



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO
FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA QUÍMICA



**ENCAPSULACIÓN POR EL MÉTODO DE SECADO POR
ATOMIZACIÓN DE POLIFENOLES DE LOS EXTRACTOS DE
QUEÑUA (*Polylepis incarum*)**

TESIS

PRESENTADA POR:

DANNY HELMER MAMANI RAMOS

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO QUÍMICO

PUNO - PERÚ

2024



DANNY HELMER MAMANI RAMOS

ENCAPSULACIÓN POR EL MÉTODO DE SECADO POR ATOMIZACIÓN DE POLIFENOLES DE LOS EXTRACTOS DE QU...

Universidad Nacional del Altiplano

Detalles del documento

Identificador de la entrega
trn:oid::8254:412273162

Fecha de entrega
3 dic 2024, 2:39 p.m. GMT-5

Fecha de descarga
3 dic 2024, 2:43 p.m. GMT-5

Nombre de archivo
tesis sin reporte de similitud (1).docx

Tamaño de archivo
8.2 MB

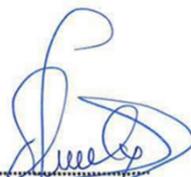
171 Páginas

32,130 Palabras

178,937 Caracteres


Dra. Edith Tello Palma
DNI: 23871950
DOCENTE PRINCIPAL FIQ.
UNA - PUNO




D. Sr. German Quille Calzaya
DIRECTOR DE LA UNIDAD DE INVESTIGACIÓN
FIQ UNA - PUNO





8% Similitud general

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

Filtrado desde el informe

- Bibliografía
- Texto citado
- Texto mencionado
- Coincidencias menores (menos de 12 palabras)

Fuentes principales

- 7% Fuentes de Internet
- 1% Publicaciones
- 4% Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Marcas de integridad

N.º de alertas de integridad para revisión

- Caracteres reemplazados**
67 caracteres sospechosos en N.º de páginas
Las letras son intercambiadas por caracteres similares de otro alfabeto.
- Texto oculto**
29 caracteres sospechosos en N.º de páginas
El texto es alterado para mezclarse con el fondo blanco del documento.

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

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

Dra. Edith Tello Palma
DNI: 23871950
DOCENTE PRINCIPAL FIQ.
UNA - PUNO



D. Sc. Germán Quilke Calizaya
DIRECTOR DE LA UNIDAD DE INVESTIGACIÓN
FIQ UNA - PUNO





DEDICATORIA

A Dios, por darme fortaleza ante los obstáculos de la vida,
por darme salud y bendición en alcanzar mis sueños y metas.

A mis padres, por su inquebrantable amor y sacrificio han sido mi mayor inspiración. Su constante apoyo y aliento han sido la fuerza que me ha impulsado a superar los desafíos y perseverar en este camino académico. A mi hermana y hermano, compañeros de aventuras y confidentes, quienes han compartido conmigo tantos los momentos de alegría como los de dificultad.

Dedico este trabajo a todas aquellas personas que, como yo, han enfrentado obstáculos y desafíos en su camino hacia el logro de sus sueños. A aquellos que han encontrado la fuerza para levantarse una y otra vez a pesar de las adversidades.

Danny Helmer



AGRADECIMIENTOS

Deseo expresar mi gran agradecimiento, a la Universidad Nacional del Altiplano, mi alma mater, quien me acogió e hizo de mi un buen profesional y en especial a la facultad de ingeniería química por su compromiso con la formación académica.

A mi asesora la Dra. Edith Tello Palma, por brindarme sus sólidos conocimientos y apoyo en cada etapa del desarrollo de mi tesis, por la confianza ofrecida desde que comencé este proyecto.

A todos los catedráticos de la Facultad de Ingeniería Química por haberme impartido sus valiosas enseñanzas y compartido sus experiencias durante mi formación profesional en especial al Doc. German Quille Calizaya y la MSc. Luz Marina Teves Ponce por su apoyo durante la estancia realizada en el laboratorio de control de calidad y laboratorio de operaciones y procesos unitarios de la Facultad de Ingeniería Química.

A mis padres, hermana y hermano por haberme brindado su apoyo moral y económico me han incentivado a seguir adelante, a lo largo de toda mi formación profesional.

Agradecimientos sinceros a mis amigos y amigas en especial a Edison, Diana Sofia, Esnider, Henry, Alexandra y Vladimir, que desde sus diferentes realidades contribuyeron tanto a mi formación y desarrollo personal y profesional.

Danny Helmer



ÍNDICE GENERAL

	Pág.
DEDICATORIA	
AGRADECIMIENTOS	
ÍNDICE DE GENERAL	
ÍNDICE DE TABLAS	
ÍNDICE DE FIGURAS	
ÍNDICE DE ANEXOS	
RESUMEN	19
ABSTRACT.....	20
CAPÍTULO I	
INTRODUCCIÓN	
1.1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA GENERAL.....	24
1.1.1 Problema general.....	24
1.1.2 Problemas específicos	24
1.2. HIPÓTESIS	25
1.2.1 Hipótesis general	25
1.2.2 Hipótesis específicas	25
1.3. OBJETIVOS.....	26
1.3.1 Objetivo general	26
1.3.2 Objetivos específicos.....	26
1.4. JUSTIFICACIÓN	27
1.4.1 Justificación ambiental	27
1.4.2 Justificación social	27
1.4.3 Justificación económica	28



1.4.4 Justificación científica y/o tecnológica 28

CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. ANTECEDENTES	30
2.2. MARCO TEÓRICO	37
2.2.1 Queñua (<i>Polylepis</i>).....	37
2.2.1.1. <i>Polylepis incarum</i>	41
2.2.1.1.1.Taxonomía.....	42
2.2.1.1.2.Características morfológicas	42
2.2.1.2. Usos y beneficios	43
2.2.2 Polifenoles.....	45
2.2.3 Clasificación de compuestos polifenólicos	46
2.2.3.1. Ácidos fenólicos.....	47
2.2.3.1.1.Ácido hidroxibenzóico	47
2.2.3.1.2.Ácido hidroxicinámico	48
2.2.3.2. Estilbenos	49
2.2.3.3. Lignanós.....	50
2.2.3.4. Flavonoides	51
2.2.3.4.1.Flavonas	52
2.2.3.4.2.Flavanonas.....	53
2.2.3.4.3.Isoflavonas	53
2.2.3.4.4.Flavonoles	53
2.2.3.4.5.Antocianidinas.....	54
2.2.3.4.6.Flavanoles.....	55
2.2.4 Beneficios de los polifenoles.....	55



2.2.5	Métodos de extracción de compuestos polifenólicos	58
2.2.5.1.	Métodos convencionales	58
2.2.5.1.1.	Método de extracción por maceración	59
2.2.5.1.2.	Método de extracción por decocción	59
2.2.5.1.3.	Método de extracción por percolación	59
2.2.5.1.4.	Método de extracción por digestión	60
2.2.5.1.5.	Método de extracción por soxhlet	60
2.2.5.2.	Métodos no convencionales	61
2.2.5.2.1.	Extracción asistida por microondas (MAE)	61
2.2.5.2.2.	Extracción asistida por ultrasonido (EAU)	62
2.2.5.2.3.	Extracción de líquidos presurizados (PLE)	63
2.2.5.2.4.	Extracción de CO ₂ supercrítico (SC-CO ₂)	63
2.2.5.2.5.	Extracción asistida por enzimas (EAE)	64
2.2.6	Encapsulación	64
2.2.7	Técnicas de encapsulación	67
2.2.7.1.	Secado por atomización	67
2.2.7.2.	Coacervación	69
2.2.7.3.	Liofilización	70
2.2.7.4.	Gelificación Iónica	71
2.2.7.5.	Extrusión	73
2.2.8	Materiales de recubrimiento	73
2.2.8.1.	Carbohidratos	75
2.2.8.2.	Proteínas	76
2.2.8.3.	Lípidos	76
2.2.8.4.	Gomas	77



2.2.9 Encapsulación de polifenoles	78
2.2.10 Técnica estadística.....	81

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. TIPO DE INVESTIGACIÓN	85
3.2. LUGAR DE EJECUCIÓN.....	85
3.3. MATERIALES Y EQUIPOS.....	86
3.3.1 Materia prima	86
3.3.2 Equipos de laboratorio	86
3.3.3 Materiales de laboratorio.....	87
3.3.4 Reactivos e insumos	87
3.4. METODOLOGÍA EXPERIMENTAL	88
3.4.1 Análisis por cromatografía líquida de los compuestos polifenólicos de la corteza de Queñua (<i>Polylepis incarum</i>)	88
3.4.2 Obtención de materia prima	90
3.4.3 Extracción de polifenoles de la corteza de la Queñua (<i>Polylepis incarum</i>)	90
3.4.3.1. Obtención de del extracto hidroetanolicas de la corteza.....	90
3.4.3.2. Preparación de disoluciones patrón de ácido gálico	92
3.4.3.3. Determinación de polifenoles totales por el método Folin Ciocalteu	93
3.4.4 Encapsulamiento de polifenoles de la corteza de la Queñua (<i>Polylepis incarum</i>) por el método de secado por atomización	97
3.4.4.1. Preparación de la solución a encapsular por el método de secado por atomización.....	97



3.4.4.2. Encapsulación de polifenoles de la Queñua (*Polylepis incarum*)
por el método de Secado por atomización 99

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

**4.1. CARACTERIZACIÓN POR CROMATOGRAFÍA LIQUIDA (HPLC) DE
COMPUESTOS POLIFENÓLICOS DE LA CORTEZA DE QUEÑUA (*Polylepis
incarum*) 103**

**4.2. DETERMINACIÓN DE LOS PARÁMETROS PARA LA EXTRACCIÓN
DE POLIFENOLES DE QUEÑUA (*Polylepis incarum*) 107**

 4.2.1 Análisis estadístico..... 114

**5.1. DETERMINACIÓN DE LOS PARÁMETROS PARA LA
ENCAPSULACIÓN POR SECADO POR ATOMIZACIÓN DE POLIFENOLES
DE LA CORTEZA DE QUEÑUA (*Polylepis Incarum*)..... 131**

**5.2. DETERMINACIÓN DE EFICIENCIA DE ENCAPSULACIÓN DE
POLIFENOLES DE LOS EXTRACTOS DE QUEÑUA (*Polylepis incarum*) POR
EL MÉTODO DE SECADO POR ATOMIZACIÓN. 138**

 5.2.1 Balance de materia para la encapsulación por secado por atomización 139

V. CONCLUSIONES..... 145

VI. RECOMENDACIONES 147

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS..... 148

ANEXOS..... 157



ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1 Riqueza de especies del género Queñua, en los departamentos del Perú	39
Tabla 2 Lista de las especies de Queñua (<i>Polylepis</i>) reportadas para el Perú, con rangos altitudinales, distribución departamental.	40
Tabla 3 Tipo de materiales encapsulantes usados en la industria.....	74
Tabla 4 Algunas Técnicas y materiales de pared que se han utilizados en la microencapsulación de polifenoles.	79
Tabla 5 Preparación de la curva patrón de ácido gálico a partir de una disolución concentrada de 240 mg/L.....	92
Tabla 6 Resultados de la determinación de polifenoles de la corteza de Queñua (<i>Polylepis incarum</i>).....	103
Tabla 7 Resultados de los compuestos polifenólicos de la corteza de la Queñua (<i>Polylepis incarum</i>) por cromatografía líquida de alta eficiencia.....	106
Tabla 8 Factores y niveles que se tomaron en cuenta para la extracción de polifenoles de la Queñua (<i>Polylepis incarum</i>).....	107
Tabla 9 Datos de absorbancias de cada tratamiento con sus réplicas de la extracción de polifenoles de la Queñua (<i>Polylepis incarum</i>).....	108
Tabla 10 Datos de absorbancias para los patrones de ácido gálico para la determinación de polifenoles	109
Tabla 11 Resultados de las cantidades de polifenoles obtenidos a partir de los extractos de la corteza de la Queñua (<i>Polylepis incarum</i>)	112
Tabla 12 Análisis de varianza factorial para el contenido de polifenoles totales.	115
Tabla 13 Parámetros óptimos para el máximo rendimiento de extracción de polifenoles de la corteza de Queñua (<i>Polylepis incarum</i>)	130



Tabla 14 Factores y niveles que se tomaron en cuenta para la encapsulación por secado por atomización para los polifenoles	131
Tabla 15 Resultados obtenidos de los tratamientos de encapsulación de polifenoles .	132
Tabla 16 Análisis de varianza factorial para el contenido de polifenoles en la encapsulación por atomización	133
Tabla 17 Valores obtenidos de la eficiencia de encapsulación de los polifenoles de la Queñua (<i>Polylepis incarum</i>)	143



ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1 Estructura química del ácido benzoico.....	48
Figura 2 Estructura química del ácido cinámico	48
Figura 3 Estructura química del a) Resveratrol y b) Piceido.....	49
Figura 4 Estructura química de los lignanos.....	50
Figura 5 Estructura química de las diferentes clases de flavonoides.....	52
Figura 6 Esquema de los diferentes sistemas de encapsulación a) reservorio, b) matriz inclusiva, c) sistema mixto, d) aglomerados.....	65
Figura 7 Equipo de secado por Atomización.....	68
Figura 8 Etapas de la técnica de liofilización	70
Figura 9 Diagrama representativo de gelación iónica externa (A) e interna (B).....	72
Figura 10 Equipo de cromatografía líquida (HPLC)	89
Figura 11 Extracción hidroetanolica de la corteza de la Queñua (<i>Polylepis incarum</i>)..	91
Figura 12 Preparación de la curva patrón de ácido gálico.....	93
Figura 13 Determinación de polifenoles por el metodo Folin Ciocalteu.....	95
Figura 14 Procedimiento del metodo Folin Ciocalteu	96
Figura 15 Lectura de absorbancia en espectrofotómetro UV	96
Figura 16 Filtración de la solución a encapsular por secado por atomización	98
Figura 17 Equipo de secado por atomización.....	100
Figura 18 Encapsulado de polifenoles de la corteza de la Queñua (<i>Polylepis incarum</i>)	101
Figura 19 Cromatogramas de la detección de polifenoles de la corteza de la Queñua (<i>Polylepis incarum</i>)	105
Figura 20 Curva de calibración del estándar ácido gálico	110



Figura 21	Grafica de los efectos principales para la cantidad de polifenoles totales de la corteza de Queñua (<i>Polylepis incarum</i>)	116
Figura 22	Grafica de interacción entre los factores que influyen en la extracción de polifenoles de la corteza de Queñua (<i>Polylepis incarum</i>).....	121
Figura 23	Gráfica de superficie de cantidad de polifenoles vs concentración de disolvente; temperatura.	123
Figura 24	Gráfica de superficie de cantidad de polifenoles vs tiempo; temperatura..	125
Figura 25	Gráfica de superficie de cantidad de polifenoles vs tiempo; concentración de disolvente.....	127
Figura 26	Gráfico de las condiciones óptimas para la extracción de polifenoles de la corteza de Queñua (<i>Polylepis incarum</i>)	128
Figura 27	Grafica de cubos de medias ajustadas para la cantidad de polifenoles de la corteza de Queñua (<i>Polylepis incarum</i>)	130
Figura 28	Diagrama de Pareto estandarizado para el diseño de encapsulamiento de polifenoles por secado por atomización.	134
Figura 29	Gráfica de los efectos principales para la encapsulación de polifenoles por secado de atomización.....	135
Figura 30	Gráfica de interacción entre los factores que influyen en la encapsulación de polifenoles por secado por atomización	136
Figura 31	Diagrama cuantitativo del proceso de secado por atomización	140
Figura 32	Gráfico de eficiencia de encapsulación de polifenoles de la corteza de la Queñua (<i>Polylepis incarum</i>).....	144



ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
ANEXO 1. Resultados del Análisis por cromatografía líquida HPLC - DAD.....	157
ANEXO 2. Resultados del Análisis de polifenoles totales encontrados por cromatografía líquida HPLC - DAD	158
ANEXO 3. Condiciones operativas del análisis por HPLC	159
ANEXO 4. Resultados del análisis de la solución de extracción de polifenoles de la corteza de la Queñua (<i>Polylepis Incarum</i>)	160
ANEXO 5. Resultados del análisis del encapsulado de polifenoles de la corteza de la Queñua (<i>Polylepis Incarum</i>).....	161
ANEXO 6. ANOVA para determinar si hay diferencias estadísticamente significativas entre sus medias.....	162
ANEXO 7. Ecuación de regresión cuadrática para la extracción de polifenoles de la corteza de la Queñua.....	163
ANEXO 8. Graficas de residuos de la cantidad de polifenoles extraídos de la corteza de la Queñua.....	163
ANEXO 9. Ecuación de regresión cuadrática para la encapsulación de polifenoles de los extractos de la Queñua.....	164
ANEXO 10. Grafica de residuos para la encapsulación de polifenoles por secado por atomización.....	165
ANEXO 11. Características de materiales de recubrimiento usados en la microencapsulación de alimenticios	165
ANEXO 12. Fotografías del trabajo de proceso.....	166
ANEXO 13. Declaración jurada de autenticidad de tesis	170
ANEXO 14. Autorización para el depósito de tesis en el Repositorio Institucional....	171



ACRÓNIMOS

pH:	Concentración de iones de hidrógeno
MD:	Maltodextrina
GA:	Goma arábica
JFM:	Jugo de fruta de modelo
E:	Extracción
EE:	Eficiencia de encapsulamiento
CUPRAC:	CUPric Reducing Antioxidant Capacity
DPPH:	2,2-difenil-1-picrilhidracilo
EAG:	Equivalente ácido gálico
Pd:	Pinus durangensis
Qs:	Quercus sideroxylla
C:	Carbono
OH:	Hidróxido
UV:	Ultravioleta
LDL:	Lipoproteínas de baja densidad
HDL:	Lipoproteínas de alta densidad
SIRT1:	Sirtuinas
MAE:	Extracción asistida por microondas
EAU:	Extracción asistida por ultrasonidos
EAE:	Extracción asistida por enzimas
PLE:	Extracción con fluidos presurizados
SC:	Super critico
CD:	Ciclodextrina
BRM:	Maltodextrina de arroz glutinoso negro



DE:	Equivalentes de dextrosa
FC:	Folin Ciocalteu
Mo(V):	La formación de un complejo que contienen molibdeno
DAD:	Detector de Arreglo de Diodos
HPLC:	Cromatografía líquida de alta resolución
UHPLC:	Cromatografía líquida de ultra alta resolución
TEq:	Equivalente de Trolox
ABTS:	2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico)
RUTE:	Rutina Equivalente en Unidades de Tinción Espectrofotométrica
m.s.n.m.	Metros sobre el nivel del mar
μM :	Micromolar
CLAE-MS:	Cromatografía Líquida de Alta Eficiencia acoplada a Espectrometría de Masas
BHT:	Hidroxitolueno butilado
FRAP:	Poder antioxidante reductor férrico
UICN:	Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza
MPa:	Megapascuales
SC-CO ₂ :	Dióxido de carbono super crítico
Spray drying:	Secado por atomización
Ppm:	Partes por millón
RSD:	Desviación estándar relativa
Rpm:	Revoluciones por minuto
Nm:	Nanómetro
CFT:	Contenido fenólico total
FD:	Factor de dilución



GL:	Grados de Libertad
SC:	Suma de Cuadrados Ajustada
MC:	Media de Cuadrados Ajustada
RSM:	Metodología de superficie de respuesta
EE:	Eficiencia de Encapsulamiento



RESUMEN

La Queñua (*Polylepis incarum*) es un árbol silvestre andino que crece en varios sectores de la región de Puno de forma natural. En él se encuentran polifenoles, los cuales por sus propiedades antioxidantes son utilizados por los pobladores para tratar enfermedades cardiovasculares, neurodegenerativas e inflamación, sin embargo, los polifenoles una vez extraídos, son muy propensos a deteriorarse en entornos ambientales por ello, la tecnología de encapsulación permite estabilizar y salvaguardar para ser agregados en un alimento. Los objetivos de esta investigación es caracterizar, determinar las condiciones de extracción y encapsulación por secado por atomización de los polifenoles de corteza de Queñua (*Polylepis incarum*). La caracterización se realizó por cromatografía líquida, cuyos componentes principales son: la catequina, epigallocatequina, epicatequina, rutina y quercetina, y el contenido total de polifenoles fue de 1655.96 mg EAG/100 g de corteza. En la segunda parte se determinó las condiciones de extracción con el diseño factorial de 2^3 , se determinó que la temperatura es 60°C, la concentración de disolvente 70% y el tiempo de extracción 30 minutos, bajo estas condiciones se logró obtener la máxima cantidad de polifenoles de 1628,62 mg EAG/100 gramos de corteza. Por último, se determinó los parámetros de encapsulamiento en donde las condiciones fueron que la temperatura de secado fue 170°C y concentración de maltodextrina 20% la cual presentó una máxima cantidad de polifenoles encapsulados de 2959.66 mg de EAG/100g de corteza y una eficiencia de encapsulación de 81.86%. Se concluye que el método de atomización permite la encapsulación de polifenoles de Queñua.

Palabras clave: Encapsulación, Polifenoles, Queñua, Secado por atomización.



ABSTRACT

“Queñua” (*Polylepis incarum*) is a wild Andean tree that grows naturally in various Puno region sectors. It contains polyphenols, which due to their antioxidant properties are used by the inhabitants to treat cardiovascular, neurodegenerative and inflammatory diseases. However, once extracted, polyphenols are very prone to deteriorate in environmental environments, therefore, encapsulation technology allows them to be stabilized and safeguarded to be added to a food. The research objectives are to characterize, determine the extraction and encapsulation conditions by spray drying of the polyphenols from Queñua (*Polylepis Incarum*) bark. The characterization was carried out by liquid chromatography, whose main components are: catechin, epigallocatechin, epicatechin, rutin and quercetin, and the total polyphenol content was 1655.96 mg EAG/100 g of bark. In the second part, the extraction conditions were determined with the 2³ factorial design, the temperature was determined to be 60°C, the solvent concentration 70% and the extraction time 30 minutes, under these conditions the maximum amount of polyphenols of 1628.62 mg EAG/100 bark grams was obtained. Finally, the encapsulation parameters were determined where the conditions were that the drying temperature was 170°C and maltodextrin concentration 20% which presented a maximum amount of encapsulated polyphenols of 2959.66 mg of EAG/100g of bark and an encapsulation efficiency of 81.86%. It is concluded that the atomization method allows the Queñua polyphenols encapsulation.

Keyword: Encapsulation, Polyphenols, Queñua, Spray drying.



CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

La Queñua (*Polylepis incarum*), es un género de arbustos y árboles nativos de la región andina que se encuentra desde los 3100 - 4200 m.s.n.m., crece en suelos de arenisca y restos de topografía fracturada y puede alcanzar una altura de 8 metros. Se encuentra en mayor cantidad en los departamentos de Cusco y Puno, también en algunos sectores de Bolivia (Mendoza y Cano, 2012).

Debido a su abundancia de polifenoles, los árboles de Queñua son un recurso deseable para la creación de alimentos funcionales y productos farmacéuticos como, desde un punto de vista médico, la corteza de estos árboles tiene propiedades curativas para enfermedades respiratorias y renales ya que por su capacidad para contrarrestar los radicales libres y disminuir el estrés oxidativo en el cuerpo, lo cual le da una importancia en la medicina popular andina (Castro y Flores, 2015).

Los polifenoles son una clase estructural de compuestos orgánicos caracterizados por la presencia de grandes múltiplos de unidades estructurales de fenol, siendo ampliamente considerados como un grupo importante de antioxidantes altamente efectivos, los antioxidantes facilitan la captura de radicales libres generados a partir de varios procesos metabólicos, inhibiendo así la iniciación de cualquier célula cancerosa. También exhiben actividades antiinflamatorias, antimicrobianas, cardioprotectores y antienvjecimiento (Pandey y Rizvi, 2009).

