabajo de investigación es una creación de mi autoría y exclusiva titularidad, o coautoría con titularidad compartida, y me encuentro facultado a conceder la presente licencia y, asimismo, garantizo que dicho trabajo de investigación no infringe derechos de autor de terceras personas.

La UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA consignara el nombre del/los autor/es del trabajo de investigación, y no le hará ninguna modificación más de la permitida en la presente licencia.

Autorizo el depósito (marque con una X).

(X) **SI autorizo que se deposite inmediatamente.**

FIRMA : .....

DOCUMENTO DE IDENTIDAD : 47532059

NOMBRES Y APELLIDOS : EDUARDO ANTONIO HUARCAYA ALVAREZ

FECHA : MOQUEGUA, 07 DE JULIO DEL 2023



DECLARACIÓN JURADA DE ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN / TESIS / TRABAJO DE SUFICIENCIA PROFESIONAL

Yo, EDUARDO AUTONIO HUARCAYA ALVAREZ,
bachiller de la Escuela Profesional de: INGENIERIA AGROINDUSTRIAL,
de la Universidad Nacional de Moquegua, identificado(a) con DNI N°. 47532059., autor(a) del Trabajo de Investigación / Tesis / Trabajo de suficiencia profesional, denominado:

EXTRACCIÓN ASISTIDA POR ULTRASONIDO DE COMPUESTOS BIOACTIVOS DEL ORUJO DE UVA UTILIZANDO SOLVENTES ORGÁNICOS

Declaro bajo juramento que:

1. El trabajo de investigación es auténtico, siendo resultado de mi trabajo personal, que no se ha copiado, que no se ha utilizado ideas, formulaciones, citas integrales e ilustraciones diversas, sacadas de cualquier tesis, obra, artículo, memoria, etc., (en versión digital o impresa), sin mencionar de forma clara y exacta su origen o autor, tanto en el cuerpo del texto, figuras, cuadros, tablas u otros que tengan derechos de autor. Por tanto, el trabajo de investigación no ha sido plagiado total ni parcialmente.
2. El trabajo de investigación no ha sido autoplagiada, es decir, no ha sido publicada ni presentada anteriormente para obtener algún grado académico previo o título profesional.
3. Los datos presentados en los resultados son reales, no han sido falseados, ni duplicados, ni copiados y por tanto los resultados que se presentan en el trabajo de investigación constituirán aporte a la realidad investigada.

Soy consciente de que, el hecho de no respetar los derechos de autor y hacer plagio, es objeto de sanciones universitarias y/o legales, por lo que asumo cualquier responsabilidad que pudiera derivarse de irregularidades en el trabajo de investigación, así como de los derechos sobre la obra presentada.

Moquegua, 07 JULIO DEL 2023



Huella digital

Nombres y Apellidos: EDUARDO AUTONIO HUARCAYA ALVAREZ
DNI: 47532059

FORMATO DE AUTORIZACIÓN DE PUBLICACIÓN EN EL REPOSITORIO INSTITUCIONAL UNAM

Formulario de autorización para la publicación electrónica en la página web del Repositorio Institucional de la Universidad Nacional de Moquegua, de conformidad con la Ley N° 30035 Ley que regula el Repositorio Nacional Digital de Ciencia, Tecnología e Innovación de Acceso Abierto y Resolución de Comisión Organizadora N° 041-2022-UNAM que aprueba el Reglamento que regula el Repositorio Institucional Digital de la UNAM.

1. DATOS DEL AUTOR

Nombres y Apellidos	: Fiorella Lizeth Quispe Gomez
DNI/Carnet de Extranjería/Pasaporte N°	: 44497422
Correo electrónico	: fiorelize_2017@hotmail.com
Teléfono/Celular	: 953708297