Para la extracción de polifenoles la maceración es una técnica de extracción fácil y económica que utiliza equipo simple, no se necesita una operación especializada en comparación con otras técnicas modernas, y asegura la economía de energía. Este método



es adecuado e ideal para sustancias menos solubles que requieren una interacción prolongada con el solvente de extracción, para los polifenoles generalmente se extraen usando etanol, metanol o acetato de etilo como solventes. El etanol con agua también se usa ampliamente para extraer fenólicos y las sociedades indígenas lo usan comúnmente como su solvente principal, muchos factores independientes, como la temperatura, el pH, la proporción sólido-líquido, el tipo de disolvente, la duración de la extracción, y la concentración de disolvente son responsables de la eficacia de la extracción durante el proceso de maceración. Existe una interacción entre estas variables, que afecta la eficiencia de la extracción. Por lo tanto, es imperativo evaluar la interacción entre las variables independientes (Tzanova et al., 2020).

Sin embargo, una vez extraídos los polifenoles se han asociado varias limitaciones con el uso, debido a su escasa solubilidad en agua, biodisponibilidad, rápido metabolismo, rápido excreción y escasa perdurabilidad ambiental, además son sensibles a las condiciones físicas y químicas, como la luz, el calor y la oxidación. Por lo tanto, el suministro de estos compuestos requiere mecanismos de protección asegurándose de que estas sustancias mantengan su integridad química desde su producción hasta entregarlos se han desarrollado diversas tecnologías para encapsular polifenoles, como el secado por pulverización, la coacervación, las emulsiones, la liofilización y la cristalización, entre otras. Esto se debe a que las técnicas de encapsulación permiten proteger los compuestos mediante su incorporación a una matriz protectora, preservando sus funcionalidades bioquímicas (Dordevic, et al., 2015).

La base del proceso de atomización es la transformación de productos líquidos en productos en polvo instantáneos mediante un proceso de atomización donde los parámetros de secado son muy importantes como: las características de la alimentación, el caudal de alimentación, el caudal de gas, la relación de aspiración, la temperatura del



aire de admisión y la temperatura de salida afectan al secado por pulverización. En general, el secado por atomización implica altas temperaturas, donde la temperatura del aire de entrada suele ser de 150 a 200 °C, mientras que la temperatura de salida suele estar alrededor de 70-90 °C. La aplicación de una temperatura de entrada alta reduce la humedad relativa del gas de secado y forma partículas con menos contenido de humedad, lo que conduce a un polvo más seco que no se adhiere a la cámara de secado. La temperatura a la que entra el aire es la que determina la temperatura de salida, el caudal de gas de secado, el flujo de alimentación y la concentración de alimentación. Para obtener un polvo con bajo contenido de humedad, es preferible lograr una pequeña variación de temperatura entre el punto de entrada y de salida y establecer una temperatura de entrada alta. Sin embargo, si las temperaturas durante el secado por atomización son demasiado altas, podría ocurrir la degradación de compuestos bioactivos sensibles y volátiles, seguida de una reducción de la efectividad del proceso de encapsulación. Aunque los compuestos se someten a esta temperatura solo por un corto tiempo, lo que no debería afectar mucho las propiedades bioactivas de los encapsulados (Rezvanhah ete al., 2020)

Esta amplia aplicación del secado por pulverización podría atribuirse a sus numerosas ventajas: simplicidad del proceso y bajos costes operativos, capacidad de ampliación, control del tamaño de partícula, forma y morfología, tecnología rápida, energéticamente eficiente, posibilidad de trabajar con alimentos altamente viscosos mediante precalentamiento, aplicabilidad a ingredientes alimentarios tanto hidrófilos como hidrófobos, diseño de partículas con propiedades de liberación controlada, alta eficiencia de encapsulación y vida útil prolongada de los polvos obtenidos (Assadpour y Jafari, 2019).



Por ello, el objetivo de esta investigación es encapsular por el método de secado por atomización de polifenoles de los extractos de Queñua (*Polylepis incarum*).

1.1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA GENERAL

1.1.1 Problema general

Las hojas y la corteza del árbol de la Queñua (*Polylepis incarum*) contienen compuestos fenólicos y antocianinas que poseen excelentes propiedades beneficiosas para la salud principalmente para enfermedades infecciosas de vías respiratorias, la hipertensión y la diabetes. Sin embargo, son compuestos sensibles a los efectos de factores externos como el aire, la temperatura, la luz y las enzimas oxidativas, lo que dificulta su formulación y procesamiento antes de su posible uso en diversos sectores industriales (alimentario, farmacéutico, etc.). Una alternativa para encapsular polifenoles, es necesario considerar el proceso de atomización, donde se deben tomar en cuenta la estructura de los mismos y como afectan variables relacionadas con el proceso de deshidratación, como la temperatura, la concentración de matriz protectora y el flujo de materia prima.

En este planteamiento de problema se formula la interrogante general siguiente:

¿El método por secado por atomización permite realizar el proceso de encapsulación de los polifenoles del extracto de Queñua (*Polylepis incarum*)?

1.1.2 Problemas específicos

En esta investigación se pretende encapsular polifenoles totales de extractos de Queñua (*Polylepis incarum*) mediante proceso de secado por



atomización. Las principales variables que intervienen en el proceso de encapsulación son: el contenido de polifenoles totales en el extracto, la concentración del encapsulante y la temperatura de entrada. Las interrogantes formuladas de problemas específicos son las siguientes:

- ¿El cromatógrafo de líquidos permite caracterizar los componentes de los extractos de Queñua (*Polylepis incarum*)?
- ¿Cuáles serán los parámetros de operación como la temperatura, la concentración de disolvente y el tiempo que permite la extracción de los polifenoles del extracto de Queñua (*Polylepis incarum*)?
- ¿Cuáles serán los parámetros del proceso de encapsulación por el método de secado por atomización?
- ¿La temperatura de entrada del proceso del secado por atomización y la concentración del encapsulante permite determinar la eficiencia del proceso?

1.2. HIPÓTESIS

1.2.1 Hipótesis general

El método de secado por atomización permite encapsular los polifenoles del extracto de Queñua (*Polylepis incarum*), obteniendo un polvo con propiedades funcionales mejoradas.

1.2.2 Hipótesis específicas

- El cromatógrafo de líquidos permite caracterizar los componentes de la corteza de Queñua (*Polylepis incarum*).



- Los parámetros de operación permiten la extracción de los polifenoles del extracto de Queñua (*Polylepis incarum*) son, la temperatura, la concentración de disolvente y el tiempo.
- Los parámetros que permiten la encapsulación de los polifenoles por el método de secado por atomización será la temperatura de entrada al equipo y la concentración del encapsulante.
- La eficiencia de la encapsulación se determina mediante la temperatura de entrada del equipo de secado y la concentración del agente encapsulante.

1.3. OBJETIVOS

1.3.1 Objetivo general

Encapsular por el método de secado por atomización los polifenoles de los extractos de Queñua (*Polylepis incarum*).

1.3.2 Objetivos específicos

- Caracterizar por cromatografía líquida los componentes de Queñua (*Polylepis incarum*).
- Determinar los parámetros de la extracción de los polifenoles de Queñua (*Polylepis incarum*).
- Determinar los parámetros para proceso de encapsulación de los polifenoles del extracto de Queñua (*Polylepis incarum*) por el método de secado por atomización.



- Determinar la eficiencia de la encapsulación de los polifenoles de los extractos de Queñua (*Polylepis incarum*) por el método de secado por atomización.

1.4. JUSTIFICACIÓN

1.4.1 Justificación ambiental

La encapsulación de polifenoles de Queñua, una especie de árbol nativo de los Andes, puede tener una justificación ambiental en la preservación de su actividad antioxidante y su relevancia ambiental y sanitaria. La técnica por atomización es una tecnología limpia, utilizada para la encapsulación con el fin utilizado para la conservación y/o conservación de diversos alimentos, tales como saborizantes, enzimas, ácidos, bases, leudantes, antioxidantes, colorantes, etc. Una de las formas de conservar las propiedades funcionales de las plantas es obtener un producto encapsulado en polvo con propiedades medicinales que no interactúe con el medio ambiente. Por lo tanto, la encapsulación de polifenoles de la Queñua puede tener un efecto positivo sobre la salud humana y el medio ambiente, al tiempo que promueve el uso de recursos naturales renovables y sostenibles.

1.4.2 Justificación social

Los polifenoles de Queñua tiene alto valor medicinal en el tratamiento de enfermedades respiratorias y renales. Principalmente para infecciones respiratorias, también es usada como hipoglucemiante y antihipertensivo. La savia que exuda del tronco y ramas del árbol es utilizada como tratamiento alternativo tradicional para fortificar el corazón y la encapsulación puede ayudar a preservar su eficacia y estabilidad. Esto puede aumentar su disponibilidad y accesibilidad



para su uso en aplicaciones terapéuticas y nutricionales, que podrían afectar positivamente la salud y el bienestar de las personas, Además, la encapsulación puede ayudar a mejorar la biodisponibilidad de los polifenoles, lo que puede aumentar su eficacia en el cuerpo. Esto puede tener implicaciones importantes para la salud pública y la cautela de desarrollo de enfermedades. Por otro lado, en la región altiplánica también utilizan las ramas, hojas y corteza de la Queñua para el teñido de lanas y para curtir el cuero de algunos camélidos,

1.4.3 Justificación económica

El presente trabajo de investigación busca emplear tecnologías para su sostenibilidad económica en las regiones altiplánicas donde se busca industrializar las cortezas del árbol de la Queñua en un producto medicinal, alimentos, farmacéutica y cosmética esto con el fin de generar una fuente de trabajo y por ende tengan también una fuente de ingreso económico para las familias altiplánicas ya que se tendría un bajo costo de operación para un producto final industrializado.

1.4.4 Justificación científica y/o tecnológica

La tecnología de encapsulación por secado por atomización es un método eficaz para proteger los compuestos fenólicos de la fotodegradación, pH, y principalmente por oxidación. Se pueden utilizar bio polímeros como la maltodextrina y la goma arábiga como Material de pared para encapsulación compuesta de polifenoles del extracto de la Queñua. utiliza el método de secado por atomización ampliamente en la encapsulación de alimentos y productos farmacéuticos, debido que tiene bajo costos de operación y son económicamente



viables, para obtener un producto final en polvo seco con altos contenidos de vitaminas, proteínas, minerales y compuestos bioactivos de plantas vegetales.



CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. ANTECEDENTES

Cardenas y Huaman (2015) realizaron una investigación sobre el procedimiento de secado por atomización de zumo de tumbo (*Passiflora mollisima*) incluyeron el examen y la evaluación de dos encapsulantes distintos: goma arábica y carboximetilcelulosa. Los encapsulantes se formularon en concentraciones del 5%, 10% y 15%. Posteriormente, se secaron a temperaturas de 140°C, 150°C y 160°C, respectivamente. Se encontró una disparidad considerable en el encerrado de carotenoides entre la encapsulante carboximetilcelulosa al 5% y a 140 °C y el contenido de carotenoides de los otros tratamientos en el procedimiento de secado por pulverización. Al aumentar la temperatura de secado por atomización y de la concentración de encapsulante, ocurrió una disminución de la cantidad de vitamina C presente en el producto. El tratamiento que contenía 5% de carboximetilcelulosa y 140 °C fue el único que demostró un cambio estadísticamente significativo. El tratamiento que mostró una disparidad significativa con respecto a los demás fue el que comprendía un 5% de goma arábica y se realizó a una temperatura de 140°C. La reducción de la capacidad antioxidante es directamente proporcional al aumento de la temperatura de secado y del contenido de encapsulante. A medida que aumentan la temperatura y la concentración de encapsulante, aumenta la cantidad de encapsulante mientras que disminuye el nivel de humedad. La solubilidad del encapsulante en el jugo de tumbo atomizado aumenta en proporción al aumento de la temperatura y la concentración del encapsulante. La carboximetilcelulosa es el encapsulante más eficaz para preservar el contenido de carotenoides y vitamina C del tumbo atomizado. Con el aumento de la temperatura al



líquido del tumbo atomizado experimenta una reducción de su densidad global. En conclusión, el encapsulante más eficaz para preservar el contenido en carotenoides y vitamina C del tumbo secado por atomización fue la carboximetilcelulosa.

Ramírez (2013) realizó la evaluación de la influencia de los factores operativos y los niveles de goma arábiga (GA) y maltodextrina (MD) en la cantidad de ácido gálico en partículas encapsuladas secados por pulverización y liofilizados. Además, ideó un modelo matemático para predecir el nivel global de polifenoles en zumos de frutas que han sido encapsulados. El modelo se derivó de un prototipo de zumo de fruta (JFM). El JFM se sometió a liofilización a varias presiones de cámara que oscilaban entre 300 y 500 mTor y a velocidades de congelación que iban de 0,3°C/min a 0,7°C/min. Esto se hizo para tres niveles distintos de concentración (10%, 20%, 30%) y tres niveles distintos de proporción de encapsulante (100% MD, 100% GA, 50% MD/GA). El JFM también se secó por pulverización a temperaturas de entrada de flujo de aire de (80°C a 120°C) y un caudal de alimentación de (72 a 144mL/h). La eficacia óptima de liofilización se alcanzó a 0,3°C/min con una proporción de encapsulante MD/GA del 10%. Los resultados óptimos se obtuvieron en el secado por atomización con una proporción de encapsulante del 10-20% y temperaturas de entrada que oscilaban entre 85-120°C. Se emplearon tres pulpas de fruta encapsuladas para validar el modelo matemático. La estabilidad de los encapsulados se alrededor de 200 días (JFM) y 60 días (cápsulas de fruta en una prueba de persistencia acelerada) durante el almacenamiento.

Frempong et al., (2021) realizaron la optimización de las condiciones de extracción de polifenoles de la corteza del tallo de *Funtumia elástica* utilizando la metodología de superficie de respuesta. Seleccionaron cinco variables independientes (concentración de solvente, tiempo, temperatura, relación sólido-líquido y pH) del proceso de extracción. Utilizaron un análisis de un solo factor, así como el método de



superficie de respuesta para evaluar el impacto de los factores seleccionados en el contenido fenólico total. Los resultados que obtuvieron fue el valor predicho (R^2 de 0,5917) concordó con el valor ajustado (R^2 de 0,7707). Los residuos para las predicciones de respuesta fueron menores del 5%. Los factores óptimos para la extracción fueron una concentración de etanol de 75,99% v/v, tiempo de extracción de 193,86 minutos, temperatura de 63,66°C, pH de 5,62 y relación sólido-líquido de 1:21,12 g/mL. El contenido total real de los compuestos fenólicos se validó en $82,83 \pm 3,335$ mg de equivalente de ácido gálico (EAG)/g de peso de extracto, lo que concordó con la respuesta predicha de 89,467 mg EAG/g del extracto seco bajo los factores óptimos.

Barrios (2019) investigo el desarrollo sobre la encapsulación de los polifenoles del té, entre los que destacan las catequinas. Determinó que la eficacia de atrapamiento de las esferas podía medirse por su capacidad para capturar los nutrientes primarios del té verde. La actividad antioxidante de las capsulas y el contenido descargado al exterior lo evaluaron mediante tres métodos espectrofotométricos: Folin-Ciocalteu, CUPRAC y DPPH. Las esferas se formaron mediante esferificación directa. Los resultados de la investigación demostraron que la densidad, el volumen y la forma de las esferas cambiaban en función de las cantidades de cloruro cálcico y alginato utilizadas. Los polifenoles en su interior se retuvieron con éxito mediante la esferificación, con una eficacia de atrapamiento de alrededor del 60-75%. Cuando el alimento a encapsular tiene un pH ácido, la pérdida de volumen es mayor y se produce a temperaturas más bajas durante el enfriamiento. Al aumentar la concentración de cloruro cálcico y alginato, las esferas tuvieron mayor volumen y se producían con mayor precisión.

Remigio et al. (2024) realizaron la investigación de microencapsulación por secado por atomización de extracto acuoso de *Bauhinia unguolata* L. que contiene compuestos fenólicos hicieron un estudio comparativo utilizando diferentes materiales de



pared (maltodextrina de 4-7, maltodextrina de 11-14; β -ciclodextrina; pectina y carboximetilcelulosa sódica). Investigaron y compararon la microestructura, la distribución del tamaño de partícula, el comportamiento térmico, el rendimiento y la eficiencia de encapsulación utilizando diferentes técnicas. Mediante cromatografía líquida de alta resolución, detectaron y cuantificaron fenólicos y flavonoides en las micropartículas. Las micropartículas obtenidas con rendimiento y eficiencia de encapsulación de fenólicos fueron en el rango de 60-83% y 35-57%, respectivamente, mostraron una distribución de tamaño de partícula entre 1,15 y 5,54 μm , morfología esférica y superficie rugosa. Entre ellas, las preparadas con carboximetilcelulosa sódica o pectina demostraron ser las más estables térmicamente. Presentaron el mayor contenido de flavonoides (23,07 y 21,73 mg RUTE/g Extracto) y actividad antioxidante total tanto por los ensayos DPPH (376,55 y 367,86 μM TEq/g Extracto) como ABTS (1085,72 y 1062,32 μM TEq/g Extracto). Los análisis cromatográficos permitieron cuantificar las siguientes sustancias retenidas por las micropartículas, ácido clorogénico (1,74–1,98 mg/g Extracto), ácido p-cumárico (0,06–0,08 mg/g Extracto), rutina (11,2–12,9 mg/g Extracto) e isoquercitrina (0,49–0,53 mg/g Extracto), compuestos considerados responsables de la propiedad antidiabética atribuida a la especie.

Diaz et al. (2017) realizaron una investigación donde observaron que los biocomponentes de la pitahaya amarilla son susceptibles a las condiciones ambientales, de procesamiento y/o gastrointestinales cuando se consumen. Para ello, se encapsularon mediante secado por pulverización con el fin de evaluar cómo afectaba esta técnica a su conservación. Según los resultados, la terapia que más efecto tuvo fue la que utilizó un 40% de maltodextrina y se administró a 150 °C. Este tratamiento prolongó la estabilidad de los polifenoles totales hasta 72 horas y la capacidad antioxidante hasta 240 horas. En este estudio, el valor obtenido para este biocompuesto en el control fue de 41,15 mg



EAG/100 g de materia seca y para el jugo de pitahaya encapsulado, este valor osciló entre 41,92 y 81,53 mg EAG/100 g de materia seca. Al encapsular los componentes bioactivos en la pulpa y la semilla de pitahaya amarilla mediante secado por pulverización, la estabilidad de los componentes bioactivos se amplió 100 veces en comparación con el control. Por ello este procedimiento es un buen sustituto para la producción de bienes de alto valor que aumentan la estabilidad de almacenamiento, ya que también aumenta la biodisponibilidad.

Campo et al. (2021) realizaron un estudio sobre la microencapsulación mediante secado por atomización a partir de un extracto de los cálices de *Hibiscus sabdariffa L.* Los extractos lo analizaron teniendo en cuenta las siguientes variables: el disolvente (agua) y el vínculo de temperatura y tiempo de extracción (60 °C/30 minutos y 25 °C/60 minutos). Para la sequedad se estimaron la temperatura de entrada (150 °C y 190 °C) y la conjugación de encapsulantes de maltodextrina (MD) y goma arábiga (GA) (GA40/MD60 y GA60/MD40). Capacidad antioxidante (DPPH), el rendimiento, composición química (fenoles totales y antocianinas, CLAE-MS), grados Brix y pH fueron los parámetros empleados para el análisis. Agua: etanol (80:20) fue la condición óptima para la extracción de polifenoles, que se llevó a cabo durante 30 minutos a 60°C. Las señales más intensas que identificaron fueron como la presencia de antocianinas (cianidina-3-sambubiósido y delphinidina-3-sambubiósido), glucósidos de flavonol y ácidos fenólicos. Aunque obtuvieron el mayor nivel de fenoles totales y antocianinas, el uso de GA40/MD60 y el secado por atomización a 150 °C tuvieron un efecto positivo sobre la capacidad antioxidante. La estabilidad potencial, la manejabilidad y las cualidades antioxidantes de las micropartículas resultantes las hacen adecuadas como materias primas para la fabricación de fitofármacos o comidas funcionales.



Drozd y Pyrzynska (2018) evaluaron la eficiencia de extracción de polifenoles y flavonoides totales de la corteza de roble (*Quercus robur L.*) cultivado en la región central de Polonia. Las óptimas condiciones de extracción fueron que el material vegetal seco (700 mg) se mezcló con 25 ml de solución de etanol-agua (60:40, v/v) durante 20 min a temperatura ambiente. Los fenoles totales del agua y del etanol al 60% y de los extractos estaban en el rango de 55,4–60,4 y 71,0–79,3 mg de ácido gálico/g de corteza, respectivamente, mientras que el contenido total de flavonoides en estos extractos se determinó en el rango de 35,1–38,0 y 72,0–78,4 mg de catequina/g. Los extractos hidroalcohólicos exhibieron una mayor actividad de eliminación de radicales DPPH que el BHT (hidroxitolueno butilado), aditivos alimentarios populares.

Soto y Rosales (2016) realizó la investigación sobre los compuestos bioactivos de las plantas, llegaron a la conclusión de que la corteza de las especies maderables es un subproducto prometedor por su presencia de compuestos fenólicos terapéuticamente beneficiosos. El disolvente empleado y las variables aplicadas durante el procedimiento de extracción determinan la extracción de estos metabolitos. La extracción de corteza de *Quercus sideroxylla* y *Pinus durangensis* se realizó mediante un diseño experimental de 2 x 3 x 3 para examinar la relación másica extracto/cantidad de disolvente 1/10, 1/20 y 1/30 y los efectos de las soluciones hidroetanólicas 20%, 50% y 80%, sobre la eficiencia en sólidos. Para *Pinus durangensis* (PdE50-1/20), la concentración máxima de compuestos fenólicos totales se adquirió con etanol 80%, relación de 1/10 en ambas especies (PdE80 1/10 con $712,36 \pm 13,4$ mg equivalentes de ácido gálico (EAG)/g, y QsE80-1/10 con $592,97 \pm 10,6$ (EAG/g). Tecnología para evaluar la capacidad antioxidante por FRAP, ABTS y DPPH reveló que PdE20-1/30 y QsE50-1/10 presentaron aumento de función. Observaron cambios estadísticamente significativos ($p < 0,05$) entre las terapias aplicadas. La relación masa/volumen de extracción fue menos influyente que



la concentración de etanol. Las concentraciones de fenoles y flavonoides en *Pinus durangensis* fueron superiores a las de *Quercus sideroxyla*, pero los niveles de proantocianidinas en ambas especies eran similares. Por otro lado, el *Quercus sideroxyla* incluye flavan-3-ol (catequinas) y ácido gálico, *Pinus durangensis* contiene principalmente flavonoides del tipo flavanona y flavonol.

Cabana y Lipe (2019) realizaron un estudio sobre la evaluación de la curtición de piel de cuy (*Cavia porcellus*) con extracto tánico de Queñua (*Polylepis incana*), Las razas de cuyes de los Andes y Perú, las altitudes de cría de Puno y Arequipa, y el contenido de tanino de 20%, 40% y 60% en *Polylepis incana* fueron los factores experimentales. Según los resultados, el tanino de la Queñua, con un índice de deformación del tanino del 0,146%, resultó ser el más benigno desde el punto de vista ecológico. Examinaron las características físicas de resistencia a la tracción (5,74 N/mm) y resistencia a la rotura (63,10 N), los mejores resultados se registraron cuando el cuero de cuy se curtió con 20% de concentración de taninos; mientras que el mayor estirón (45,59 %) fue cuando se utilizó tanino de Queñua (*Polylepis incana*) al 60 % de concentración.

Aguilar y Mamani (2017) realizaron un estudio donde utilizaron un diseño compuesto de plano central para evaluar los efectos de la temperatura del aire de entrada, la velocidad del aire y la concentración de maltodextrina en las β -antocianinas extraídas del jugo de quinua negra orgánica. A 165 °C para la deshidratación, 47 mm de flujo de aire y 10% p/v de maltodextrina, se alcanzó una microencapsulación óptima, con una productividad de encapsulación (58,1%) y una eficiencia (100%) elevadas. Utilizaron el aparato Oxitest para medir el consumo de oxígeno. Las antocianinas de remolacha tienen un consumo medio de oxígeno de 4,37310-5 bar/min a 80°C y de 10-5 bar/min a 90°C. Cuando se agotaron las antocianinas de la remolacha, cambia el color de la planta. Las cortezas de quinua es buena fuente de betaína, y la disposición de saponinas en el extracto



ayuda a crear un ingrediente único de doble función para la industria alimentaria o farmacéutica.

Daud y Sanchez (2008) realizaron una investigación sobre el *Polylepis australis* amargo conocido también como Queñoa o tabaquillo. Determinaron que cuando se remoja las hojas o la corteza seca en etanol al 70% durante 5 días, se filtre, se seque y esterilice se puede ser utilizado tradicionalmente en Amaicha del Valle en Tucumán para tratar infecciones respiratorias y otras dolencias. La actividad antibacteriana se hizo una evaluación por el método de expansión en placa de agar y se determinaron la influencia del pH, la temperatura y los cationes divalentes sobre la actividad antimicrobiana. Extracto etanólico de hojas secas y corteza de *P. australis* mostró actividad antibacteriana contra *Staphylococcus aureus* y *Staphylococcus aureus*. Los extractos etanólicos de corteza de *Aeruginosa* tuvieron menor actividad antibacteriana que las hojas.

Righi da Rosa et al. (2019) realizaron una investigación sobre las microcápsulas que contienen compuestos de antocianina extraídos del arándano, que se secaron por atomización utilizando maltodextrina y hi-maze como agentes encapsulantes en diferentes proporciones a diferentes temperaturas (120, 140 y 160 ° C), mostraron una buena eficiencia de encapsulación. Tras 20 días de prueba de la estabilidad de las microcápsulas, la formulación con 9% de maltodextrina y 9% de maíz a 140°C mostró la mayor retención de compuestos antociánicos, la cinética de deterioro más baja y la semivida más larga; a este planteamiento le siguió otra a 160°C.

2.2. MARCO TEÓRICO

2.2.1 Queñoa (*Polylepis*)

El *Polylepis* es un género botánico que abarca pequeños arbustos y árboles, denominados Queñoa, Quinual o Quewiña. Estas plantas son representativas de la



vegetación natural de una porción significativa de los Andes centrales, con un rango de altitud de 3500 a 5200 m.s.n.m. El género comprende aproximadamente 28 especies que habitan una diversa gama de hábitats, incluyendo los volcanes áridos del Altiplano y los límites superiores de los bosques nublados (Kessler, 2006). Se distinguen por su naturaleza de polinización eólica y prosperan en lugares inaccesibles, como laderas de montañas, barrancos escarpados y arroyos a gran altitud (Segovia y Salcedo et al, 2018).

Las especies de Queñua son arbustos o árboles que pueden alcanzar hasta 10 metros de altura y se caracterizan por sus hojas pequeñas, corteza fina y troncos contorsionados de color escarlata. Estas especies son ecológicamente significativas, formando bosques que sirven como hábitat para flora y fauna endémica, muchas de las cuales están amenazadas. Además, su madera es valorada por su durabilidad y se utiliza en la construcción. Los bosques de Queñua desempeñan un papel crucial en la conservación ambiental, ya que ayudan a prevenir la erosión del suelo y mantener la biodiversidad en las regiones montañosas. Su adaptabilidad a condiciones climáticas adversas les permite crecer en altitudes elevadas, contribuyendo a su importancia ecológica y cultural en los Andes (Zutta et al., 2012).

La Queñua está presente en 19 de los 24 departamentos de Perú. La tabla 1 muestra que en los departamentos de Madre de Dios, Loreto, Ica, Ucayali y Tumbes no se registran ningún tipo de especie de Queñua. La amplia gama de hábitats que se encuentran en los departamentos de Cusco y Ayacucho, como la puna húmeda y seca, los valles interandinos y las yungas (zona boscosa) del lado oriental, los convierten en los más diversificados (Mendoza y Cano 2011).



Tabla 1

Riqueza de especies del género Queñua, en los departamentos del Perú

Departamento	Número de especies registradas
Cusco	10
Ayacucho	8
Ancash	6
Junín	6
Lima	6
Apurímac	5
Puno	4
Arequipa	3
Cajamarca	3
La Libertad	3
Tacna	3
Huánuco	2
Huancavelica	2
Lambayeque	2
Moquegua	2
Pasco	2
San Martín	2
Amazonas	1
Piura	1

Fuente: Mendoza y Cano (2011)

La Cordillera Vilcanota, en Perú, alberga *Polylepis subsericans*, registrada a más de 5100 m de altitud. En el departamento de Cusco la Cordillera de Accanacu, es la de menor altitud de Perú, con sólo 1800 m, donde se encuentra *Polylepis pauta*. En total, el 94% de las especies encontradas en Perú se concentran en el rango altitudinal de 3000 a 4000 m. (Mendoza y Cano 2011).

Cusco y Ayacucho son los departamentos más diversos para el género *Polylepis*. Es importante reconocer que la distribución departamental en el Perú, si bien es beneficiosa, es restringida desde el punto de vista biológico, ya que la división política no corresponde a distinciones ambientales o históricas (Mendoza y Cano 2011).

Tabla 2

Lista de las especies de Queñua (Polylepis) reportadas para el Perú, con rangos altitudinales, distribución departamental.

Especies	Autor(s)	Altitud (m)	Departamento
<i>Polylepis canoi</i>	W. Mendoza	3350 – 3400	Ayacucho, Cusco, Junín
<i>Polylepis flavipila</i>	M. Kessler & Shmidht-Leb.	3650 – 4100	Huancavelica, Lima
<i>Polylepis incana</i>	Humboldt, Bonpland & Kunth	3000 – 4200	Ancash, Apurímac, Ayacucho, Cusco, Huánuco, Junín, Lima, Pasco, Puno
<i>Polylepis incarum</i>	M. Kessler & Shmidht-Leb.	3100 – 4200	Cusco, Puno
<i>Polylepis lanata</i>	M. Kessler & Shmidht-Leb.	2900 - 4100	Apurímac, Ayacucho, Cusco
<i>Polylepis microphylla</i>	Weed & Bitter	3200 – 4000	Arequipa, Cusco, Lima
<i>Polylepis multijuga</i>	Pilger	2200 – 3600	Amazonas, Cajamarca, Lambayeque
<i>Polylepis pauta</i>	Hieron	1800 – 4000	Ayacucho, Cusco, Junín, San Martín
<i>Polylepis pepeii</i>	B.B. Simpon	3900 – 4500	Ancash, Cusco, Puno, San Martín
<i>Polylepis racemosa</i>	Riuz & Pav.	2900 – 4000	Ancash, Apurímac, Ayacucho, Cajamarca, Cusco, Huánuco, Junín, Lima, La Libertad, Pasco
<i>Polylepis reticulata</i>	Hieron.	3350 – 4450	Ancash, Junín, Lima, La Libertad
<i>Polylepis rugulosa</i>	Bitter	3000 – 4600	Arequipa, Moquegua, Tacna
<i>Polylepis sericea</i>	Wedd.	2000 – 4100	Ancash, Cusco, Junín, La Libertad
<i>Polylepis subsericans</i>	J.F Macbride	2900 – 5100	Apurímac, Ayacucho, Cusco
<i>Polylepis subtusalbida</i>	M. Kessler & Shmidht-Leb.	3000 – 4500	Moquegua, Tacna
<i>Polylepis tarapacana</i>	Philippi	4200 – 4800	Tacna
<i>Polylepis tomentella</i>	Weddell	3500 – 4500	Apurímac, Arequipa, Ayacucho
<i>Polylepis triacontandra</i>	Bitter	3500 – 3900	Puno
<i>Polylepis weberbaueri</i>	Pilger	2500 – 4200	Ancash, Cajamarca, Lambayeque, Lima, Piura

Nota: Lista de las especies de Queñua (*Polylepis*) en el Perú según Broko y Zarucchi (1993)



2.2.1.1. *Polylepis incarum*

Las especies arbóreas pertenecientes al género *Polylepis incarum* crecen entre los 3100 y 4200 m.s.n.m. en las zonas altoandinas. Su porcentaje de vegetación varía entre el 35 y el 40. Uno de los ecosistemas más delicados de Sudamérica son los bosques del género *Polylepis* que se encuentran en las zonas altoandinas. Debido a que proporcionan un microclima y realizan tareas hidrobiológicas (regulan y almacenan el agua), estos bosques son cruciales para la preservación de la biodiversidad. Sin embargo, ambas funciones están en peligro debido al cambio climático. Los ecosistemas andinos son especialmente susceptibles a actividades humanas como la tala ilícita, el pastoreo de ganado y los incendios forestales (Segovia y Salcedo et al., 2018).

Según la investigación, las especies descubiertas en el departamento de Puno uno de los 19 departamentos donde está presente este género son *Polylepis incana*, *Polylepis incarum*, *Polylepis pepepe* y *Polylepis triacontrandra*. Hay especies que se designan como endémicas (Mendoza y Cano, 2011).

Son escasos los estudios sobre la flora y la ecología de los diversos ecosistemas de la región de Puno, especialmente en la provincia de Lampa. Esta región se caracteriza por un alto grado de diversidad cultural, histórica y biológica, y alberga numerosas especies clasificadas en peligro de extinción. Han realizado investigaciones diversidad vegetal en diversas regiones geográficas andinas del departamento de Puno. Se trata de estudios biológicos (Arteta et al,2006; Gutiérrez y Canales, 2012).



Numerosas especies del género *Polylepis* en el Perú son clasificadas por la (IUCN, 2013)

2.2.1.1.1. Taxonomía

La taxonomía de *Polylepis incarum* es la siguiente:

- Reino: *Plantae*
- Filo: *Tracheophyta*
- Clase: *Magnoliopsida*
- Orden: *Rosales*
- Familia: *Rosaceae*
- Género: *Polylepis*
- Especie: *Polylepis incarum*

Taxonomía según la fuente (Segovia y Salcedo et al., 2018)

2.2.1.1.2. Características morfológicas

Las principales características morfológicas son: arboles de 3 a 8 m de altura, hojas ligeramente congestionadas en las puntas de las ramas, imparipinnadas con un par de folíolos, de contorno obturado, 3,3 – 4,0 cm; raquis densamente tomentoso, fusión de pliegues y un mechón de pelo largo.; vainas estipulares apicalmente agudas con espolones, densamente tomentosas en las superficies exteriores; folíolos de contorno ampliamente elíptico, el segundo par desde el folíolo terminal es el más grande, uno de este par 2,2 – 1,3 cm; margen aserrado con 8 a 11 dientes, ligeramente emarginado, apicalmente agudo, obtuso, basalmente desigualmente cordado a obtuso; superficies superiores de los folíolos



glabras; superficies inferiores de los folíolos con pelos densamente tomentosos de 0,7 a 1,0 mm de largo, mezclados con una capa densa de pelos pannosales blancos muy cortos. Inflorescencias colgantes, de 5,1–8,9 cm de largo, con 5 –7 flores; brácteas florales de 4,7 a 9,0 mm de largo, estrechamente triangulares, densamente tomentosas en la superficie exterior; raquis tomentoso. Flores de 8,4 a 10,1 mm de diámetro; sépalos 4, ovados, verdes, densamente tomentosos en el exterior; estambres 15 - 21, anteras orbiculares, con un denso mechón de pelos blancos y lisos en la mitad superior; estilos fimbriados, de 3,1 a 3,4 mm de largo. Frutos turbinados, con 2 a 5 crestas aplanadas con una serie de espinas, densamente tomentosos; $8,0 \times 4,1$ mm incluidas las espinas (Boza y Kessler 2022).

2.2.1.2. Usos y beneficios

Se identificaron varios usos que se le dan al árbol de la Queñua, pero la ley forestal y de Fauna Silvestre (Ley N° 29763), que prohíbe y lo considera una grave violación, utilizar esta rara especie para tales fines, como es empleada la madera como combustible, fabricación de carbón, para el levantamiento de cercos, es muy estimado en la comunidad local por su uso en carpintería, y es considerada duradera y práctica para la producción de herramientas agrícolas y vigas para techos de tambos. Además, se emplea para salvaguardar y dar cobijo al ganado (Arévalo y García, 2001).

En la región andina, los árboles de Queñua se fomentan para la agrosilvicultura porque actúan como cortavientos, protegen los cultivos de



las heladas, ayudan a preservar el suelo, proporcionan una reserva de alimento durante las sequías y también pueden utilizarse como plantas decorativas. Además, este género proporciona servicios ecosistémicos como la captación y siembra de agua (la Queñua actúa como una esponja, reteniendo la humedad y formando un microclima porque tiene musgos a su sombra), el secuestro de CO₂ (La Queñua almacena carbono en el suelo y en los árboles) y el refugio para la diversidad biológica los bosques de Queñua albergan el 10% de las 2.609 especies de aves de las que se tiene constancia en todo el mundo (Morales, 2015).

Realizaron una evaluación de cuatro fragmentos de bosque de Queñua *incarum* situados en las comunidades aledañas de Villa Molino, Sampaya, Puerto Acosta, Copacati y Pococata, todas ellas situadas en el departamento de La Paz (Bolivia), situado alrededor del lago Titicaca. Se realizaron cuarenta y tres entrevistas a 25 mujeres y 18 hombres, todos de ascendencia aimara, con edades comprendidas entre los 13 y los 75 años. La Queñua *incarum* fue reportado en siete categorías de uso, siendo combustible la más mencionada por los entrevistados (79%), medicinal (52%) y teñido (24% respectivamente). Se documentaron 12 usos en la clase medicinal y dos usos en la clase combustible. Las hojas se infunden para tratar diversas afecciones, como infecciones respiratorias, problemas de próstata, gripe, molestias abdominales, dolor menstrual y complicaciones durante el parto (Hurtado et al. 2018).



2.2.2 Polifenoles

Polifenoles una de las categorías más numerosas e intrincadas de metabolitos vegetales secundarios son los compuestos polifenólicos. Estos compuestos son estructuralmente diversos, desde una simple molécula fenólica hasta una compleja molécula polimérica, y están formados por un anillo aromático rodeado por uno o más grupos hidroxilo. Sus propiedades incluyen el potencial de ser beneficiosas para el cuerpo humano, en particular como agente antioxidante, antialérgico, antiinflamatorio, anticancerígeno y antimicrobiano. Desde un punto de vista químico, la existencia de sus anillos de tipo bencénico está estrechamente relacionada con varios atributos dietéticos, como el sabor, el color, la palatabilidad y el contenido nutricional (Festy, 2007).

Los polifenoles son los antioxidantes más frecuentes en nuestra dieta se encuentran en los distintos alimentos como frutas, aceite de oliva, cereales, verduras, conservas vegetales, chocolate y bebidas como vino, té, y el café. Algunos polifenoles se encuentran exclusivamente en alimentos concretos, como las flavononas de los cítricos, mientras que otros, como la quercetina, se encuentran variedad de plantas y árboles. En general, los alimentos se componen de una combinación polifacética de polifenoles. Además, el contenido total de polifenoles puede verse influido por diversos factores ambientales, como el grado de madurez, la conservación y la luz, también del procesamiento de los alimentos (Rothwell et al., 2014).

Aunque la mayoría de los polifenoles son compuestos secundarios, algunos de ellos son esenciales para las funciones fisiológicas de las plantas. La característica estructural común de estos compuestos es la presencia de uno o más



anillos aromáticos con grupos hidroxilo. Además, se han identificado más de 8000 variantes estructurales diferentes de polifenoles en el reino vegetal, esto demuestra la gran diversidad y complejidad de estos metabolitos en las plantas (Alcaide 2015).

2.2.3 Clasificación de compuestos polifenólicos

La clasificación de los polifenoles se fundamenta en su composición química, distinguiendo entre flavonoides y no flavonoides. Los polifenoles flavonoides se clasifican además en varias subclases, mientras que los no flavonoides incluyen ácidos fenólicos, lignanos y estilbenos (Ignacio y col., 2011).

Los principales grupos de polifenoles son:

- Ácidos fenólicos
 - Hidroxibenzóico
 - Hidroxicinámico
- Flavonoides
 - Flavonas
 - Flavanonas
 - Isoflavonas
 - Flavonoles
 - Antocianinas
 - Flavonales
- Estilbenos
- Lignanos



Esta categorización facilita la comprensión de la diversidad de los polifenoles y sus funciones en las plantas y los posibles beneficios para la salud de los humanos.

2.2.3.1. Ácidos fenólicos

Las plantas contienen ácidos fenólicos en forma libre y ligada, que representan aproximadamente un tercio de los fenoles de la dieta. Los compuestos éster, éter o acetal pueden utilizarse para conectar los fenoles ligados a diversos componentes de las plantas. La división de esta agrupación se clasifica en dos categorías: ácido hidroxibenzoico y ácido hidroxicinámico. Estas categorías se desarrollarán en las secciones siguientes (Ignat y col., 2011).

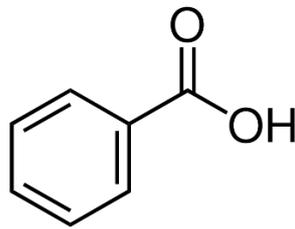
2.2.3.1.1. Ácido hidroxibenzóico

El ácido hidroxibenzoico, al igual que los ácidos gálicos, hidroxibenzoico, protocatéquico, vanílico y siríngico, tiene una estructura básica C₆-C₁. También es una composición de estructura complicada, comparable a los taninos tanto condensados como hidrolizables (Ahmed et al, 2012).

La planta comestible contiene generalmente una baja concentración de este compuesto, con la excepción de frutos rojos específicos, rábano negro y cebollas (Manach, C.y col., 2004). Para más detalles se puede ver en la figura 1.

Figura 1

Estructura química del ácido benzoico



Fuente: Bass, (2014)

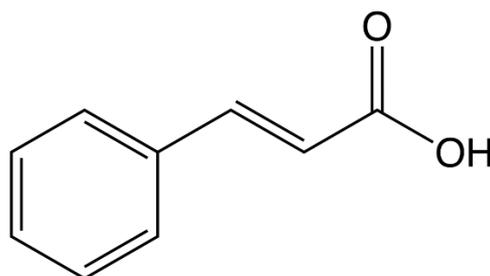
2.2.3.1.2. Ácido hidroxicinámico

La pared celular de los limones contiene un grupo de compuestos conocidos como ácido hidroxicinámico, que incluye el ácido clorogénico, ferúlico, p-cumárico, cafeico y sinápico (Gonzales y molina, 2010).

Químicamente, su esqueleto comprende de anillos aromáticos, grupos alifáticos y ácidos carboxílicos terminales. Se denomina ácido hidroxicinámico debido al grupo OH^- del anillo aromático está sustituido. Generalmente, esta clase de compuestos se esterifica en la membrana celular de las plantas, por lo que es un potente agente antioxidante y tiene una baja solubilidad (Martínez, 2005).

Figura 2

Estructura química del ácido cinámico



Fuente: Bass, (2014)

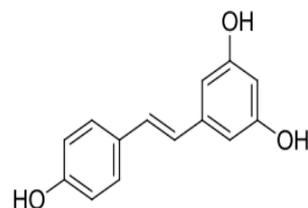
2.2.3.2. Estilbenos

Los estilbenos constan por dos anillos de fenilo unidos por un puente de metileno de dos carbonos ($C_6-C_2-C_6$). Los cambios estructurales dependen del número de hidroxilos, la configuración del doble enlace carbono-carbono y la sustitución del grupo metoxilo, grupo fenol por azúcar u otros grupos alcoxi. No está muy extendido en las dietas basadas en plantas. Sin embargo, las uvas, el zumo de uva y el vino se encuentran entre las principales fuentes dietéticas (D'Archio et al., 2007).

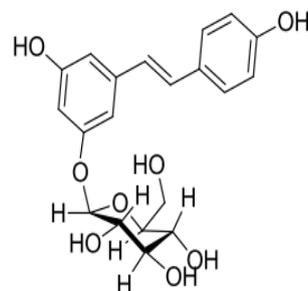
Los estilbenos en su composición que poseen propiedades biológicas, entre ellas antimicrobiana y actividad antioxidante. El resveratrol es uno de los compuestos de mayor importancia nutricional. El resveratrol se encuentra en más de 70 tipos de plantas, como las uvas, las bayas y las legumbres. El vino tinto contiene altos niveles de resveratrol (0,59 mg/L) debido a que la epidermis de las uvas tintas es particularmente rica en resveratrol (Agatonovic y Kustrin et al., 2015).

Figura 3

Estructura química del a) Resveratrol y b) Piceido



a) Resveratrol



b) Piceido

Fuente: Bass. (2014)

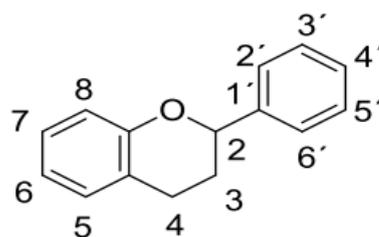
2.2.3.3. Lignanos

Los lignanos, que fueron identificados inicialmente en 1941 por Harworth, son compuestos secundarios presentes en diferentes tipos de vegetación, como las simientes de lino, la calabaza, el sésamo, el centeno y algunos cereales. Como se ilustra en la siguiente figura, son dímeros de fenilpropano (C_6-C_3) que están conectados a un átomo central de sus respectivas cadenas adyacente (enlace C_8-C_8) por definición y estrictamente hablando (Boluda, C y col., 2005).

Los lignanos están siendo investigados por su potencial en la prevención del cáncer, especialmente el cáncer de mama. Actúan de manera similar a otros fitoestrógenos, como las isoflavonas de la soja, al unirse a los receptores de estrógenos en las células. En niveles bajos de estrógenos (como en la menopausia), los lignanos funcionan como estrógenos débiles mientras que, en niveles altos, pueden reducir el efecto del estrógeno al desplazarlo de las células. Este efecto podría ayudar a prevenir tumores dependientes de estrógenos, como el cáncer de mama. Además, algunos estudios sugieren que también podrían prevenir el cáncer de formas no relacionadas con los estrógenos (Collado, 2011).

Figura 4

Estructura química de los lignanos



Fuente: Bass, (2014)



2.2.3.4. Flavonoides

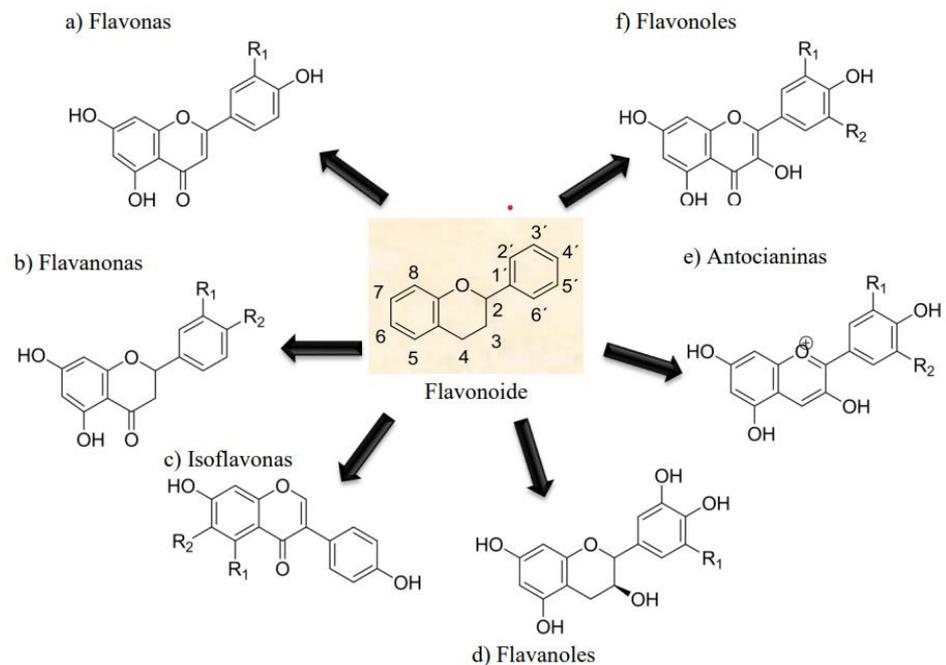
Hasta el momento, se identificaron más de 4,000 flavonoides, que son sustancias naturales presentes en hojas, simiente, corteza, flores y frutos de la vegetación. En general, ayudan a proteger las plantas del daño celular oxidativo, los patógenos, los herbívoros, los parásitos fúngicos y la radiación UV. También son encargados de las propiedades de tonalidad azul y rojo de ciertas verduras, vinos y frutas (Medic y Šaric, 2004).