2. GRADO, TITULO O ESPECIALIZACIÓN (Marque con una X)

Bachiller	Título Profesional	Magister	Doctor	Segunda Especialidad
	X			

3. TIPO DE PUBLICACIÓN (Marque con una X)

a) Articulo ( )
b) Tesis de pregrado (X)
c) Tesis de Maestría ( )
d) Tesis de Doctorado ( )
e) Monografía ( )
f) Reporte de caso científico o hallazgos ( )
g) Libro ( )
h) Parte de un libro ( )
i) Revisión ( )
j) Conferencia ( )
k) Presentación ( )
l) Artículo preliminar ( )
m) Articulo antes de ser publicado ( )
n) Artículo de prensa ( )
o) Documentos internos ( )
p) Imagen ( )
q) Documentos técnicos ( )
r) Ponencias presentadas en eventos científicos (Jornada, Congreso, Simposio Conferencias, etc.) ( )
s) Informes de suficiencia profesional ( )
t) Patentes producidas por académicos/as ( )

4. TIPO DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN (Marque con una X)

a) Tesis (X)
b) Trabajo de Investigación ( )
c) Trabajo de suficiencia profesional ( )
d) Trabajo académico ( )

5. DATOS DE LA PUBLICACION

a) Título: EXTRACCIÓN ASISTIDA POR ULTRASONIDO DE COMPUESTOS BIOACTIVOS DEL ORUJO DE UVA UTILIZANDO SOLVENTES ORGÁNICOS
b) Campo del conocimiento OCDE (Indicar el código de clasificación OCDE de la obra : https://catalogos.concytec.gob.pe/vocabulario/ocde_ford.html) : 2.11.02
c) Fecha de publicación: .....

6. DATOS DEL ASESOR:

a) Nombres y Apellidos : Mgr. Erick Edwin Allcca Alca
b) DNI/Pasaporte/Cédula : 41057252
c) ORCID : 0000-0002-6116-7651

FIRMA : .....

DOCUMENTO DE IDENTIDAD : 44497422
NOMBRES Y APELLIDOS : FIORELLA LIZETH QUISPE GOMEZ

LICENCIAS

Licencia Estándar

Bajo los siguientes términos, autorizo el depósito de mi trabajo de investigación en el Repositorio Institucional Digital de la UNAM.

Con la autorización de depósito da mi trabajo de investigación, otorgo a la Universidad Nacional de Moquegua, una Licencia No Exclusiva para reproducir. distribuir, comunicar al público, transformar (únicamente mediante su traducción a otros idiomas) y poner a disposición del público mi trabajo de investigación (incluido el resumen), en formato físico o digital, en cualquier medio, conocido o por conocerse, a través de los diversos servicios provistos por la Universidad, creados o por crearse, tales como el Repositorio Institucional Digital de la UNAM, Colección de Tesis, entre otros, en el Perú y en el extranjero, por el tiempo y veces que considere necesarias, y libre de remuneraciones.

En virtud de dicha Licencia, la UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA, podrá reproducir mi trabajo de investigación en cualquier tipo de soporte y en más de un ejemplar, sin modificar su contenido, solo con los propósitos de seguridad, respaldo y preservación.

Declaro que el trabajo de investigación es una creación de mi autoría y exclusiva titularidad, o coautoría con titularidad compartida, y me encuentro facultado a conceder la presente licencia y, asimismo, garantizo que dicho trabajo de investigación no infringe derechos de autor de terceras personas.

La UNIVERSIDAD NACIONAL DE MOQUEGUA consignara el nombre del/los autor/es del trabajo de investigación, y no le hará ninguna modificación más de la permitida en la presente licencia.

Autorizo el depósito (marque con una X).

(X) **SI autorizo que se deposite inmediatamente.**

FIRMA : .....



DOCUMENTO DE IDENTIDAD : 44497422
NOMBRES Y APELLIDOS : FIORELLA LIZETH QUISPE GOMEZ
FECHA : MOQUEGUA, 07 DE JULIO DEL 2023

DECLARACIÓN JURADA DE ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN / TESIS / TRABAJO DE SUFICIENCIA PROFESIONAL

Yo, Fiorella Lizeth Quispe Gomez,
bachiller de la Escuela Profesional de: Ingeniería Agroindustrial,
de la Universidad Nacional de Moquegua, identificado(a) con DNI Nº. 44497422, autor(a) del Trabajo de Investigación / Tesis / Trabajo de suficiencia profesional, denominado:

Extracción Asistida Por Ultrasonido De Compuestos Bioactivos Del Orujo De Uva Utilizando Solventes Orgánicos

Declaro bajo juramento que:

1. El trabajo de investigación es auténtico, siendo resultado de mi trabajo personal, que no se ha copiado, que no se ha utilizado ideas, formulaciones, citas integrales e ilustraciones diversas, sacadas de cualquier tesis, obra, artículo, memoria, etc., (en versión digital o impresa), sin mencionar de forma clara y exacta su origen o autor, tanto en el cuerpo del texto, figuras, cuadros, tablas u otros que tengan derechos de autor. Por tanto, el trabajo de investigación no ha sido plagiado total ni parcialmente.
2. El trabajo de investigación no ha sido autoplagiada, es decir, no ha sido publicada ni presentada anteriormente para obtener algún grado académico previo o título profesional.
3. Los datos presentados en los resultados son reales, no han sido falseados, ni duplicados, ni copiados y por tanto los resultados que se presentan en el trabajo de investigación constituirán aporte a la realidad investigada.

Soy consciente de que, el hecho de no respetar los derechos de autor y hacer plagio, es objeto de sanciones universitarias y/o legales, por lo que asumo cualquier responsabilidad que pudiera derivarse de irregularidades en el trabajo de investigación, así como de los derechos sobre la obra presentada.

Moquegua, 07 de Julio del 2023



Huella digital

Nombres y Apellidos: Fiorella Lizeth Quispe Gomez
DNI: 44497422

Document Information

Analyzed document	Tesis Eduardo & Fiorella_NH.docx (D171445212)
Submitted	6/28/2023 2:24:00 PM
Submitted by	
Submitter email	nhuamanc@unam.edu.pe
Similarity	12%
Analysis address	nhuamanc.unampe@analysis.urkund.com

Sources included in the report

SA **Universidad Nacional de Moquegua / PROYECTO EAU-PR FINAL.docx** — 24
Document PROYECTO EAU-PR FINAL.docx (D81660529)
Submitted by: upii@unam.edu.pe
Receiver: upii.unampe@analysis.urkund.com

SA **Universidad Nacional de Moquegua / ARCHIVO WORD - PROYECTO DE INVESTIGACION.docx** — 4
Document ARCHIVO WORD - PROYECTO DE INVESTIGACION.docx (D86344785)
Submitted by: ogi@unam.edu.pe
Receiver: ogi.unampe@analysis.urkund.com

SA **Universidad Nacional de Moquegua / PROYECTO CORREGIDO DAYANA JUDITH RAMOS ALLCCA EPIA.pdf** — 1
Document PROYECTO CORREGIDO DAYANA JUDITH RAMOS ALLCCA EPIA.pdf (D119887584)
Submitted by: ollallac@unam.edu.pe
Receiver: ollallac.unampe@analysis.urkund.com

SA **Universidad Nacional de Moquegua / Proyecto observaciones mamani lopez.docx** — 1
Document Proyecto observaciones mamani lopez.docx (D111855724)
Submitted by: hsotog@unam.edu.pe
Receiver: hsotog.unampe@analysis.urkund.com

SA **ANTICONA_BARRETO_GM12246_20220301_3104_c062.pdf** — 1
Document ANTICONA_BARRETO_GM12246_20220301_3104_c062.pdf (D129148832)

SA **Universidad Nacional de Moquegua / Proyecto Especial UNAM_Nils Huaman Castilla .docx** — 5
Document Proyecto Especial UNAM_Nils Huaman Castilla .docx (D89537853)
Submitted by: upii@unam.edu.pe
Receiver: upii.unampe@analysis.urkund.com

SA **Universidad Nacional de Moquegua / TESIS PARA EMPASTAR 26 - 05 - 2023_Analisis.docx** — 1
Document TESIS PARA EMPASTAR 26 - 05 - 2023_Analisis.docx (D171261167)
Submitted by: nhuamanc@unam.edu.pe
Receiver: nhuamanc.unampe@analysis.urkund.com