Los flavonoides suelen ser isoflavonoides, auronas, chalconas catequinas, protontocianidinas, leucoantocianidinas (flavan-3,4-diol), flavonoles, flavanonas, flavonas o flavonoles, según los grupos sustituyentes o la ubicación del anillo bencénico en el anillo pirano. Se producen a partir de 3 malonil-coenzima A, un importante aminoácido presente en muchas plantas y dietas vegetales, y fenilalanina. Se dividen a su vez en dos grandes categorías: antocianinas y antoxantinas (Hernández et al., 2019).

Entre los grupos importantes de compuestos flavonoides están: isoflavonas, antocianidinas flavonas, flavanonas y flavonoles como se muestran en la figura 5 (Martinez y Flores, 2002).

Figura 5

Estructura química de las diferentes clases de flavonoides



Fuente: Bass, (2014)

2.2.3.4.1. Flavonas

Poseen una insaturación entre los carbonos C₂ y C₃, así como un grupo ceto en el carbono C₄. Son los flavonoides menos frecuentes en los productos comestibles. La apigenina, presente en el perejil y otras hierbas aromáticas como la manzanilla o el romero, es la flavona más prevalente, junto con la luteolina, que se encuentra en los cereales. Las cutículas de las frutas también son ricas en flavonas polimetoxiladas. En 1997 Miyake, separaron dos compuestos de C-glucosilflavona de frutos de limón: diosmetina 6-C-C-D-glucósido y diosmetina 6,8-di-Cglucósido (Alcaide, 2015).



2.2.3.4.2. Flavanonas

Las flavanonas, análogas de las flavonas con un anillo C saturado, están glicosiladas en el carbono C₇, y se encuentran principalmente en los productos cítricos, concentrándose más en la pulpa que en los jugos. Las principales formas de flavanonas en los cítricos son glucósidos, como el eriodictiol en los limones, la hesperidina en las naranjas y la naringenina en otros cítricos. Estos compuestos tienen propiedades neuroprotectoras y antiinflamatorias, además de su función antioxidante, especialmente el eriodictiol en los limones (Jain y Parmar, 2011, Parhiz et al., 2014).

2.2.3.4.3. Isoflavonas

Las isoflavonas tienen un anillo bencénico en la posición C₃ y una estructura similar a los estrógenos, como el estriol. Presentan grupos hidroxilo en los carbonos C₇ y C₄, lo que les permite adherirse a los receptores de estrógenos, por lo que se clasifican como fitoestrógenos. Son termosensibles y pueden hidrolizarse durante el procesamiento industrial, aunque también pueden presentarse como agliconas o conjugadas con glucosa. Se encuentran principalmente en leguminosas, especialmente en la soya y sus derivados, siendo la fuente primaria (Quiñones, M. 2012).

2.2.3.4.4. Flavonoles

Los flavonoles se caracterizan por la insaturación entre los enlaces de C₂ y C₃ y la presencia de un grupo carbonilo en el carbono C₄. Además, contienen un grupo hidroxilo en el carbono C₃. Son los polifenoles más comunes en los alimentos, y la quercetina es su representante principal. Las principales fuentes de flavonoles son frutas, verduras, vino y té. Estos



compuestos se encuentran principalmente en los tejidos externos y aéreos de las plantas, y su distribución y concentración pueden variar según la exposición de los frutos a la luz solar (Quiñones, M. 2012).

2.2.3.4.5. Antocianidinas

Las antocianidinas, una de las categorías más importantes de pigmentos vegetales, son compuestos hidrosolubles cuya estructura está formada por tres anillos conjugados, y se encuentran principalmente como heterósidos. Químicamente, son glucósidos de antocianidina, lo que significa que consisten en una aglicona (antocianidina) unida a un azúcar mediante un enlace glucosídico. La estructura básica de las agliconas es el ion flavilio, también conocido como 2-fenil-benzopirilio, compuesto por un anillo fenilo y un grupo aromático benzopirilio (Ioana y col., 2011).

Las antocianidinas más importantes son la cianidina, petunidina, pelargonidina, peonidina, delfinidina y malvidina, sumando alrededor de veinte. Al combinarse con diferentes azúcares, se forman aproximadamente 150 antocianinas. Los azúcares más comunes son glucosa y ramnosa, aunque también se pueden encontrar arabinosa, xilosa, galactosa, rutinosa, gentiobiosa y sacarosa. Estos azúcares suelen estar enlazados en las posiciones 3 y 5, generando 3-O-glicósidos y 3,5-di-O-glicósidos. Las antocianinas son compuestos hidrosolubles con una estructura de tres anillos conjugados, y se encuentran principalmente como heterósidos (Collado, 2011).



2.2.3.4.6. Flavanoles

Tienen un grupo hidroxilo en el carbono C₃ y un anillo C saturado pueden existir como polímeros con diversos grados de polimerización o como monómeros, sus combinaciones heterosídicas es decir, las que incluyen un grupo tiol y un grupo azúcar reductor- son poco frecuentes, a diferencia de otras familias de flavonoides, el tipo flavan-3-ol es el flavanol más prevalente en los alimentos. Estos flavanoles pueden encontrarse en diversas formas, como monómeros (catequinas), dímeros que se han condensado, oligómeros (procianidinas) y polímeros (proantocianidinas o taninos condensados). Los principales compuestos de las frutas son la epicatequina y la catequina. Las catequinas también están presentes en el chocolate y el vivo, que originalmente son donde se encuentran en mayores cantidades (Wiswedel et al., 2004).

2.2.4 Beneficios de los polifenoles

Los compuestos fenólicos son sustancias secundarias de las plantas que ayudan en su defensa contra patógenos y radiación ultravioleta. Los polifenoles afectan propiedades como el olor, sabor, color, amargor, astringencia y estabilidad oxidativa de los alimentos. Estudios epidemiológicos y metaanálisis del siglo XX demostraron que una dieta rica en polifenoles puede proteger contra enfermedades como osteoporosis, diabetes, cáncer, afecciones neurodegenerativas y cardiovasculares. Actualmente, la comunidad científica muestra un creciente interés en estos compuestos debido a sus posibles beneficios para la salud (Pandey y Rizvi, 2009).



a) Efecto cardioprotector

El efecto cardioprotector de los polifenoles es causado por antioxidantes, anticoagulantes, antiagregantes plaquetarios; actividad de fibrinólisis, activación de la proteína quinasa activada por AMP, óxido nítrico sintasa y sirtuina 1; inhibición de la enzima convertidora de angiotensina y fosfato diesterasa; y mejora de la función de las células endoteliales. Además, los flavonoides mejoran la salud ventricular, la resistencia a la insulina y los marcadores lipídicos plasmáticos poseen efectos antiinflamatorios y reducen la presión arterial para aumentar la salud vascular general, así como bloquear la oxidación del colesterol para disminuir el nivel de LDL, reducir la aterosclerosis y finalmente, reducir el riesgo de enfermedad cardiovascular (Cory et al., 2018)

b) Efecto anticancerígeno

Una gran cantidad de estudios han documentado los efectos anticancerígenos de los polifenoles naturales. Los ejemplos notables incluyen antocianinas de arándanos, galato de epigallocatequina del té verde, resveratrol del vino tinto e isoflavonas de soja. La eficacia anticancerígena de los polifenoles naturales se ha atribuido en gran medida a sus potentes actividades antioxidantes y antiinflamatorias, así como a su capacidad para modular objetivos moleculares y vías de señalización, que se asociaron con la supervivencia celular, la proliferación, la diferenciación, la migración, la angiogénesis, las actividades hormonales, las enzimas de desintoxicación y las respuestas inmunes (Kausar et al., 2012).



c) Efecto antidiabético

Las catequinas del té han sido estudiadas por su potencial para tratar la diabetes, mostrando que los polifenoles pueden influir en los niveles de glucosa mediante mecanismos como la supresión de la absorción intestinal de glucosa y su asimilación por los tejidos periféricos. Se ha observado que las antocianinas diacetiladas a dosis de 10 mg/kg inhiben la α -glucosidasa en la mucosa intestinal, reduciendo la glucosa cuando se usa maltosa, pero no sacarosa o glucosa. En roedores, la catequina inhibe la α -amilasa y la sucrasa a dosis de 50 mg/kg o más. Polifenoles como catequina, epicatequina, epigallocatequina y otros también inhiben el transporte de glucosa intestinal mediado por S-Glut-1. Además, las saponinas retrasan la transferencia de glucosa del estómago al intestino, y el resveratrol se ha identificado como un agente antidiabético, con mecanismos como la modulación de SIRT1 que mejora la regulación de la glucosa y la sensibilidad a la insulina en roedores diabéticos (Pandey y Rizvi, 2009).

d) Efecto antienvjecimiento

Los polifenoles son compuestos bioactivos presentes en alimentos de origen vegetal que ofrecen efectos antienvjecimiento significativos gracias a sus propiedades antioxidantes, antiinflamatorias y fotoprotectoras. Actúan neutralizando los radicales libres, reduciendo el estrés oxidativo y protegiendo las células del daño, lo que ayuda a prevenir enfermedades crónicas y el envjecimiento prematuro. Fuentes ricas en polifenoles incluyen frutas del bosque, té verde, cacao oscuro y frutos secos, que no solo mejoran la salud cardiovascular, sino que también promueven una piel más saludable. Incorporar

estos alimentos en la dieta puede ser una estrategia efectiva para fomentar un envejecimiento saludable (Erazo et al., 2024).

e) Efectos neuroprotectores

Los polifenoles son compuestos bioactivos que ofrecen efectos neuroprotectores significativos, especialmente en el contexto de enfermedades neurodegenerativas como el Alzheimer y el Parkinson. Estos compuestos, presentes en alimentos como el té verde y el vino tinto, actúan principalmente a través de sus propiedades antioxidantes y antiinflamatorias, lo que les permite reducir la inflamación crónica y combatir el daño oxidativo en las neuronas. Investigaciones recientes han demostrado que los polifenoles, como el ácido protocatéquico, pueden modular directamente la actividad eléctrica de las neuronas, haciéndolas menos propensas a la excitación excesiva y, por lo tanto, disminuyendo la producción de radicales libres. Esto sugiere un mecanismo potencial para su uso en tratamientos de patologías neurodegenerativas, abriendo nuevas vías para la investigación en la prevención y tratamiento de estas condiciones (Sandoval et al., 2019).

2.2.5 Métodos de extracción de compuestos polifenólicos

2.2.5.1. Métodos convencionales

Esta sección proporciona descripciones revisadas de los métodos de extracción que se emplean para identificar compuestos fenólicos en materiales vegetales, que van desde los métodos habituales y no habituales. Estos métodos, que engloban la extracción líquido-líquido, la maceración y la extracción sólido-líquido o extracción soxhlet, son los más utilizados en esta categoría (Alara et al., 2018).



2.2.5.1.1. Método de extracción por maceración

Actualmente, el método de maceración no se utiliza habitualmente debido a la disponibilidad de otros métodos más factibles. La extracción por maceración es un proceso sencillo que consiste en sumergir una muestra pulverizada en el solvente adecuado dentro de un sistema cerrado, seguido de agitación constante o esporádica a temperatura ambiental, luego del período de extracción, se aplica un proceso de separación para separar las partes sólidas del solvente. Esto generalmente se logra mediante filtración, decantación o clarificación (Olejar et al., 2015).

2.2.5.1.2. Método de extracción por decocción

La decocción implica hervir el extracto acuoso crudo hasta un cierto volumen durante un tiempo específico para obtener los materiales termoestables. El líquido se asienta y se enfría, se cuela o se filtra. La técnica se puede utilizar para extraer componentes solubles en agua. Sin embargo, debe tenerse en cuenta que este procedimiento resulta ineficiente para compuestos sensibles al calor y a la luz. Además, es necesario considerar la transferencia de masa y los efectos cinéticos. Dejando de lado los aspectos negativos, esta técnica ha encontrado aplicaciones en varias plantas aromáticas y medicinales (Hashemi et al. 2019).

2.2.5.1.3. Método de extracción por percolación

La percolación es un procedimiento tradicional utilizado para la separación de compuestos activos del extracto fluido. Consiste en un percolador estrecho (generalmente en forma de cono). La muestra de



alimento se mezcla bien con agua y la solución se agrega desde la parte superior a través de la columna en un recipiente cerrado. La mezcla se filtra hacia abajo con el tiempo (24-48 h dependiendo de la muestra), obteniendo así el extracto puro. El extracto húmedo enriquecido se concentra en evaporadores para obtener la concentración deseada. La técnica se ha utilizado para aislar una variedad de polifenoles de matrices alimentarias (Rathore et al. 2012).

2.2.5.1.4. Método de extracción por digestión

La técnica de digestión es un método de maceración modificado que implica el uso de incrementar la temperatura suavemente siempre en cuando que la temperatura no afecte los fitoquímicos activos en la muestra de la planta. Esta técnica se emplea principalmente para materiales vegetales que contienen compuestos polifenólicos o materiales poco solubles. Además, la extracción exhaustiva en serie implica el fragmentación de extractos crudos con solventes en cantidades considerables de polaridad, desde hexano (un solvente no polar) hasta butanol (un solvente polar) para lograr la extracción de una gama más amplia de fitoquímicos. Esta técnica no se puede utilizar para extraer compuestos termolábiles debido al calentamiento prolongado (Alara y Abdurahman, 2019).

2.2.5.1.5. Método de extracción por soxhlet

Las muestras una vez reducidas de tamaño se ponen en barriles (de celulosa) y se sitúan en la cámara de extracción, justo en la parte superior del vaso colector, bajo un condensador de reflujo en el contexto del método



de extracción soxhlet. El disolvente que ya se ha añadido al recipiente calefactor se calienta posteriormente para generar vapor bajo el chorro de agua fría, este vapor se condensará y volverá a los barriles que contienen la muestra. Finalmente, el extracto acuoso se obtiene del recipiente calentado después de mantener el reflujo de forma constante. La extracción Soxhlet es ventajosa debido a su naturaleza continua, que necesita menos disolvente y tiempo que los métodos de filtración y maceración (Azwanida, 2015).

Sin embargo, es necesario manejar el proceso de extracción soxhlet con cuidado porque los informes han destacado la influencia del exceso de calor en los polifenoles termolábiles (Zhang, 2018).

2.2.5.2. Métodos no convencionales

Dichos métodos incluyen la extracción con CO₂ supercrítico (SC-CO₂), extracción con fluido a presión (PLE), extracción asistida por enzimas (EAE), extracción asistida por ultrasonidos (UAE), extracción asistida por microondas (MAE), o incluso una combinación de estas técnicas..

2.2.5.2.1. Extracción asistida por microondas (MAE)

La extracción asistida por microondas involucra la utilización de energía de radiación de el microondas para calentar la mezcla de disolvente y soluto. El calor generado facilita la difusividad de los disolventes en la muestra para mejorar la difusión de los fitoquímicos objetivo fuera de la muestra. La difusión del disolvente a través de la muestra aumenta la ruptura de los enlaces de hidrógeno que sujetan la



muestra, permitiendo así que los compuestos objetivo se disuelvan en el fluido de extracción, las ventajas de la extracción asistida por microondas son una menor pérdida de tiempo y bajos volúmenes de disolvente extracción (Shams et al., 2015).

Se ha encontrado que el MAE es útil en la extracción de polifenoles de cadena corta como ácidos fenólicos y flavonoides; sin embargo, se usa con moderación cuando se consideran polifenoles poliméricos como antocianinas y taninos debido a la posibilidad de que la extracción asistida por microondas destruya los polifenoles con varios sustituyentes de tipo hidroxilo y los sensibles al calor como las antocianinas (Pinela et al., 2016).

2.2.5.2.2. Extracción asistida por ultrasonido (EAU)

Este método de extracción sencilla que involucra un mecanismo inducido por la rotura de microburbujas para inducir una veloz alteración del tejido, lo que permite la dispersión de los bioactivos de las sustancias al disolvente, lo han identificado como un enfoque sencillo y rentable que es aplicable tanto en entornos menores como a gran escala. Su utilización para la extracción de polifenoles de diversas fuentes ha aumentado en los últimos años (Dahmoune et al., 2014).

Varias investigaciones han demostrado que los ultrasonidos permiten extraer mejor y más rápidamente los polifenoles con menos descomposición química que otras técnicas de extracción (Vinatoru, 2001).



2.2.5.2.3. Extracción de líquidos presurizados (PLE)

La técnica de extracción con líquido presurizado también se puede denominar “extracción acelerada con disolventes”. Es un método actual desarrollados para la extracción de fitoquímicos. Requiere el uso de alta temperatura y presión (Nieto et al., 2010).

Se aplica alta presión que oscila entre 3,3 y 20,3 MPa en combinación con alta temperatura; que van de 40 a 200 °C para facilitar la desorción y la solubilidad de las moléculas en disolventes. La PLE es un método de extracción avanzado que garantiza un proceso de extracción rápido utilizando un pequeño volumen de solventes en comparación con los métodos de extracción convencionales (Nieto et al., 2010).

2.2.5.2.4. Extracción de CO₂ supercrítico (SC-CO₂)

Este método requiere utilización de CO₂ como fluido supercrítico. Este fluido se utiliza principalmente debido a su no toxicidad, no inflamable, su rentabilidad y su alta disponibilidad con un alto grado de pureza. Bajo la extracción SC-CO₂, se pueden aplicar diferentes combinaciones de presión y temperatura, lo que convierte a esta técnica en el método elegido para crear varios productos finales. Esta posibilidad de varias combinaciones permite el uso de baja presión (7,386 MPa) y temperatura (31,60 °C, el punto crítico del CO₂), lo que convierte al SC-CO₂ en un método común en instalaciones a escala de laboratorio, la combinación de bajas temperaturas y presión asegura la preservación de fitoquímicos termolábiles (Morgan, 2013).



Por ejemplo, la extracción máxima de compuestos fenólicos de las semillas de guayaba se logró utilizando CO₂ supercrítico a una presión de 100 bar y el etanol a una temperatura de 60 °C (Tyśkiewicz et al., 2018).

2.2.5.2.5. Extracción asistida por enzimas (EAE)

Esta es una técnica actual que explota la capacidad de las enzimas para romper el compartimento de la pared celular para asegurar el movimiento del contenido citoplasmático hacia el fluido de extracción, como el agua. Las enzimas empleadas durante la EAE son capaces de romper y debilitar las paredes celulares para exponer su contenido celular a la extracción. Esto garantiza una mejor posibilidad de extraer polifenoles de dichas muestras (Puri et al., 2012).

Parte de estas enzimas se utiliza para facilitar la extracción de componentes fitoquímicos de materiales vegetales que incluyen celulasas, hemicelulosas, pectinasas y otros, se pueden utilizar para hidrolizar la lignina de la pared celular para promover la eficiencia de la extracción. Un informe sobre la extracción de polifenoles de residuos de uva mostró un fuerte desempeño con respecto al rendimiento de polifenoles cuando se emplearon las enzimas celluclast, pectinex y novoferm como enzimas de pretratamiento (Gómez y García et al., 2012).

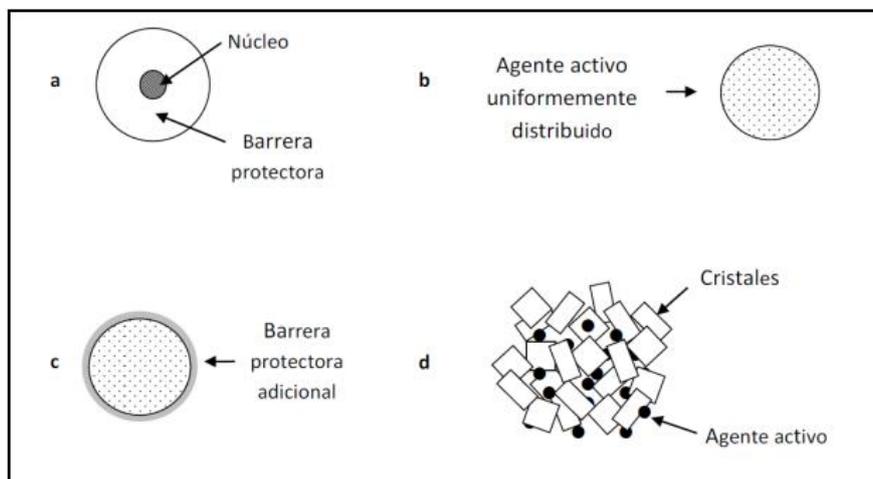
2.2.6 Encapsulación

La técnica de confinar materiales sólidos, líquidos o gaseosos dentro de estructuras compactas se conoce como encapsulación. Las sustancias químicas que actúan como agentes encapsulantes se conocen como cáscara, membrana, fase externa, envoltura, material de pared o matriz, mientras que las sustancias

químicas encapsuladas suelen denominarse "núcleo", agente activo, relleno o fase interna. En el contexto del desarrollo de alimentos y componentes funcionales, los compuestos encapsulados incluyen, entre otros, lípidos, ácidos grasos, fitoesteroles, carotenoides, vitaminas, péptidos, antioxidantes, minerales y organismos probióticos. Las biomoléculas se emplean con frecuencia como materiales de encapsulación (lípidos polisacáridos y proteínas) de calidad alimentaria, biodegradables, inertes para el agente activo y, preferiblemente, de bajo coste. Se pueden conseguir varios sistemas de encapsulación, como se ilustra en la Figura 6, dependiendo del agente encapsulante, la tecnología empleada y el material de recubrimiento (Zuidam et al., 2010; Nedovic et al., 2011).

Figura 6

Esquema de los diferentes sistemas de encapsulación a) reservorio, b) matriz inclusiva, c) sistema mixto, d) aglomerados.



Fuente: Lopez, (2012)

Los depósitos o sistemas núcleo-capa están formados por un material activo en el interior y un revestimiento exterior llamado material encapsulante o de pared, que puede tener una o múltiples capas concéntricas. Una parte del ingrediente activo se adhiere a la superficie de la cápsula, mientras que el material



de encapsulación y el ingrediente activo se combinan para crear una mezcla homogénea, formando un sistema de matriz inclusiva. Además, un sistema mixto se desarrolla al añadir una capa adicional sobre estos sistemas, con el objetivo de retrasar la liberación del agente activo o mejorar su protección. Los aglomerados facilitan el almacenamiento de compuestos activos al proporcionar una superficie significativa (López, 2012).

La encapsulación es una técnica que puede emplearse para mantener estables los componentes activos en circunstancias específicas. Según (Peanparkdee y Iwamoto, 2020). Entre los beneficios de la encapsulación se destacan diversos objetivos:

- Evitar que la sustancia activa se degrade por factores ambientales (humedad, aire, temperatura y luz) que reducen su eficacia y acortan su vida útil.
- En determinadas circunstancias, como el pH y la temperatura, la sustancia química activa se libera de la matriz encapsulante de forma regulada.
- Enmascarar sabores desagradables.
- Para facilitar la manipulación del producto original.

Podemos identificar tanto la microencapsulación como la nanoencapsulación dentro del término encapsulación para facilitar su manipulación. El primero permite que una sustancia química encapsule el producto original dentro de diminutas esferas conocidas como microesferas o microcápsulas. El diámetro medio de estas esferas oscila entre 1 mm y numerosos cientos de micras han encapsulado eficazmente varios componentes activos, como

vitaminas, enzimas, pesticidas, fragancias y polifenoles, en microcápsulas compuestas de diversos polímeros (Dubey et al. 2009).

2.2.7 Técnicas de encapsulación

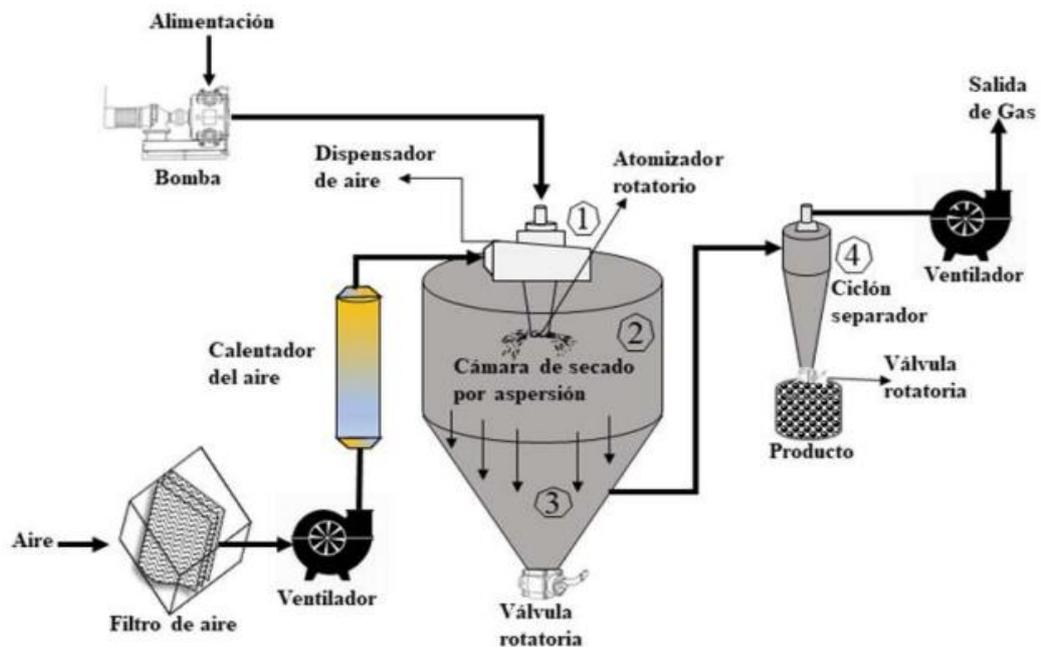
El tamaño medio de las partículas de un proceso, la biocompatibilidad y biodegradabilidad de las micropartículas, las características fisicoquímicas de los materiales de la pared y el núcleo, el mecanismo de liberación previsto, las aplicaciones del material encapsulado y el coste del proceso influyen en la elección de la técnica de microencapsulación. Entre los métodos más utilizados para encapsular polifenoles se encuentran el secado por pulverización, la extrusión, la coacervación, la liofilización y la gelificación iónica (Esquivel et al., 2015).

2.2.7.1. Secado por atomización

En el secado por atomización (Spray drying), el material que se va a encapsular se dispersa primero en el agente encapsulante y, a continuación, la muestra se atomiza en una cámara a alta temperatura. Las cuatro etapas del secado por pulverización son las siguientes (1) atomización del material líquido en la cámara de pulverización; (2) contacto entre la pulverización y el medio de secado; (3) vaporización de la humedad; y (4) división de los productos secados con el flujo de aire. El disolvente se evapora de manera instantánea, atrapando el material activo en una membrana de material encapsulante para más detalles se puede observar la Figura 7 (Ángeles, 2009; Lucas, 2017).

Figura 7

Equipo de secado por Atomización



Fuente: Salgado, (2020)

El líquido ingresa al equipo inicialmente a través de una bomba y se atomiza. Esta atomización es la operación más crítica en el procedimiento de secado por atomización, porque se logra mediante la aplicación de energía a la masa de líquido a procesar, la operación debe generar una nube de líquido con una alta relación superficie-masa y minimizar la dispersión de partículas (Lozano, 2009; Ángeles, 2009).

A continuación, el líquido agregado se elimina mediante una corriente de aire caliente y posteriormente, el producto seco y el aire húmedo se separan mediante un ciclón. En las industrias, las partículas se suelen depositar en compartimentos incluidas en el equipo y luego se recogen en un contenedor sellado o un recipiente (Esquivel et al., 2015).



La tasa de alimentación, la viscosidad del material de partida, las temperaturas de entrada y salida del aire de secado, el tipo de atomizador y la presión desempeñan un papel fundamental en la determinación de las características fisicoquímicas del producto secado. Probablemente debido al bajo coste de procesamiento y al proceso rápido y continuo, el secado por atomización es un método de microencapsulación más usado en el sector alimentario. Es un procedimiento económico y eficaz para la protección de compuestos bioactivos, la deshidratación de zumos, sangre, huevos, leche, colágeno, colorantes, proteínas y otras sustancias (Heck et al., 2021).

2.2.7.2. Coacervación

Esta técnica de la coacervación, implica la separación del soluto polimérico en pequeñas partículas mediante la separación de fases. Las cápsulas incipientes, que se crean al depositarse este coacervado sobre partículas insolubles esparcidas en un líquido, gelifican adecuadamente para formar las cápsulas finales (Arroyo, 2015).

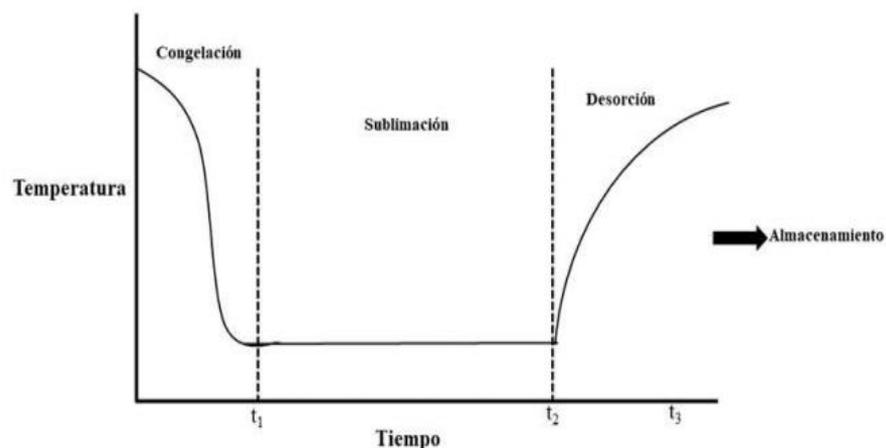
La separación de fases se induce durante la coacervación, cuando se añade gradualmente un no disolvente sobre una solución del polímero formador del recubrimiento para mantener en suspensión la sustancia que se va a encapsular. Un no disolvente es un disolvente que es miscible con el disolvente del polímero y en el cual el polímero no se disuelve. Al añadir el no disolvente, el polímero se insolubiliza, lo que provoca su deposición alrededor de las partículas en suspensión, para solidificar las microcápsulas, se introduce una cantidad sustancial del no disolvente al final del procedimiento (Huertas, 2010).

2.2.7.3. Liofilización

La mejor técnica para microencapsular y deshidratar todos los materiales termosensibles es el secado en frío, comúnmente conocido como criodesecación o liofilización. Las cuatro etapas principales de este proceso de varias fases congelación, sublimación, desorción y almacenamiento, estabilizan los materiales. Inicialmente se congela el producto y posteriormente se sublima el hielo del estado sólido al vacío (fase de sublimación). Tras eliminar el agua no está gélida por evaporación a baja presión (fase de desorción), se almacena el producto acabado. Un procedimiento de liofilización satisfactorio mantiene la gran parte de las propiedades originales del material que se va a encapsular, como el aspecto, el sabor, la forma, el tamaño, la actividad biológica, la textura y el color, mientras que la composición y la estructura del material de la pared determinan principalmente la eficacia de la protección o la liberación controlada (Contreras, 2019).

Figura 8

Etapas de la técnica de liofilización



Fuente: Salgado, (2020)



Los principales inconvenientes de la liofilización son los prolongados tiempos de secado y el considerable consumo de energía y los factores que principalmente influyen en la optimización de los procedimientos de liofilización son la estabilidad de la composición bioactiva a lo largo del procedimiento de la liofilización y el período de almacenamiento (Heldman y Hartel, 1997).

2.2.7.4. Gelificación Iónica

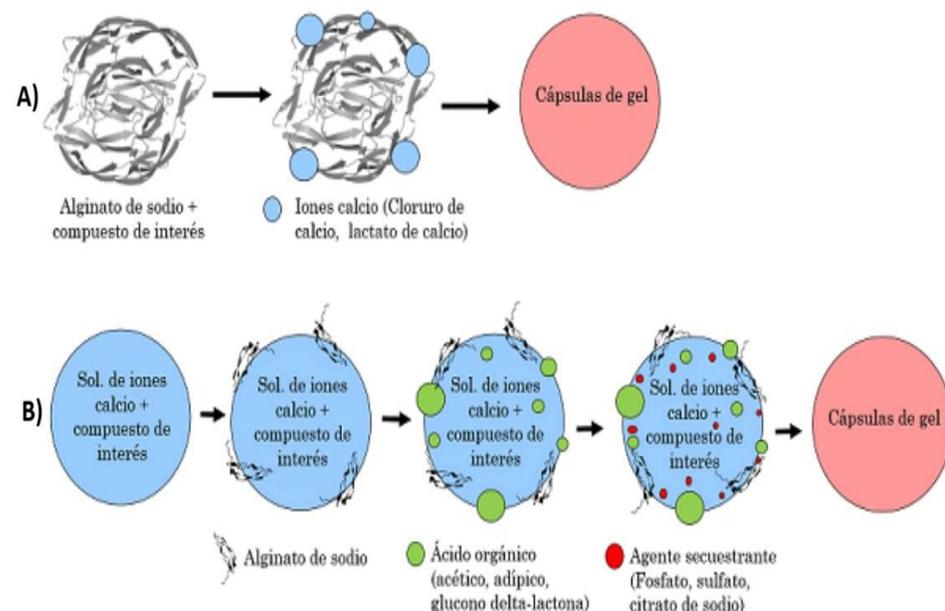
Dado que la cinética de la gelificación está influida por el pH, existen dos formas de encapsular mediante gelificación iónica: la gelificación iónica interna, también conocida como gelificación controlada por el pH, y la gelificación iónica externa, también conocida como proceso de difusión.

Gelación externa: Este método consiste en extruir una solución de alginato que contiene el bioactivo a través de una aguja hipodérmica o un orificio. Las gotas generadas por la extrusión caen sobre una solución acuosa con iones de calcio, formando esferas de gel mediante una reacción de reticulación. En un proceso llamado gelificación inversa, el bioactivo se mezcla con una solución de iones de calcio y se añade gota a gota a un depósito de alginato. Existe una variante donde la cinética de gelificación es rápida en ambos casos, permitiendo que la formación del gel ocurra instantáneamente en la capa superior de la esfera. Además, se destaca que la estructura de estos polímeros es heterogénea (Bennacef, et al., 2021).

Gelación interna: Este proceso genera un gel con una cinética de gelificación controlada y una estructura más homogénea. Se mezclan soluciones de alginato que contienen el bioactivo con carbonato cálcico inactivo y se extruyen sobre una fase orgánica acidificada con un ácido, como el ácido acético glacial. La acidificación facilita la reticulación del alginato al liberar iones de calcio de los compuestos. La reacción entre el ácido y el carbonato genera CO_2 , que provoca fisuras en el gel al liberarse (Antil et al., 2019).

Figura 9

Diagrama representativo de gelación iónica externa (A) e interna (B).



Fuente: Ortiz et al. 2021

Una de las principales ventajas de la gelificación iónica es que no utiliza disolventes orgánicos ni requiere altas temperaturas. Sin embargo, los productos pueden liberar rápidamente el bioactivo si se emplean materiales de recubrimiento de bajo peso molecular. Para abordar esto, se pueden utilizar emulsiones, ya que los estudios sugieren que permiten una

liberación retardada en el organismo, mejorando así la absorción de la sustancia encapsulada (Ortiz et al. 2021).

2.2.7.5. Extrusión

Implica el paso de un componente encapsulante y una emulsión que contiene el ingrediente activo a través de una cámara de alta presión, que se emplea principalmente para la encapsulación de sabores utilizando matrices de carbohidratos. Esta forma de encapsulación es muy beneficiosa, pero solo es aplicable a escala de laboratorio (Arroyo, 2015).

La extrusión es el segundo método más empleado para la encapsulación de sabores, después del secado por pulverización. La extrusión es una combinación en forma de esferas (pellets) en el seno de un depósito con un disolvente refrigerado, como el isopropanol, es un proceso típico que consiste en mezclar sabores con jarabe de maíz o almidón modificado calentado (Huertas, 2010).

El tamaño de las micropartículas puede regularse ajustando el diámetro de la aguja o del orificio del aparato extrusor, y esto da lugar al desarrollo de múltiples sistemas de extrusión, además la distancia de la caída de la gota es ajustable. Esta técnica es la más utilizada por su alta retención, bajo coste y simplicidad (Romero, 2004).

2.2.8 Materiales de recubrimiento

La durabilidad y eficacia de la micropartícula dependen del material de pared utilizado para la encapsulación. Las propiedades fisicoquímicas, como podrían ser el peso molecular, el punto de ebullición, la solubilidad, la viscosidad,

la difusividad, la cristalinidad, la capacidad para formar películas, las cualidades emulsionantes y el coste, son la base de los criterios de selección. En general, el material de pared ideal debe tener solubilidad contraria con el componente a ser encapsulado, como el material de pared hidrofóbico y el núcleo hidrofílico o viceversa (Dhakal y He, 2020).

Para facilitar la manipulación y evitar la aglomeración, también debe ser biodegradable, tener baja resistencia al flujo a elevadas concentraciones y poca tendencia a absorber humedad del ambiente, ser insípido, insoluble e inerte con el material a encapsular, soluble en los solventes típicos, ser de bajo costo, tener la capacidad de emulsificar y estabilizar el material central, presentar un alto grado de protección contra condiciones ambientales adversas (luz, humedad, oxígeno) y otros ingredientes reactivos que puedan afectar el material central. Asimismo, debe poseer propiedades favorables de cobertura como resistencia, estabilidad, flexibilidad e impermeabilidad (Geranpour et al., 2020)

Tabla 3

Tipo de materiales encapsulantes usados en la industria

Tipo de material encapsulante	Cobertura específica	Técnica empleada
Carbohidratos	Maltodextrinas, almidón y derivados, sacarosa, jarabes de maíz, detrana, ciclodextrinas.	Secado por aspersion, extrucción, coacervación, inclusión.
Gomas	Alginato de sodio, arábica, guar, mezquite, carregenina.	Secado por aspersion, emulsificación (formación de esferas)
Proteínas	Suero de leche, gelatina, zeína, proteína de soja, caseína, gluten, Caseinatos.	Emulsificación, secado por aspersion



Tipo de material encapsulante	Cobertura específica	Técnica empleada
Lípidos	Ceras, parafinas, grasas, ácido esteárico, triestearina, mono y diglicéridos.	Emulsificación, formación de películas, liposomas
Celulosas	Carboximetilcelulosa, metilcelulosa, estilcelulosa, nitrocelulosa, acetocelulosa.	Coacervación, secado por aspersión.

Fuente: Ríos y Gil-Garzon, 2021

2.2.8.1. Carbohidratos

Los carbohidratos, o glúcidos, son moléculas orgánicas compuestas de oxígeno, hidrógeno y carbono, y a veces también contienen nitrógeno y azufre. Se clasifican en monosacáridos (unidades base), disacáridos (dos monosacáridos unidos), oligosacáridos (de 3 a 10 monosacáridos) y polisacáridos (más de 10 monosacáridos), y son derivados cetónicos o aldehídos de alcoholes polihídricos (Cárabez y Chavarría, 2015).

Esta categoría incluye los polisacáridos, también conocidos como glucanos, que son polímeros de monosacáridos compuestos por miles de decenas de unidades de monosacáridos y son sustancias de meso molecular alto. Polímeros de monosacáridos, están formados por decenas a miles de unidades de monosacáridos. Los polisacáridos más reportados en la encapsulación de estos son alginatos, almidones, celulosas y otros hidrocoloides como goma arábiga, xantana y acacia (Pieczykolan y Kurek, 2019).



2.2.8.2. Proteínas

Las proteínas se consideran buenas opciones para ser utilizadas como materiales de pared, esencialmente en la microencapsulación por secado por pulverización, ya que tienen la capacidad de formar geles térmicamente permanentes por encima de los 70°C, es por ello que para seleccionar la proteína o combinación adecuada como un material de pared, se deben tener en cuenta algunos factores importantes como es conocer las características fisicoquímicas específicas de las proteínas a utilizar, desnaturalización térmica y temperaturas de transición, puntos isoelectrónicos, sensibilidades a iones, susceptibilidad a enzimas específicas o reacciones químicas de entrecruzamiento o degradación (Macías et al., 2020).

2.2.8.3. Lípidos

Los lípidos son una clase de biomoléculas tremendamente diversa desde el punto de vista molecular, aunque todas tienen la propiedad de ser solubles en disolventes orgánicos e insolubles en soluciones acuosas. Desarrollan distintos roles en los procesos orgánicos, como la conservación de energía, la señalización celular u hormonal y los procesos estructurales (membranas). Los lípidos simples y los lípidos complejos se clasifican en función de su composición química. Carbono, hidrógeno y oxígeno son los únicos componentes de los lípidos simples, los acilglicérols, el colesterol, ácidos grasos y las ceras forman parte de esta categoría. Los lípidos complejos, por su parte, están compuestos de carbono, hidrógeno, oxígeno y fósforo, nitrógeno y azufre. Esta categoría



adicional engloba los fosfoglicéridos (fosfolípidos) y los esfingolípidos, que son moléculas anfipáticas con una función estructural primaria en la bicapa lipídica de las membranas y también intervienen en la solubilización biliar y la señalización celular (activación enzimática y síntesis de mediadores) (Argüeso et al., 2011).

La grasa láctea, la lecitina, la cera, el ácido esteárico, monoglicérido, el aceite hidrogenado como el de palma, los diglicéridos, los queroseno, algodón y soja son algunos de los principales agentes encapsulantes de lípidos. Estos agentes son forman de películas excepcionales que pueden cubrir las partículas individualmente, garantizando así una encapsulación homogénea (Huertas, 2010).

2.2.8.4. Gomas

Las gomas se emplean en microencapsulación por su capacidad para estabilizar emulsiones y formar películas. La goma acacia, comúnmente conocida como goma arábiga, es una goma muy apreciada por su excepcional capacidad de emulsificación, en consecuencia, es una elección popular para la microencapsulación.

Debido a su solubilidad, baja viscosidad, cualidades emulsionantes y excelente retención de volátiles, la goma arábiga suele utilizarse para la mayoría de las técnicas de encapsulación. Sin embargo, la utilización de la goma arábiga con fines de encapsulación se ha visto restringida por su elevado coste, suministro limitado y variaciones de calidad, lo que ha impulsado a los estudiosos a explorar opciones alternativas de microencapsulación (Madene et al., 2006).



2.2.9 Encapsulación de polifenoles

La estructura química de los polifenoles está directamente vinculada con su estabilidad, esencial para la funcionalidad de los alimentos. La estructura de los polifenoles se compone de uno o varios anillos bencénicos unidos entre sí por al menos dos grupos hidroxilo (OH)⁻. En consecuencia, la estabilidad de estos compuestos disminuye debido a la alta reactividad de estos grupos. La epimerización, la autooxidación y algunas otras reacciones, como la esterificación y la alquilación, son críticas para la consistencia de los polifenoles (Deng et al., 2018).

La estabilidad de los compuestos fenólicos bajo diversas variables, como las proteínas, temperatura, el pH, la luz, los fermentos, el oxígeno, los iones metálicos y las interacciones con otros componentes comestibles es por tanto uno de los elementos más importantes a tener en cuenta (Bakowska et al., 2003; Deng et al., 2018).

Además, demuestran una biodisponibilidad inadecuada. La industria alimentaria emplea técnicas de encapsulación para salvaguardar los compuestos bioactivos de condiciones extremas, calor o humedad, mejorando así su estabilidad. (Gibbs, 1999). Los materiales de encapsulamiento más utilizados para polifenoles son:

Maltodextrina: Se combina con otros agentes encapsulantes como la goma arábiga para formar un material de pared eficaz para la encapsulación de compuestos fenólicos en frutas.

Goma arábica: Junto con la maltodextrina, se emplea para la encapsulación de polifenoles, ofreciendo propiedades protectoras y estabilidad a los compuestos encapsulados.

Alginato de sodio: Se ha evaluado como material encapsulante para proteger polifenoles presentes en aceites esenciales, aplicando la técnica de gelificación iónica.

Tabla 4

Algunas Técnicas y materiales de pared que se han utilizados en la microencapsulación de polifenoles.

Compuestos Fenólicos	Técnicas de Microencapsulamiento	Materiales de Recubrimiento
Extracto de semilla de mango	Secado por aspersión	Maltodextrina
Extracto de flor de pétalo de Clitoria ternatea	Extrusión	Alginato con cloruro de calcio
Extracto de té verde	Liofilización y secador por pulverización	Maltodextrina (MD), b-ciclodextrina (CD) y combinación de ambos (MD:CD)
Extracto fenólico de uva	Secado por pulverización	Maltodextrina y goma arábica en distintas proporciones (10:0, 8:2, 6:4, v/v)
Curcumina y el resveratrol	Secado por pulverización	Alginato de sodio y carboximetilcelulosa
Resveratrol	Extrusión	Almidón
Antocianinas extraídas del salvado de arroz glutinoso negro	Secado por pulverización y liofilización	Maltodextrinas de arroz glutinoso negro (BRM) con 3 equivalentes de dextrosa (DE), incluidos DE10 (BRM10), 20 (BRM20) y 30(BRM30)



Compuestos Fenólicos	Técnicas de Microencapsulamiento	Materiales de Recubrimiento
Extractos de Frambuesa Negra (antocianinas)	Coacervación	Gelatina y goma arábica
Catequina de Camelia sinensis	Gelificación iónica	Pectinado de calcio
Extracto de cacao	Gelificación iónica	Alginato de sodio y carboximetilcelulosa
Resveratrol	Coacervación	Zeína-quitosano
Extracto de orujo de uva	Secado por aspersión	Maltodextrina y la goma arábica
Extracto de antocianina	Liofilización	Maltodextrina con 10 y 20 equivalentes de dextrosa
Extractos fenólicos de jabuticaba, jussara y arandano	Secado por pulverización	Maltodextrina, goma arábica y concentrado de proteína de suero
Extracto de jussara	Gelificación iónica	Alginato de sodio
Isoflavonas extraídas de harina de soja desgrasada	Secado por pulverización	Goma de acacia, maltodextrina y leche entera
Antocianinas de arándanos	Secado por pulverización	Maltodextrina, goma guar, goma arábica, pectina, B-glucano e inulina
Extracto polifenólico de cascaras de cacao	Secado por pulverización	Maltodextrina
Ácido gálico	Liofilización	Quitosano, B-ciclodextrina y Xantano
Naringenina y la quercetina	Secado por pulverización	Ftalato de acetato de celulosa

Fuente: Salgado (2020)



2.2.10 Técnica estadística

Diseño factorial completo

Los diseños factoriales completos implican el examen de todas las posibles combinaciones de factores y niveles que se pueden explorar. Esta herramienta estadística proporciona una comprensión integral del comportamiento del proceso. En diseños factoriales completos, se consideran todos los factores y sus interacciones. Hay varios tipos de diseños factoriales completos, incluidos aquellos con dos, tres y cuatro niveles, cada uno ofreciendo diferentes perspectivas (Jankovic et al., 2021).

El diseño factorial completo de dos niveles (2^k , donde k representa el número de factores) es el más utilizado, seguido por el FFD de tres niveles. Este enfoque es conocido por su robustez y adaptabilidad y es particularmente útil cuando hay sospecha de interacciones entre factores (X_i y X_j) (Pierlot et al., 2008). Sin embargo, para la aplicación de este método, el número de factores debe estar dentro del rango de 2 a 5 ($2 < k < 5$) para generar entre 4 y 32 ejecuciones experimentales. Por ejemplo, Supongamos que se encuentran en estudio tres factores A, B y C, cada uno con dos niveles. Este diseño se conoce como diseño factorial, 2^3 y las ocho combinaciones de tratamientos pueden representarse gráficamente mediante un cubo.

Existen en realidad tres notaciones distintas que se usan ampliamente para las corridas o ejecuciones en el diseño 2^k :

1. La primera es la notación “+,-”, llamada “geométrica”.



2. La segunda consiste en el uso de letras minúsculas para identificar las combinaciones de tratamientos.
3. En la tercera se utilizan los dígitos 1 y -1 para denotar los niveles alto y bajo del factor, respectivamente.

En este diseño, se generan todas las combinaciones posibles entre los efectos mediante la creación de una matriz de diseño. En esta matriz, se emplean los signos – y + para representar ambos niveles de un factor. La construcción se lleva a cabo de la siguiente manera: en la primera columna, los signos alternan comenzando con el signo -. En la segunda columna, los signos cambian cada dos filas, en la tercera cada cuatro filas, en la cuarta cada ocho filas, y así sucesivamente, siempre iniciando con el signo -.

Modelo estadístico

El modelo estadístico para este diseño experimental considera la interacción entre los factores involucrados en el análisis, la ecuación para este modelo se muestra a continuación:

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + \gamma_k + \alpha\beta_{ij} + \alpha\gamma_{ik} + \beta\gamma_{jk} + \alpha\beta\gamma_{ijk} + \varepsilon_{ijk} \quad (1)$$

Donde:

μ : es la media general del experimento.

α_i : es el efecto debido al i-ésimo nivel del factor A.

β_j : es el efecto del j-ésimo nivel del factor B.

γ_k : es el efecto del k-ésimo nivel del factor C.

$\alpha\beta_{ij}$: representa el efecto de interacción de la combinación ij.

$\alpha\gamma_{ik}$: representa el efecto de interacción de la combinación ik.



$\beta\gamma_{jk}$: representa el efecto de interacción de la combinación jk .

$\alpha\beta\gamma_{ijk}$: representa el efecto de interacción de la combinación ijk

ϵ_{ijk} : el error aleatorio que, se supone, sigue una distribución normal con $\mu = 0$ y $\sigma^2 = \text{Constante}$, además de que son independientes entre sí.

Para establecer la influencia de los factores analizados en la variable de respuesta será necesario probar las siguientes hipótesis de trabajo:

Para los efectos del factor A:

$$H_0: \alpha_i = \alpha_j = 0$$

$$H_1: \alpha_i \neq \alpha_j \neq 0$$

Para los efectos del factor B:

$$H_0: \beta_i = \beta_j = 0$$

$$H_1: \beta_i \neq \beta_j \neq 0$$

Para los efectos del factor C:

$$H_0: \gamma_i = \gamma_j = 0$$

$$H_1: \gamma_i \neq \gamma_j \neq 0$$

Además, estos diseños presentan diferentes ventajas en relación a otros tipos de diseños (Box y Hunter, 2008).

- No se requiere realizar un gran número de experimentos para cada uno de los factores que se van a analizar
- Las observaciones generadas por los diseños pueden ser interpretadas utilizando el sentido común, la aritmética básica y gráficos producidos por ordenador.
- Cuando se trata de factores cuantitativos, es posible identificar una dirección prometedora para realizar experimentaciones adicionales.



- Se puede ampliar los diseños cuando se requiere una exploración más específica.
- Se pueden llevar a cabo de manera secuencial, de modo que, tras completar una ronda del diseño factorial, se puede establecer una nueva para realizar una investigación más detallada.

Por otro lado, los diseños factoriales completos, en particular los diseños factoriales de dos niveles, se emplean comúnmente para la evaluación inicial de los procesos de extracción, como compuestos fenólicos (fenoles totales y flavonoides) de chiles malagueta dentro de un marco de múltiples respuestas (Dos Anjos et al., 2021). Además, los diseños factoriales de dos niveles se utilizan a menudo para acercarse a una región óptima para una mayor optimización, lo que se puede lograr a través de otros diseños de experimentos robustos como Box–Behnken (Gómez et al., 2021) o diseños compuestos centrales (Cavalero et al., 2019).

Con base en estos datos, los diseños factoriales completos podría servir como una herramienta poderosa para optimizar el proceso de la extracción de compuestos bioactivos de materiales de origen vegetal (Borras et al., 2021; Rashad et al., 2023). Sin embargo, la principal limitación de este tipo de diseño de experimentos radica en el número de factores y niveles; a medida que aumentan, el número de ejecuciones experimentales aumenta drásticamente, lo que lo convierte en un método costoso y que requiere mucho tiempo (Jankovic et al., 2021).



CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. TIPO DE INVESTIGACIÓN

Por la naturaleza del problema y los objetivos de esta actividad de estudio, se trata de una investigación experimental y analítica. Esto se debe al hecho de que se realizó una comparación utilizando los datos adquiridos para estimar los parámetros ideales de extracción y encapsulación de polifenoles de la Queñua (*Polylepis incarum*). También demuestra que el enfoque cuantitativo del tratamiento de datos es un conjunto de metodologías, dado que los objetivos descritos en el estudio sólo pueden alcanzarse mediante el análisis de datos numéricos (westreicher,2021).

Para estructurar el análisis de manera coherente y estadísticamente, se implementó un diseño factorial 2^3 . Este enfoque metodológico es particularmente valioso en investigaciones donde se busca evaluar el impacto simultáneo de múltiples variables independientes sobre una o más variables dependientes (Narváez y Villegas, 2021).

3.2. LUGAR DE EJECUCIÓN

El presente estudio se llevó a cabo en las instalaciones del laboratorio de control de calidad y el laboratorio de operaciones y procesos unitarios de la Facultad de Ingeniería Química de la Universidad Nacional del Altiplano – Puno, ubicada en:

- Departamento: Puno
- Provincia: Puno
- Distrito: Puno
- Dirección: Av. Floral 1153, Puno 21001



- Altura: 3840 m.s.n.m.
- Latitud: 15° 49'22'' S
- Longitud: 70° 01'06'' W

3.3. MATERIALES Y EQUIPOS

3.3.1 Materia prima

Para este trabajo experimental el recurso natural que es la corteza de árbol de la Queñua (*Polylepis incarum*) se recolecto una cantidad aproximada de 10 kg en el departamento de Puno – Perú, provincia de Lampa, distrito de Palca, sector bosque de Queñua de antalla que se encuentra a 4988 m.s.n.m. y se encuentra en las siguientes coordenadas geográficas: Latitud Sur 15°18'42" y longitud oeste 70°40'33".

3.3.2 Equipos de laboratorio

- Espectrofotómetro UV visible, Marca Thermo Scientific modelo Genesys 150
- Equipo de secado por atomización (Büchi B-190)
- Balanza analítica Meter Toledo o/MS205DU
- pHmetro digital de calibración (Hanna Struments, HI 9321).
- Centrífuga Centurion Scientific Limited (Benchtop Centrifuges)
- Cocinilla eléctrica, Marca IKA C-MAG HS10
- Bomba de vacío de alta presión Vacuumbrand 2
- Agitador magnético con calentador Marca IKA modelo C-MAG HS 7S 000.
- Tamizador Marca TYLER, N° de mallas de 200, 100, 70, 40 y 10



3.3.3 Materiales de laboratorio

- Vasos precipitados (20, 50, 100, 200, 500) material pyrex, marca Kyntel y origen China.
- Tubos de ensayo (10, 20, 50 ml) Globe Scientific
- 01 caja de guantes de material nitrilo, marca Favetex y origen: Malasia, calidad certificada ISO 13485:2016.
- Probetas (10, 50, 100, 200 mL.) material pyrex, marca Kyntel y origen China.
- Pipetas (5, 10, 20 mL.) material pyrex, marca Kyntel y origen China.
- Micropipetas (0.5, 1, 2 ml) Greiner Bio-One
- Fiolas (5, 10, 25, 50, 100, 250, 500 mL) Hanna Instruments
- Matraces: (esmerilado de 250 mL.), material pyrex, marca Kyntel y origen China.
- Gradillas
- Papel filtro Whatman de 125 mm
- Embudos de vidrio, marca Glassco
- Termómetro, marca IsoLab
- Embudo buchner, marca Kimble Chase
- Piceta
- Cubetas de cuarzo y de plástico de 10 mm de espesor para espectrofotómetro

3.3.4 Reactivos e insumos

- Reactivo de Folin Ciocalteu
- Ácido gálico



- Carbonato de sodio
- Agua destilada
- Alcohol
- Maltodextrina

3.4. METODOLOGÍA EXPERIMENTAL

3.4.1 Análisis por cromatografía líquida de los compuestos polifenólicos de la corteza de Queñua (*Polylepis incarum*)

Los análisis de compuestos fenólicos de la corteza de la Queñua (*Polylepis incarum*) se realizaron por la cromatografía líquida (HPLC) en el laboratorio de cromatografía y espectrofotometría de control de calidad de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco.

En este estudio, se seleccionó el ácido gálico como representante del polifenol ya que es un derivado del dihidroxibenceno bien investigado y se ha demostrado que este resto es el principal componente responsable de las eficientes propiedades antioxidantes de varios extractos de plantas debido a esto, el ácido gálico se usa comúnmente como estándar para medir de manera equivalente los contenidos fenólicos de varios extractos de plantas (Badhani, Sharma, y Kakkar, 2015; Shahidi y Ambigaipalan, 2015).

La metodología de análisis desarrollada para la corteza de la Queñua parte de los siguientes parámetros:

Cromatógrafo: Agilent serie 1200

Software: Chemstation V03.02

Columna: Zorbax SB-C18 4,6 x 75 mm, 3.5 μ m

Pre Columna: Zorbax Eclipse XDB-C18 4.6 x 12.5 mm x 5 μ m

Flujo de Columna: 0.700 ml/min.

Solvente A: H₃ PO₄ 0.1%

Solvente B: Acetonitrilo

Sistema de Análisis: Inicio 10% de B, 25 min 40% de B, a 26 min 100% de B

Detección DAD: 285 nm

Temperatura del Horno: 40.0°C

Tiempo de Análisis: 26 min.

Volumen de Inyección: 5 μ l

Figura 10

Equipo de cromatografía líquida (HPLC)



Nota: Cromatógrafo Agilent serie 1200



3.4.2 Obtención de materia prima

- **Obtención de corteza:** La recolección de muestras se realizó manualmente ya que la corteza del árbol de la Queñua (*Polylepis incarum*) se desprende en delgadas laminas y es fácil de recolectar.
- **Pesado:** Se pesó 10 kg de cortezas de Queñua
- **Lavado:** Para eliminar los contaminantes, la suciedad y las partículas que se habían adherido a la corteza, se realizó un lavado con una cantidad de agua suficiente.
- **Secado:** Para eliminar el agua de lavado se puso a secar con luz solar durante 8 horas, tendido sobre un papel Kraft.
- **Cortado:** Para reducir el tamaño se cortaron en trozos de aproximadamente 2 cm, con el objetivo de facilitar la molienda de la corteza.
- **La molienda:** Se realizó con un molino manual.
- **Tamizado:** En un equipo de tamizaje se tamizó hasta un tamaño de partícula de malla 40.
- **Envasado:** Para evitar la presencia de luz y humedad, primero se introdujo en bolsas de papel Kraft, y después se envasó en bolsas ziploc con doble cierre.

3.4.3 Extracción de polifenoles de la corteza de la Queñua (*Polylepis incarum*)

3.4.3.1. Obtención de del extracto hidroetanolicas de la corteza

- **Pesado:** Se pesó 200 mg de corteza de Queñua previamente tamizadas en malla N° 40 (partículas inferiores a 0,420 mm).

- **Dilución:** Se utilizó como solvente el etanol de 96 % de pureza. Para las extracciones hidroetanólicas se evaluaron soluciones a concentraciones de 50 y 70% de etanol.
- **Maceración:** Para realizar la extracción, cada tratamiento se llevó maceración a una temperatura de 40 y 60 °C, con agitación durante un periodo de 15 a 30 minutos.
- **Filtración:** Una vez transcurrido el tiempo asignado, se separó el extracto por filtración utilizando papel Whatman de absorción rápida. A continuación, se vertieron los extractos individuales en tubos de 20 ml con tapón y se les colocaron las etiquetas correspondientes.
- **Almacenado:** Los extractos obtenidos se conservaron a temperatura ambiente.

Figura 11

*Extracción hidroetanólica de la corteza de la Queñua (*Polylepis incarum*)*



Nota: Como se puede observar en la figura se hizo extracciones hidroetanólicas variando la temperatura, tiempo y concentración del solvente para cada tratamiento.

3.4.3.2. Preparación de disoluciones patrón de ácido gálico

Para el propósito de este experimento, se creó una solución madre o solución concentrada de ácido gálico con una concentración de 240 mg/L. A base de esta solución, se prepararon 100 ml de soluciones atenuadas con concentraciones de ácido gálico que oscilaban entre 0 y 240 ppm, como se muestra en la Tabla 5. Esta tabla ofrece una visión completa del proceso de producción. Para ello se procederá de la siguiente manera:

- Preparar las fiolas de 100 ml previamente rotulados.
- Se añadió a cada fiola la proporción debida de agua destilada (tabla 5).
- Se añadió a cada fiola la cantidad correspondiente de ácido gálico (tabla 5).
- Se agito las fiolas para homogenizar y luego se mantenido en refrigeración y en la oscuridad.

Tabla 5

Preparación de la curva patrón de ácido gálico a partir de una disolución concentrada de 240 mg/L

Reactivos	Concentración (mg/L) de la curva patrón de ácido gálico									
	0	50	100	120	140	160	180	200	220	240
Ácido gálico (ml)	0	20,80	41,70	50	58,30	66,70	75	83,30	91,70	100
Agua (ml)	100	79,20	58,30	50	41,70	33,30	25	16,70	8,30	0

Nota: La curva de patrón sirve para determinar la cantidad de polifenoles de la corteza de Queñua

Con ácido gálico se elaboró una solución concentrada de ácido gálico con una concentración de 240 mg/L. Partiendo de esta solución, se produjeron 100 ml de soluciones diluidas que contenían ácido gálico a

concentraciones progresivamente mayores entre (0, 50, 100, 120, 140, 160, 180, 200, 220 y 240 mg/L) y utilizando agua destilada como blanco. La cabida fenólica total del material vegetal se manifestará en miligramos de ácido gálico equivalente a un gramo muestra secada. La precisión analítica se hizo la evaluación utilizando la desviación estándar relativa (RSD) obtenida de un total de seis réplicas por tratamiento.

Figura 12

Preparación de la curva patrón de ácido gálico



Nota: Para la curva patrón de ácido gálico se hizo una disolución concentrada de 240 mg/L, que al final se lectura la absorbancia en un espectrofotómetro UV.

3.4.3.3. Determinación de polifenoles totales por el método Folin

Ciocalteu

El método de Folin-Ciocalteu (FC) se empleó inicialmente para determinar la tirosina en proteínas. Sin embargo, posteriormente se modificó para permitir el análisis de compuestos polifenólicos en diversos extractos de plantas (Singleton et al., 1999).

El reactivo primario del experimento es una mezcla de color amarillo de ácidos fosfotúngstico y fosfomolibdico conocida como



reactivo Folin Ciocalteu. Los iones molibdato y tungsteno se generan a partir de la combinación de los dos ácidos. Actualmente se reconoce que los iones molibdato son más numerosos y funcionan más eficazmente como sustancias reductoras (Huang et al., 2005).

El propósito de la reacción es generar un ion fenolato, que hace que el Folin Ciocalteu se reduzca a través de un proceso de reacción de tipo óxido reducción y da lugar al desarrollo de un complejo de Mo(V) de color azul. Para determinar la absorbancia de este compuesto, se utiliza una longitud de onda de 765 nm para la medición. Se utiliza un pH de 10 para la reacción, que se realiza en circunstancias básicas (Chen et al., 2015).

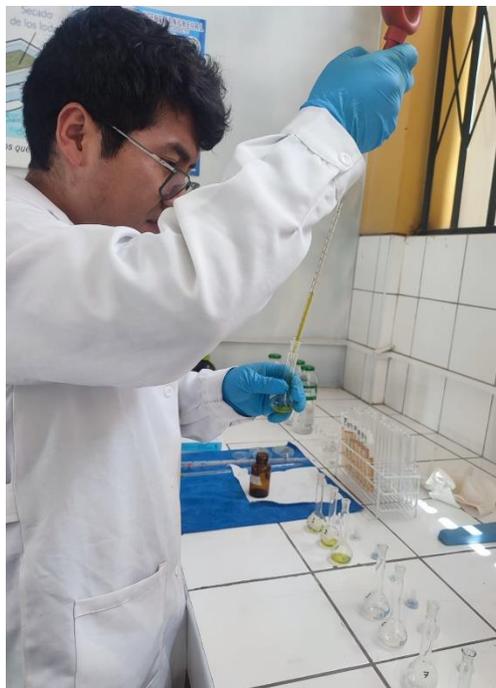
Por lo cual para determinar la cantidad de polifenoles por el método de Folin-Ciocalteu se siguió el procedimiento de la siguiente:

- En principio, se transfiere una alícuota 250 μ l de cada disolución patrón de ácido gálico o del extracto fenólico de la corteza de Queñua a unas fiolas de capacidad de 20 ml.
- A continuación, agrego 1,25 ml de reactivo Folin-Ciocalteu y 10 ml de agua destilada.
- Tras homogeneizar el contenido de las fiolas, se mantuvieron en reposo en la oscuridad durante 8 minutos.
- Transcurrido este tiempo, se añadieron 5 ml de carbonato sodio al 10% a la muestra y se completó con agua destilada hasta alcanzar un volumen total de 20 ml. A continuación, se agitó enérgicamente la muestra para garantizar su uniformidad.

- Luego en un espectrofotómetro UV se midió la absorbancia a una longitud de onda de 765 nm después de haber sido incubado durante un período de dos horas en ausencia de luz.
- Se comparo la absorbancia final de cada prueba con la curva estándar de ácido gálico (0 – 240 mg/L) preparada en agua destilada.

Figura 13

Determinación de polifenoles por el metodo Folin Ciocalteu



Nota: Se adiciona a cada fiola el reactivo de Folin Ciocalteu para que reaccione con los compuestos polifenolicos que contiene cada muestra

Figura 14

Procedimiento del metodo Folin Ciocalteu



Nota: Al adicionar carbonato de sodio a la muestra, este reacciona a los polifenoles virando a un color verdoso como se puede observar en la imagen

Figura 15

Lectura de absorbancia en espectrofotómetro UV



Nota: Para la cuantificación de polifenoles, la absorbancia se lectura a una longitud de onda de 765 nm

La cantidad de polifenoles totales en una muestra generalmente se indica por su equivalente con los contenidos relativos de catequina o ácido gálico, que se utilizan como estándares cuantitativos. Friedman y Jurgens



(2000) informaron que los ácidos cafeico, clorogénico y gálico no son estables a niveles de pH más altos.

3.4.4 Encapsulamiento de polifenoles de la corteza de la Queñua (*Polylepis incarum*) por el método de secado por atomización

3.4.4.1. Preparación de la solución a encapsular por el método de secado por atomización

La formación de la emulsión, que es una suspensión de tipo coloide, es el primer paso en el proceso de encapsulación por atomización. Esta suspensión está formada por un líquido disperso en proporción reducida que se denomina fase dispersa, y está suspendido en un líquido no miscible con él, que se denomina fase dispersante. Esta fase se distingue por su alto porcentaje.

Para preparar la solución que se encapsulará, primero se recogió la corteza del árbol de Queñua en finas láminas. Además, se lavó con gran cantidad de agua para eliminar las partículas adheridas a la corteza. Por último, la corteza se dejó secar a temperatura ambiente durante 8 horas para facilitar la eliminación del agua de lavado y luego se procedió a seguir los siguientes pasos:

- **Pesado:** Para cada tratamiento se pesó una cantidad de 100 g de corteza previamente tamizadas a malla 40.
- **Extracción:** Parar las extracciones de hidroetanolicas para cada tratamiento en un recipiente quirúrgico se preparó para una

solución de 700 ml de etanol (96 %) y de 300 ml de agua destilada, posteriormente se vertió la corteza ya pesada.

- **Maceración:** Para llevar a cabo la extracción, cada ensayo se llevó maceración a una temperatura de 60 °C, con agitación de 500 rpm, por un tiempo de 30 minutos.
- **Filtración:** Transcurrido el tiempo de la extracción se realizó la filtración al vacío con un embudo Buchner y con papel Whatman de rápida absorción y los extractos adquiridos se vació en un vaso precipitado.
- **Emulsión:** Una vez filtrado toda la solución se adiciono como agente encapsulante la maltodextrina con cantidades de 150, 200, 250 g respectivamente para cada tratamiento.
- **Agitación:** Luego de adicionar la maltodextrina se llevó a agitación a 500 rpm hasta que la mezcla sea completamente homogénea y se almaceno galón a la oscuridad.

Figura 16

Filtración de la solución a encapsular por secado por atomización



Nota: La filtración de la solución se realizó por succión con un embudo de Büchner



Se eligió la maltodextrina como agente encapsulante debido a su asequibilidad y accesibilidad, así como a su capacidad para mejorar la estabilidad de los biocompuestos. (Souza et al., 2014).

3.4.4.2. Encapsulación de polifenoles de la Queñua (*Polylepis incarum*) por el método de Secado por atomización

El proceso de síntesis de microcápsulas mediante secado por pulverización implica la eliminación inmediata del disolvente de una emulsión, solución o dispersión mediante el tratamiento térmico. La conclusión de este procedimiento es la formación de pequeñas partículas que contienen un principio activo encapsulado.

Procedimiento y parámetros operativos fueron de la siguiente manera:

- **El calentamiento del aire.** Un compresor se encarga de suministrar el caudal de aire de atomización, y el caudal se controla mediante la lectura de un rotámetro. A efectos de esta actividad de estudio, el rotámetro se fijó en 40 psi.
- **Caudal de líquido de entrada.** Para cada tratamiento, se utilizó una bomba peristáltica para controlar el flujo de líquido en el aparato, y se utilizó un litro de solución para cada tratamiento.
- **La temperatura de la cámara de secado.** La temperatura del aire se pudo controlar con la resistencia eléctrica del equipo, la temperatura de entrada que se trabajó fue a 150, 160 y 170°C y la temperatura de salida fue a 60°C para todos los tratamientos.

- **Separador ciclónico:** Cumplió la función de separar el producto del aire que se expulsa al ambiente, el producto atomizado se recolecto en frascos de vidrio y luego se llevó al pesado.

Figura 17

Equipo de secado por atomización



Nota: Como se observa en a la figura se adiciono la emulsión a encapsular en cantidad de un litro para cada tratamiento.

En esta investigación, fue necesario optimizar los parámetros de secado por atomización para obtener un alto grado de eficacia de encapsulación. Estos factores incluyen la velocidad de alimentación, la temperatura de salida del aire y además la temperatura de entrada del aire.

En particular, la temperatura de entrada afecta a la forma en que se modifican la viscosidad y la fluidez de la emulsión, lo que a su vez repercute en la capacidad de la emulsión para atomizar de manera uniforme y eficaz. Es importante reconocer que la viscosidad y el tamaño de gota de la solución disminuyen a medida que aumenta la temperatura de entrada. Sin embargo, algunos componentes sensibles al calor pueden

degradarse a temperaturas elevadas. A la inversa, la velocidad de alimentación del atomizador se modificó para alcanzar el nivel deseado de secado previo a alcanzar la superficie de la cámara de secado. La velocidad de deshidratación de la microcápsula y el contenido final de agua son acorde a la temperatura de aire de entrada. En las entradas de aire a baja temperatura, la evaporación disminuye y se desarrollan microcápsulas con alta densidad, elevado contenido de agua, capacidad de aglomeración y baja fluidez.

Normalmente, la solución sometida a pulverización se bombea a la boquilla y se pulveriza en un flujo de aire caliente en el rango de temperatura de 140 a 220 °C. La evaporación tiene lugar inmediatamente para generar polvos secos, que se soplarán hacia el fondo de la cámara de secado con un rango de temperatura de salida moderado, que generalmente en la literatura se ha informado que esta entre 50 y 80 °C para evitar degradaciones térmicas (Sosnik y Seremeta, 2015).

Figura 18

Encapsulado de polifenoles de la corteza de la Queñua



Nota: Producto final de la encapsulación de compuestos fenólicos de la corteza de la Queñua (*Polylepis Incarum*) por el método de secado por atomización.



Los polvos atomizados son partículas esféricas con baja actividad acuosa y un tamaño medio de partícula inferior a 10 μm , y son de fácil manipulación y almacenamiento (Carneiro, et al 2013).

La maltodextrina se ha utilizado en la encapsulación de componentes activos debido a la protección de los materiales del núcleo contra la oxidación debido a la matriz vítrea amorfa que forma (Yadav et al., 2019).

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. CARACTERIZACIÓN POR CROMATOGRAFÍA LIQUIDA (HPLC) DE COMPUESTOS POLIFENÓLICOS DE LA CORTEZA DE QUEÑUA (*Polylepis incarum*)

Los análisis reportados por el laboratorio de cromatografía y espectrofotometría de control de calidad de la Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco, en donde se determinó mediante el equipo de cromatografía líquida de alta eficiencia (HPLC).

Los resultados de la determinación de polifenoles de corteza de la Queñua (*Polylepis incarum*) se representan en miligramos equivalentes de ácido gálico por 100 g de corteza de la Queñua, la identificación se efectuó a través de la similitud de los espectros UV de los estándares de algunos ácidos fenólicos y flavonoides frente a la muestra, la suma de todas las señales son los polifenoles totales, el ensayo se realizó por triplicado como se puede apreciar en la siguiente tabla 6.

Tabla 6

Resultados de la determinación de polifenoles de la corteza de Queñua (Polylepis incarum)

Ácidos Fenólicos	Repeticiones			Promedio
	1	2	3	mg/100 g de corteza de Queñua
Polifenoles totales en equivalentes de ácido Gálico	1655,96	1712,86	1631,50	1655,96

Nota: Laboratorio de cromatografía y espectrometría de la Universidad Nacional de San Antonio abad del Cusco



El contenido de polifenoles totales en diferentes especies del género *Polylepis* revela variaciones significativas ya que en un estudio realizado por Cubas y Huaman (2018) cuantificaron el contenido de fenoles totales en las hojas de *Polylepis incana*, reportando 144,3 mg EAG/100 g de extracto, un valor considerablemente inferior al de *Polylepis. incarum*. Además, se utilizó como referencia el estudio de Aristimuño (2015), que documentó un contenido de 680 mg EAG/100 g para *Polylepis australis*, lo que subraya la variabilidad en los niveles de polifenoles entre estas especies. Estas diferencias pueden atribuirse a factores como el tipo de tejido analizado y las condiciones ambientales, lo que también resalta la importancia de seguir investigando las propiedades químicas y ecológicas de estas especies para su conservación y uso sostenible.

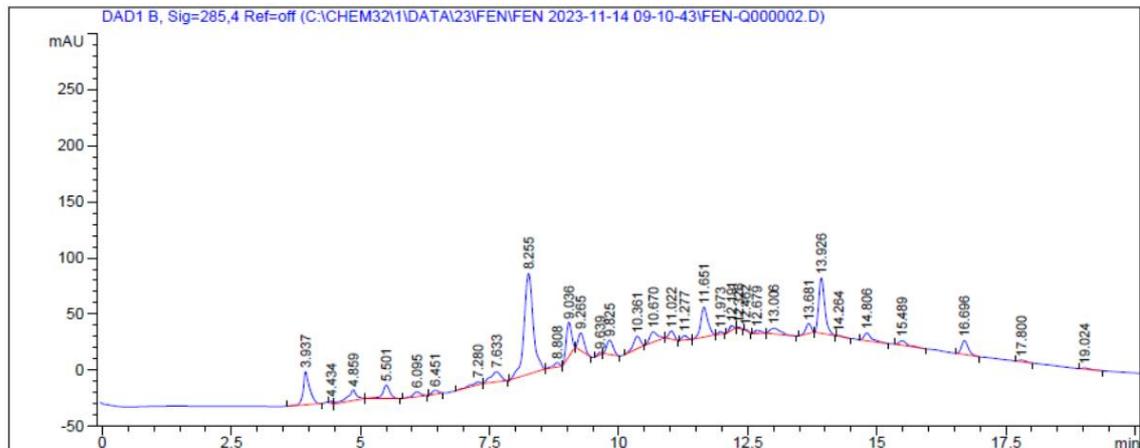
La comparación del contenido de polifenoles en algunas diversas cortezas de árboles revela diferencias significativas. Según Hofman et al., (2015), la corteza de haya (*Fagus sylvatica*) presenta aproximadamente 5700 mg EAG/100 g, mientras que la corteza de roble (*Quercus robur*) muestra un rango entre 5540 y 7930 mg EAG/100 g, como indican Drózdź y Pyrzyńska (2018). Por otro lado, la corteza de álamo negro (*Populus nigra*) destaca con un contenido aún mucho más alto que varía entre 9669 y 33487 mg EAG/100 g, según Todaro et al., (2017). Solo la corteza de *Eucalyptus globulus* tiene un contenido muy bajo de 20,1 mg EAG/100 g reportado por Vázquez et al. (2008). Las diferencias en el contenido de polifenoles pueden atribuirse a varios factores, incluyendo las adaptaciones ecológicas específicas de cada especie y su respuesta a condiciones ambientales. Las especies con altos niveles de polifenoles, como el álamo negro y el roble, pueden haber desarrollado estas características como mecanismos de defensa contra patógenos y estrés ambiental según, Min et al., (2015). En contraste, *Polylepis incarum*, aunque rica en polifenoles en términos relativos dentro de

su contexto ecológico, no alcanza los niveles extremos observados en otras especies. Esto puede reflejar su adaptación a nichos ecológicos específicos donde los requerimientos de defensa química son diferentes.

Para comprender mejor la caracterización de la corteza de la Queñua (*Polylepis incarum*), se puede observar el cromatograma presentado en la figura 19. En este cromatograma, se especifican las áreas de los picos correspondientes a los compuestos fenólicos analizados, así como los estándares utilizados en el estudio. Esto permite identificar de manera clara y precisa los compuestos presentes en la corteza y su relevancia en el contexto de los análisis realizados

Figura 19

Cromatogramas de la detección de polifenoles de la corteza de la Queñua (Polylepis incarum)



Nota: Resultados del laboratorio de cromatografía y espectrometría de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco

Para este análisis cromatográfico, se emplearon estándares de ácido clorogénico, ácido gálico, 4-nitrofenol, ácido ferúlico y ácido rosmarínico. El cromatograma reveló señales nítidas de los estándares, destacando algunos con una simetría y resolución

excepcionales. En particular, el ácido clorogénico se detectó a un tiempo de retención de 8,25 minutos y el ácido ferúlico a 13,92 minutos.

En lo que respecta a los compuestos polifenólicos presentes en la Queñua, uno de los más prominentes fue la catequina, cuyos picos cromatográficos exhibieron una notable simetría y resolución. La catequina fue identificada a 9,04 minutos, mientras que la epicatequina se detectó a un tiempo de retención de 6,09 minutos. Para ofrecer una visión más detallada sobre los compuestos fenólicos hallados en la corteza de la Queñua, se presenta la Tabla 7, que detalla las cantidades y los tiempos de retención correspondientes.

Tabla 7

Resultados de los compuestos polifenólicos de la corteza de la Queñua (Polylepis incarum) por cromatografía líquida de alta eficiencia.

Nombre de Bioactivo	Tiempo de retención (min)	Cantidad de polifenoles (ug/ml)
Ácido Rosmarínico	4,85	66,18
Epicatequina	6,09	24,63
Ácido Gálico	7,63	70,25
Ácido Clorogénico	8,25	544,49
Catequina	9,04	123,66
Epigallocatequina	9,83	62,55
Quercetina 3 Glucósido	10,36	59,52
4-nitrofenol	10,67	55,37
Ácido cafeico	13,68	20,56
Ácido ferúlico	13,93	233,98
Rutina	14,81	41,50
Ácido Tánico	15,45	24,30
Quercetina	16,69	41,82

Fuente: Laboratorio de cromatografía y espectrometría de la Universidad Nacional de San Antonio abad del Cusco

Para el análisis de polifenoles se suele utilizar cromatografía en fase inversa con columnas C18, elución en gradiente y un detector de matriz de diodos (PDA o DAD). En

la última década, la cromatografía líquida de ultra alta resolución (UHPLC) ha sido el método preferido, ya que emplea presiones aún más altas, reduciendo así significativamente el tiempo de análisis. Se pueden utilizar técnicas de espectroscopia de resonancia magnética nuclear o de espectrometría de masas para proporcionar una elucidación estructural completa; la segunda se utiliza con más frecuencia. Para estas metodologías más complejas es necesario aislar previamente el analito (Khoddami et al., 2013; Ricco et al., 2015).

4.2. DETERMINACIÓN DE LOS PARÁMETROS PARA LA EXTRACCIÓN DE POLIFENOLES DE QUEÑUA (*Polylepis incarum*)

En este trabajo de investigación se consideró; temperatura de extracción, concentración del disolvente y tiempo de extracción. En la siguiente Tabla 8, se observan los factores y las variaciones de los niveles para cada tratamiento que se tomaron en cuenta.

Tabla 8

*Factores y niveles que se tomaron en cuenta para la extracción de polifenoles de la Queñua (*Polylepis incarum*)*

Factores	Baja	Alta
Temperatura de extracción	40 °C	60°C
Concentración de disolvente	50%	70%
Tiempo de extracción	15 min	30 min

Nota: Los datos de la tabla se tomaron en cuenta para el diseño factorial

Para el presente trabajo de investigación, se optó por un diseño experimental factorial de tres factores, cada uno con dos niveles, conocido como diseño 2³. Este enfoque experimental genera un total de ocho tratamientos, excluyendo las repeticiones y las ejecuciones de los puntos centrales. Con el fin de realizar una comparación adecuada de las extracciones, se llevaron a cabo seis réplicas por cada tratamiento. Este diseño

permite una evaluación exhaustiva de los efectos de los factores considerados y sus interacciones, garantizando la validez y la robustez de los resultados obtenidos.

De acuerdo con el diseño experimental, al variar los factores y niveles de extracción se generaron un total de ocho tratamientos. Considerando las seis réplicas realizadas para cada tratamiento, se obtuvieron 48 datos en total.

Tabla 9

*Datos de absorbancias de cada tratamiento con sus réplicas de la extracción de polifenoles de la Queñua (*Polylepis incarum*)*

Tratamiento	Absorbancia					
	Replica 1	Replica 2	Replica 3	Replica 4	Replica 5	Replica 6
1	0,155	0,153	0,153	0,152	0,154	0,153
2	0,137	0,138	0,136	0,139	0,137	0,138
3	0,150	0,149	0,148	0,149	0,148	0,149
4	0,156	0,158	0,157	0,158	0,157	0,158
5	0,193	0,191	0,192	0,192	0,193	0,193
6	0,167	0,168	0,167	0,168	0,166	0,167
7	0,182	0,181	0,180	0,181	0,180	0,180
8	0,197	0,198	0,198	0,197	0,199	0,198

Nota: De acuerdo al diseño experimental que se emplea se obtuvieron 48 datos

Como se sabe el ácido gálico se usa como estándar para medir de manera equivalente los contenidos fenólicos, por lo cual se construyó la curva patrón con el ácido gálico.

Curva de calibración para el ácido gálico

Además, se construyó una curva de calibración utilizando patrones de ácido gálico a concentraciones que variaron de 0 ppm a 240 ppm. Se registró la absorbancia de cada solución a una longitud de onda de 765 nm, lo que permitió establecer una relación lineal entre la concentración de ácido gálico y la absorbancia. Esta curva es fundamental para cuantificar el contenido de polifenoles en muestras desconocidas, ya que permite

interpolar su absorbancia en la ecuación de la recta obtenida. De esta manera, se puede determinar con precisión la concentración de polifenoles en las muestras analizadas.

Para cada patrón del ácido gálico se realizó un duplicado para una mejor precisión la cual se muestra en la tabla 10.

Tabla 10

Datos de absorbancias para los patrones de ácido gálico para la determinación de polifenoles

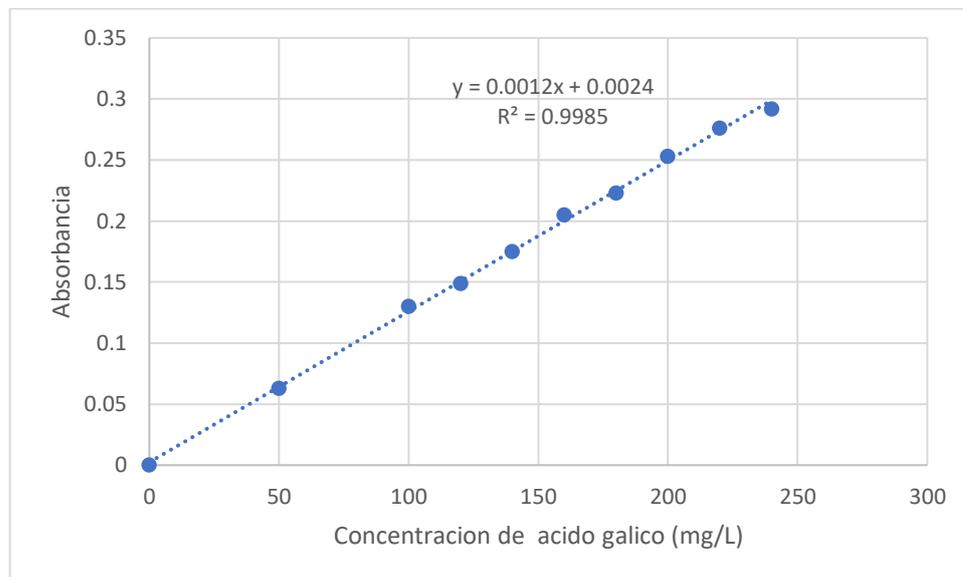
Concentración (ppm)	Absorbancia (1)	Absorbancia (2)	Promedio
50	0,062	0,063	0,063
100	0,131	0,129	0,130
120	0,149	0,149	0,149
140	0,175	0,174	0,175
160	0,205	0,205	0,205
180	0,222	0,223	0,223
200	0,253	0,252	0,253
220	0,276	0,276	0,276
240	0,291	0,293	0,292

Nota: A partir de estos valores obtenidos se construyó la curva de calibración

Con los datos de promedio obtenidos en la tabla 10 se construyó la curva de calibración que se puede observar en la figura 20.

Figura 20

Curva de calibración del estándar ácido gálico



Nota: se obtuvo una ecuación de recta con un coeficiente de determinación de 0,9985 lo que indica una alta confiabilidad

Se generó la recta de calibración utilizando los valores de absorbancia de cada concentración de ácido gálico, lo que permitió obtener una ecuación que describe la relación lineal entre la concentración y la absorbancia. Esta ecuación es fundamental para cuantificar el contenido de polifenoles en muestras desconocidas al permitir la interpolación de sus absorbancias.

$$Y = 0,0012X + 0,0024 \quad (2)$$

El coeficiente de determinación de $R^2 = 0,9985$. lo cual indico un buen ajuste de datos.

El valor de absorbancia del extracto de corteza de Queñua se insertó en la ecuación de la línea de calibración obtenida previamente para cuantificar los polifenoles presentes en la muestra.

$$Y = 0,0012X + 0,0024$$



$$X = (0,155 - 0,0024) / 0,0012$$

$$X = 127,17 \text{ mg/L de ácido gálico en el extracto de corteza}$$

Al sustituir el valor de absorbancia de la muestra en la ecuación, se logró determinar con precisión la concentración de polifenoles, permitiendo así una evaluación cuantitativa del contenido fenólico en el extracto analizado. Del mismo modo se procedió a calcular con la ecuación de la recta los 48 datos de absorbancias de extracción de polifenoles de la Queñua que se ve en la tabla 9.

Es importante considerar la porción de muestra utilizada para el análisis, así como la cantidad de disolvente empleado en la extracción, para expresar los resultados en miligramos de ácido gálico por cada 100 gramos de corteza de Queñua. Por lo tanto, se procedió a sustituir estos valores en la siguiente ecuación:

$$CFT = \frac{EAG \times V \times FD}{W} * 100 \quad (3)$$

Donde:

CFT: Contenido fenólico total equivalente de ácido gálico/gramo (EAG/g)

EAG: Equivalente de ácido gálico (mg/L)

V: Volumen total de muestra (ml)

FD: Factor de dilución

W: Peso de la muestra

$$CFT = \frac{127,17 \frac{mg}{L} * 20ml}{0,200 \text{ g}} * 100$$

$$CFT = 1271,7 \frac{mg \text{ EAG}}{100 \text{ g de corteza}}$$



De manera similar, se procedió a calcular los 48 datos obtenidos, los cuales se presentan en la Tabla 11. En esta tabla, también se pueden observar los factores y las variaciones, tanto en niveles bajos como altos, para cada tratamiento. Estos aspectos fueron considerados de acuerdo con la información proporcionada en la Tabla 8, lo que permite una comprensión integral de los efectos de los factores experimentales en los resultados obtenidos.

Tabla 11

*Resultados de las cantidades de polifenoles obtenidos a partir de los extractos de la corteza de la Queñua (*Polylepis incarum*)*

N°	Tratamiento	Temperatura (°C)	Conc. de Disolvente (%)	Tiempo (Min)	Cantidad de Polifenoles en mg EAG/100 g de muestra
1	1	40	50	15	1271,70
2	2	60	50	15	1588,30
3	3	40	70	15	1121,70
4	4	60	70	15	1371,70
5	5	40	50	30	1230,00
6	6	60	50	30	1496,70
7	7	40	70	30	1280,00
8	8	60	70	30	1621,70
9	1	40	50	15	1255,00
10	2	60	50	15	1571,70
11	3	40	70	15	1130,00
12	4	60	70	15	1380,00
13	5	40	50	30	1221,70
14	6	60	50	30	1488,30
15	7	40	70	30	1296,70
16	8	60	70	30	1630,00
17	1	40	50	15	1255,00
18	2	60	50	15	1580,00
19	3	40	70	15	1113,30
20	4	60	70	15	1371,70
21	5	40	50	30	1213,30
22	6	60	50	30	1480,00
23	7	40	70	30	1288,30



N°	Tratamiento	Temperatura (°C)	Conc. de Disolvente (%)	Tiempo (Min)	Cantidad de Polifenoles en mg EAG/100 g de muestra
24	8	60	70	30	1630,00
25	1	40	50	15	1246,70
26	2	60	50	15	1580,00
27	3	40	70	15	1138,30
28	4	60	70	15	1380,00
29	5	40	50	30	1221,70
30	6	60	50	30	1488,30
31	7	40	70	30	1296,70
32	8	60	70	30	1621,70
33	1	40	50	15	1263,30
34	2	60	50	15	1588,30
35	3	40	70	15	1121,70
36	4	60	70	15	1363,30
37	5	40	50	30	1213,30
38	6	60	50	30	1480,00
39	7	40	70	30	1288,30
40	8	60	70	30	1638,30
41	1	40	50	15	1255,00
42	2	60	50	15	1588,30
43	3	40	70	15	1130,00
44	4	60	70	15	1371,70
45	5	40	50	30	1221,70
46	6	60	50	30	1480,00
47	7	40	70	30	1296,70
48	8	60	70	30	1630,00

Nota: Los resultados se obtuvieron mediante el método de Folin Ciocalteu que permiten cuantificar los polifenoles presentes en los extractos.

Como se puede observar en la Tabla 11, el tratamiento número 40, en el cual las condiciones de extracción fueron una temperatura de 60 °C, una concentración de etanol del 70% y un tiempo de extracción de 30 minutos, resultó ser el más eficaz. Este tratamiento produjo el valor máximo de polifenoles, alcanzando una concentración de 1638,30 mg de equivalente a ácido gálico (EAG) por cada 100 gramos de muestra.



4.2.1 Análisis estadístico

El análisis estadístico de esta investigación se basó en un diseño experimental que comprende un diseño factorial completo de dos niveles para tres factores, conocido como diseño 2^3 . Este enfoque implica la realización de 8 tratamientos. Con el objetivo de identificar los factores más influyentes y las interacciones significativas, así como para obtener información valiosa que permita optimizar el proceso de extracción, se realizaron 6 réplicas por cada tratamiento. De este modo, se obtuvieron un total de 48 datos, lo que proporciona una base sólida para el análisis estadístico y la interpretación de los resultados.

El análisis estadístico se llevó a cabo utilizando Minitab 22, donde se representaron los resultados en diversos gráficos para alcanzar una comprensión integral del diseño experimental. Se generaron gráficos de efectos, gráficos de interacciones, gráficos de superficie, gráficos de cubo y gráficos de optimización de respuesta. Estos gráficos son fundamentales para identificar los factores más influyentes y las interacciones significativas entre ellos, proporcionando información valiosa que contribuye a la optimización del proceso de extracción.

En la Tabla 12 se presentan los resultados del análisis de varianza (ANOVA) para las condiciones óptimas de extracción de polifenoles de la corteza de Queñua, considerando como parámetros la temperatura, la concentración del disolvente y el tiempo. El coeficiente de significancia utilizado en este análisis es de $\alpha = 0.05$. Este nivel de significancia indica que existe un 5% de riesgo de concluir que hay diferencias significativas entre los tratamientos cuando en realidad no las hay. Así, los resultados obtenidos permitirán determinar cuáles factores tienen un impacto significativo en la extracción de polifenoles, lo que es

crucial para optimizar el proceso y maximizar el rendimiento de los compuestos fenólicos.

Tabla 12

Análisis de varianza factorial para el contenido de polifenoles totales.

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Modelo	7	1358147	194021	3811,19	0,000
Lineal	3	1109076	369692	7261,94	0,000
Temperatura	1	1035439	1035439	20339,34	0,000
Conc. de Disolvente	1	12240	12240	240,43	0,000
Tiempo	1	61397	61397	1206,03	0,000
Interacciones de 2 términos	3	232200	77400	1520,38	0,000
Temperatura*Conc. de Disolvente	1	23	23	0,45	0,507
Temperatura*Tiempo	1	700	700	13,75	0,001
Conc. de Disolvente*Tiempo	1	231477	231477	4546,95	0,000
Interacciones de 3 términos	1	16871	16871	331,41	0,000
Temperatura*Conc. de Disolvente*Tiempo	1	16871	16871	331,41	0,000
Error	40	2036	51		
Total	47	1360184			

Nota: Si el valor de $P < 0.05$ es significativo y si $P > 0.05$ no es significativo

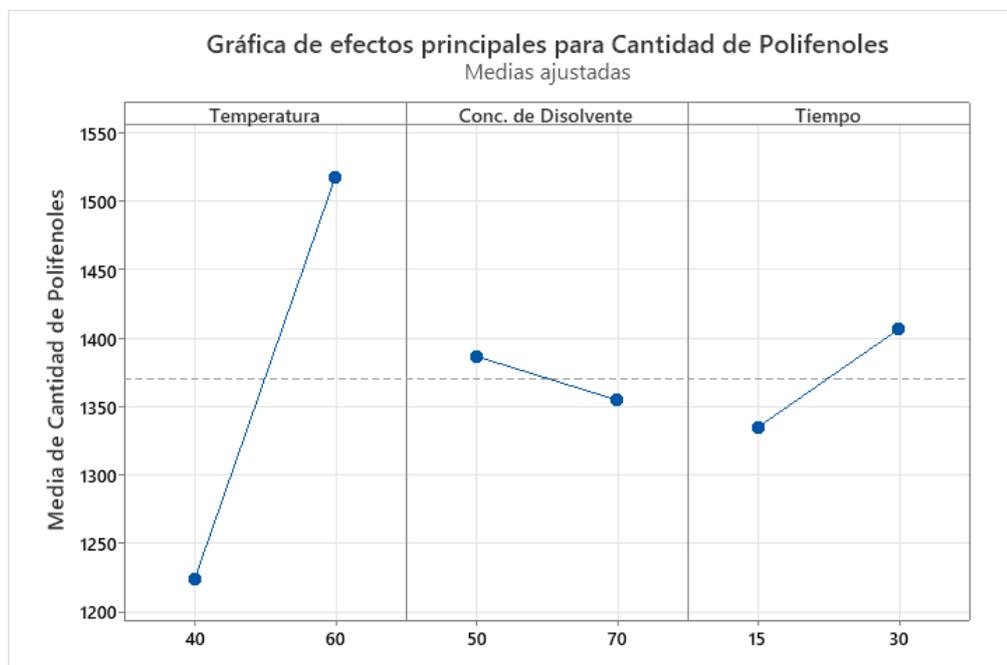
El modelo de regresión factorial mostró que el R^2 predicho fue del 99,78%, lo cual se encuentra en razonable concordancia con el R^2 ajustado de 99,82%. Esta diferencia, inferior al 0,04%, sugiere que el modelo es adecuado y confiable para guiar el diseño experimental. Cuanto mayor sea la precisión del modelo, más efectivo será en la optimización del proceso. Estos resultados indican que el modelo puede ser utilizado con confianza para realizar predicciones y ajustes en las condiciones de extracción de polifenoles, contribuyendo así a una mejor comprensión de los factores que influyen en el rendimiento del proceso.

En la Tabla 12, que presenta los resultados del análisis de varianza, se puede observar que los factores de temperatura, concentración de disolvente y tiempo son significativos en el diseño experimental, ya que ninguno de ellos

supera el valor de P establecido en 0,05. En relación con las interacciones de dos términos, se evidencia que la interacción entre temperatura y tiempo, así como la interacción entre concentración de disolvente y tiempo, son significativas. Por otro lado, la interacción entre temperatura y concentración de disolvente no resulta significativa para la regresión factorial, dado que su valor de P es igual a 0,507. Finalmente, la interacción de los tres términos temperatura, concentración de disolvente y tiempo también se considera significativa en el contexto del diseño experimental. Estos resultados subrayan la relevancia tanto de los factores individuales como de ciertas interacciones en el proceso de extracción de polifenoles.

Figura 21

*Grafica de los efectos principales para la cantidad de polifenoles totales de la corteza de Queñua (*Polylepis incarum*)*



Nota: Una pendiente pronunciada, ya sea ascendente o descendente, indica un efecto principal significativo de ese factor.

Efecto de la temperatura de extracción

La figura 21 ilustra la influencia de la temperatura de extracción en la recuperación del contenido de polifenoles totales. Se registró un aumento notable en el rendimiento al elevar la temperatura de 40 °C a 60 °C. El valor máximo se registró a 60 °C, donde alcanzó una concentración de 1517,5 mg EAG/100 g de extracto seco. Además, se constató que el contenido total de compuestos fenólicos comenzó a aumentar con incrementos adicionales en la temperatura.

Al comparar estos resultados con otros estudios, como por ejemplo se ha establecido que la temperatura máxima recomendada para la extracción de polifenoles del orujo de uva mediante el método de extracción sólido-líquido sea de 60 °C (Spigno et al., 2007). Asimismo, en la extracción de filirina de *Forsythia suspensa*, una planta trepadora común en China, se documentó que un aumento de la temperatura hasta 60 °C también resultó en una mejora del rendimiento (Xia et al., 2011). Estos hallazgos sugieren que, dentro de un rango específico, un incremento en la temperatura puede favorecer la extracción de compuestos fenólicos, optimizando así el proceso de extracción. Este incremento en el rendimiento de compuestos fenólicos puede atribuirse a una mayor difusividad del disolvente dentro de las células, un aumento en la formación de burbujas de cavitación y una mejora en la desorción y solubilidad de los compuestos fenólicos.

Según Schwartzberg y Chao, las temperaturas que oscilan entre 55 °C y 75 °C pueden provocar la desnaturalización de las membranas, afectando negativamente el proceso de extracción. De manera similar, se han encontrado resultados similares en otros estudios que se refirieron a que el calentamiento a 50 o 60 °C causó una disminución significativa de la concentración de fenol y la

capacidad antioxidante de los extractos recuperados de las aguas residuales de las almazaras (Galanakis et al., 2010). Esta reducción podría estar relacionada con la activación térmica del polifenol oxidasa endógena. Por ejemplo, la activación térmica de la polifenol oxidasa de otras fuentes como la manzana ocurre entre 45 y 65 °C (Soysal, 2008).

Un incremento significativo de la temperatura puede provocar la pérdida de disolvente, lo que da como resultado un menor rendimiento y promueve la oxidación de los polifenoles causada por hidrólisis o reacciones redox internas (Rostagno et al., 2003). Además, El calentamiento puede, a su vez, ablandar los tejidos vegetales, lo que debilita las interacciones fenol-polisacárido y otros fenoles y fomenta la migración o lixiviación de fitoquímicos como flavonoles en el solvente. La solubilidad depende de la entropía de fusión, el punto de fusión del soluto y el coeficiente de actividad de la mezcla. El punto de fusión bajo y la temperatura alta conducen a una mayor solubilidad.

Efecto de concentración de disolvente de extracción

El efecto de la concentración de etanol, que varía entre el 50 % y el 70 %, sobre el contenido total de polifenoles se ilustra en la figura 21. Se observó que la recuperación de polifenoles disminuyó a medida que aumentaba la concentración de etanol, alcanzando su máximo a una concentración del 50 % de etanol, donde el contenido de polifenoles fue de 1386,60 mg EAG/g de extracto seco. A partir de este punto, se evidenció una tendencia muy mínima decreciente en el contenido de polifenoles.

La comparación entre el estudio de Chew y colaboradores sobre *Orthosiphon stamineus* y la investigación realizada sobre Queñua



(*Polylepis incarum*) revela patrones similares en la recuperación de polifenoles en función de la concentración de etanol. En el análisis de Chew, se observó que el contenido fenólico total aumentaba hasta una concentración de etanol del 40 % v/v, tras lo cual la recuperación disminuía significativamente. De manera análoga, en el ensayo de extracción de polifenoles de Queñua (*Polylepis incarum*), se constató que la recuperación de polifenoles también disminuyó a medida que la concentración de etanol aumentaba entre el 50 % y el 70 %. Este comportamiento puede explicarse por la polaridad del etanol y su capacidad para disolver compuestos fenólicos, que se ve afectada a medida que la concentración de etanol aumenta más allá de un punto óptimo. A concentraciones más altas, el etanol puede volverse menos efectivo para extraer ciertos compuestos fenólicos que requieren un equilibrio entre polaridad y solubilidad.

Por otro lado, Frempong (2021) reportó que en su estudio sobre Funtumia elástica, la recuperación alcanzó un máximo a una concentración del 60 % de etanol; sin embargo, no se encontraron diferencias significativas entre las concentraciones más elevadas. Este hallazgo sugiere que diferentes especies pueden responder de manera distinta a las variaciones en la concentración de etanol, lo que subraya la importancia de realizar estudios específicos para cada tipo de planta.

En un estudio realizado por Daud (2008) sobre la actividad antimicrobiana de extractos alcohólicos de hojas de *Polylepis australis*, se concluyó que una concentración de etanol del 70 % era la más efectiva para recuperar el contenido fenólico. Sin embargo, al comparar estos resultados con los obtenidos de la corteza de Queñua (*Polylepis incarum*), se observó que la recuperación de polifenoles era óptima a una concentración de etanol del 50 %. Esta diferencia se atribuye a las



características específicas de la corteza, la cual presenta un rasgo distintivo ya que se descascará en láminas delgadas que permanecen adheridas al tronco, confiriéndole un aspecto característico. Esta estructura laminada puede facilitar la extracción de polifenoles en comparación con las hojas, que poseen una mayor densidad y una composición química diferente. Por lo tanto, aunque ambos tejidos presentan características únicas, es fundamental considerar que la composición química y la estructura celular desempeñan un papel crucial en la eficacia del proceso de extracción.

Efecto del tiempo de extracción

Como se muestra en la Figura 21, se investigó el efecto del tiempo en la extracción de polifenoles en dos intervalos, de 15 a 30 minutos. Los resultados indican que el contenido fenólico aumentó conforme se prolongó el tiempo de extracción, alcanzando su máximo a los 30 minutos. En este punto, se registró un valor de 1406,39 mg EAG/100 g de extracto seco para la corteza de Queñua (*Polylepis incarum*). Por lo tanto, se seleccionó un tiempo de 30 minutos para el proceso de optimización.

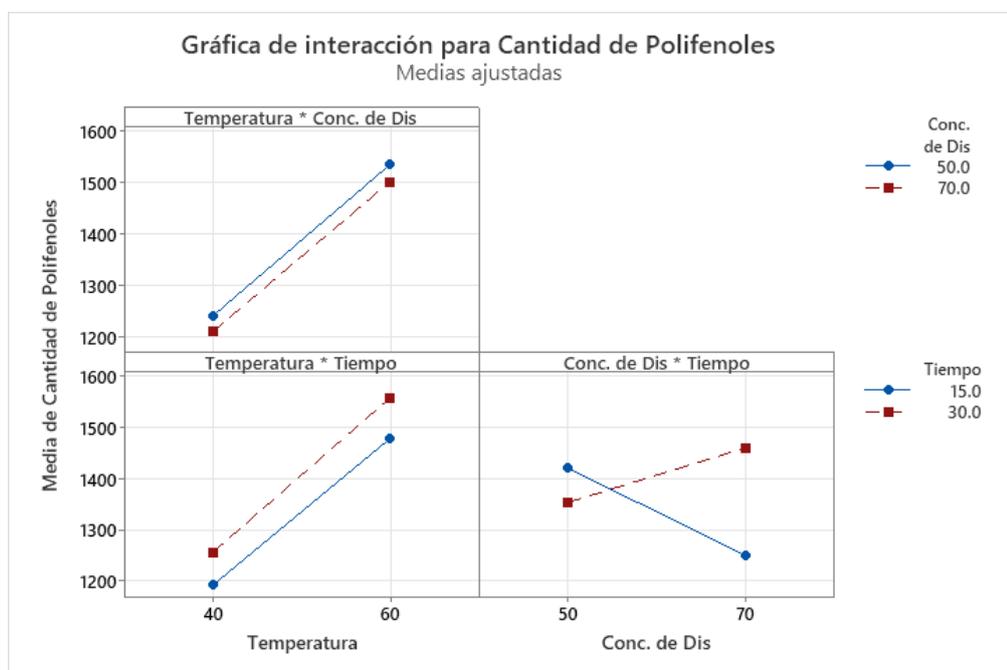
Varios artículos de investigación han reportado una disminución en el contenido total de fenoles a medida que el tiempo de extracción se prolongó. Jia, et al (2019) y su equipo reportaron el efecto significativo del tiempo de enzimólisis ($p < 0,05$) en la extracción de antocianinas de lías de vino de cereza. El rendimiento de antocianinas alcanzó un máximo a los 50 minutos y disminuyó a medida que aumentaba el tiempo. Le y Toan (2019) y colaboradores también presentaron el impacto del tiempo de extracción por maceración en el contenido fenólico de *Glycine max*. El contenido fenólico aumentó gradualmente de 5,4 a

12,8 mg de EAG/g de extracto seco a medida que el tiempo aumentaba de 15 a 60 minutos. Sin embargo, de 60 a 150 minutos, el contenido fenólico total se mantuvo sin cambios en alrededor de 12,7 mg de EAG/g de extracto seco. El tiempo de extracción prolongado puede conducir a la oxidación, epimerización y degradación de los metabolitos de interés.

En general, cuanto mayor sea el tiempo de extracción, mayor será la cantidad de polifenoles extraídos. Sin embargo, se puede establecer una duración óptima, ya que con tiempos de procesamiento más largos a altas temperaturas también puede producirse una degradación de los polifenoles (Ghitescu et al., 2015).

Figura 22

Grafica de interacción entre los factores que influyen en la extracción de polifenoles de la corteza de Queñua (Polylepis incarum)



Nota: En esta grafico claramente se puede observar que interacción son significativos y no significativos en la cantidad de polifenoles totales



En la Figura 22, que ilustra las gráficas de interacciones entre los factores, se evidencia claramente que la interacción entre la concentración del disolvente y el tiempo es altamente significativa, dado que ambas líneas se cruzan. Esto sugiere que, para lograr una extracción óptima de polifenoles, es crucial considerar que la concentración del disolvente debe ser del 70% y el tiempo de extracción debe ser de 30 minutos. Bajo estas condiciones, se obtiene una media máxima de contenido fenólico de 1459,87 mg EAG/100 g de corteza. Por otro lado, se observa que al trabajar con una concentración del disolvente del 50% y un tiempo de 15 minutos, la cantidad de polifenoles extraídos disminuye a 1248,45 mg EAG/100 g de corteza. Estos resultados resaltan la importancia de optimizar tanto la concentración del disolvente como el tiempo de extracción para maximizar el rendimiento en la obtención de los polifenoles.

Los gráficos de interacción entre temperatura y concentración de disolvente, así como entre temperatura y tiempo, revelan interacciones mínimamente significativas, ya que las líneas se presentan paralelas. Esto sugiere que el efecto de la temperatura sobre la extracción de polifenoles es relativamente independiente de los otros factores. Al examinar la interacción entre temperatura y tiempo, se determina que el punto óptimo para la extracción de polifenoles totales se alcanza a 60°C durante 30 minutos, logrando un contenido máximo de 1557,08 mg EAG/100 g de corteza. Este resultado destaca la importancia de estos parámetros para maximizar la extracción de compuestos fenólicos. También en la figura 22, se observa que la interacción entre la temperatura y la concentración de disolvente indica que una concentración del 50% ofrece mejores resultados que una del 70%. Ya que a una concentración del 50% y a una temperatura de 30 minutos, se logra extraer una cantidad de 1534.16 mg de EAG

por cada 100 g de corteza de Queñua (*Polylepis incarum*), lo que sugiere que esta concentración es más efectiva para maximizar la extracción de polifenoles totales en comparación con el 70%.

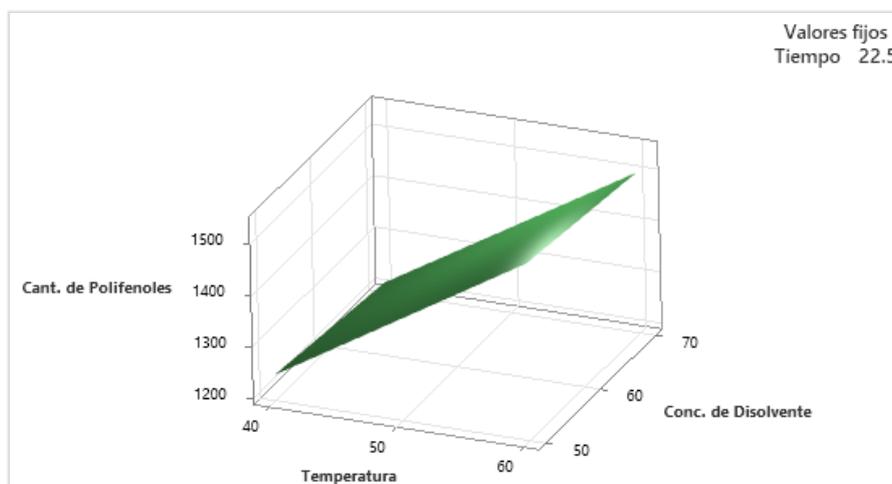
Análisis de gráficos de superficie

Para comprender más claro los efectos interactivos de las variables del proceso en la extracción de compuestos polifenólicos en la corteza de Queñua (*Polylepis incarum*), se construyeron gráficos de superficie tridimensionales. Donde es muestra el efecto de la concentración de disolvente, temperatura, tiempo y su interacción mutua sobre el valor de contenido de polifenólico en los extractos obtenidos.

La interacción de dos de las tres variables y su efecto sobre la recuperación de contenido polifenólico, mientras la variable faltante se mantiene constante como se ilustra en lo siguiente gráficos tridimensionales.

Figura 23

Gráfica de superficie de cantidad de polifenoles vs concentración de disolvente; temperatura.



Nota: En este gráfico el factor tiempo es constante a 22,5 minutos



En la figura 23 muestra la influencia mutua entre la temperatura de extracción y la concentración de disolvente y su efecto sobre el rendimiento de cantidad de polifenoles en un tiempo de extracción fijo de 22,5 minutos. La concentración de disolvente tiene un efecto sustancial sobre el rendimiento de cantidad de polifenoles en esta interacción. También, se observa un aumento significativo en el rendimiento de cantidad de polifenoles a medida que la temperatura de extracción aumenta de 40 a 60 °C. Se observan rendimientos mínimos de cantidad de polifenoles a bajas concentraciones de disolvente 50 – 60% y baja temperatura de extracción de 40 °C. En conclusión, se observa un aumento significativo en el rendimiento óptimo a temperaturas 60°C y entre concentraciones de disolvente de 70%.

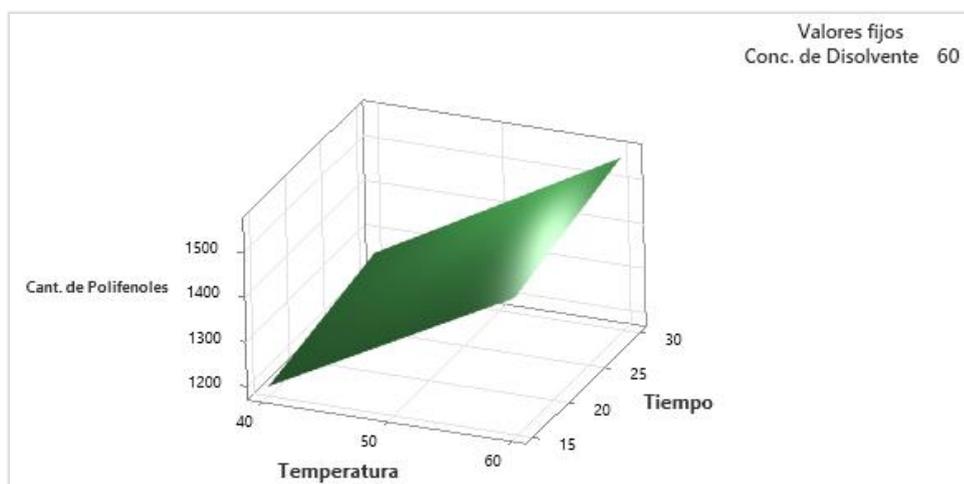
Haciendo una comparación con el estudio realizado por Ghitescu et al. (2015), en donde se investigó la optimización de la extracción de polifenoles de la corteza de abeto, encontrando que el aumento en la concentración de etanol incrementa significativamente el rendimiento total de polifenoles, pasando de 8.81 a 12.43 mg EAG/g a una temperatura de 60 °C, al elevar la concentración de etanol del 50% al 70%. Al comparar estos resultados con los obtenidos en nuestra investigación sobre la extracción de polifenoles de la corteza de Queñua (*Polylepis incarum*), se observa que los parámetros son notablemente similares, ya que el contenido máximo de polifenoles en nuestro estudio también se registró a 60 °C y con una concentración de etanol del 70%. Estos hallazgos sugieren una consistencia en las condiciones óptimas para la extracción de polifenoles en diferentes especies vegetales.

El aumento de la concentración de etanol aceleró la transferencia de masa entre líquido y sólido y mejoró la solubilidad de los compuestos polifenólicos

polares. Los hallazgos obtenidos de nuestro estudio concuerdan con estudios previos, que informaron que agregar agua al alcohol muestra un efecto sinérgico, aumentando el rendimiento de extracción de compuestos fenólicos de muestras de plantas (Kim et al., 2007). Un efecto similar fue reportado por Yang y Zhang (2008) en la extracción de rutina y quercetina de *E.alatus*. Se estudiaron diferentes concentraciones de etanol (40%, 50%, 60%, 70%, 80%, 90%, 100%) y sus resultados mostraron una mejor recuperación con etanol acuoso al 70%. Además, en otro estudio, Zhang et al. reportaron resultados similares mientras investigaban el efecto de la solución de etanol en la eficiencia de extracción de flavonoides de la hoja de loto (*Nelumbo nuficera gaertn*). A una concentración mayor al 70%, observaron que el rendimiento disminuyó significativamente.

Figura 24

Gráfica de superficie de cantidad de polifenoles vs tiempo; temperatura.



Nota: En este gráfico el factor concentración de disolvente es constante a 60 %

La figura 24 ilustra la interacción entre la temperatura de extracción y el tiempo de extracción, manteniendo constante la concentración de disolvente al 60%. Se observa que los rendimientos son bajos cuando tanto el tiempo de extracción como la temperatura se reducen por debajo de 15 minutos y 40 °C. A



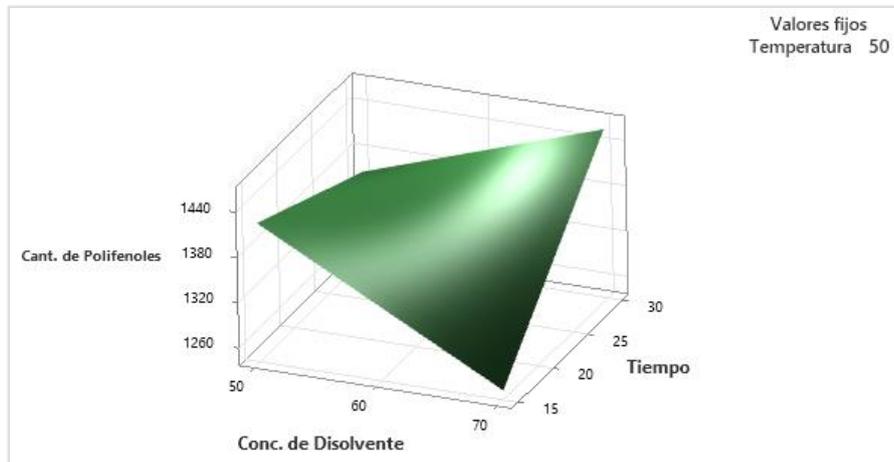
medida que la temperatura de extracción aumenta entre 50 y 60 °C, el rendimiento en la cantidad de polifenoles se incrementa notablemente. Además, el tiempo de extracción desempeña un papel significativo en esta interacción. Los rendimientos óptimos se alcanzan a una temperatura de extracción de 60 °C y un tiempo de 30 minutos.

Según el estudio de Ghitescu et al. (2015) la influencia de la temperatura y el tiempo en el rendimiento de la extracción de polifenoles de la corteza de abeto a una temperatura 60 °C y un tiempo entre 30 y 45 minutos dio mejores resultados los cuales se asemejan a los parámetros de extracción de la Queñua (*Polylepis incarum*). La investigación realizada por Valdez et al. (2015) sobre la extracción de polifenoles a partir de hojas de Moringa oleífera corroboró hallazgos previos, estableciendo que las condiciones óptimas de extracción se lograron a una temperatura de 60 °C. Al incrementar progresivamente el tiempo de extracción hasta alcanzar los 30 minutos, se observó que el contenido fenólico total alcanzó un valor máximo de 17,5 mg EAG/g de muestra seca. Este resultado representa el mejor rendimiento en términos de cantidad de polifenoles extraídos, evidenciando una meseta o etapa de saturación del disolvente después de este tiempo.

Kaleem et al.(2019). También investigaron el efecto del tiempo y la temperatura en la extracción polifenólica total mientras mantenían la concentración de disolvente fija al 50% v/v. El contenido fenólico total del extracto aumentó con el aumento del tiempo de extracción. Sin embargo, después de algún tiempo, el nivel de contenido fenólico total disminuyó porque los compuestos fenólicos expuestos a temperaturas más altas se destruyen durante un período más largo.

Figura 25

Gráfica de superficie de cantidad de polifenoles vs tiempo; concentración de disolvente.



Nota: En este gráfico el factor temperatura es constante a 50 °C

En la figura 25 se muestra el efecto interactivo entre la concentración de disolvente y el tiempo de extracción sobre el rendimiento de cantidad de polifenoles con la temperatura mantenida constante a 50 °C. Cuando la concentración del disolvente a 50 % se mantuvo alcanzó un cierto valor alto considerable de rendimiento en cantidad de polifenoles, la tasa de extracción de polifenoles aumentó a medida que se extendieron los tiempos de extracción. Sin embargo, cuando los tiempos de extracción no cambiaron, la cantidad de polifenoles disminuyó significativamente a medida que aumentó la concentración de disolvente. No fue significativo que el aumento de la concentración de disolvente afectara la cantidad de polifenoles extraídos en ciertos tiempos de extracción, pero se obtuvieron valores óptimos como la concentración de disolvente debe ser de 70% y el tiempo de 30 minutos.

De manera similar Khedher et al. (2020) obtuvo resultados utilizando la metodología de superficie de respuesta para describir el efecto de la concentración

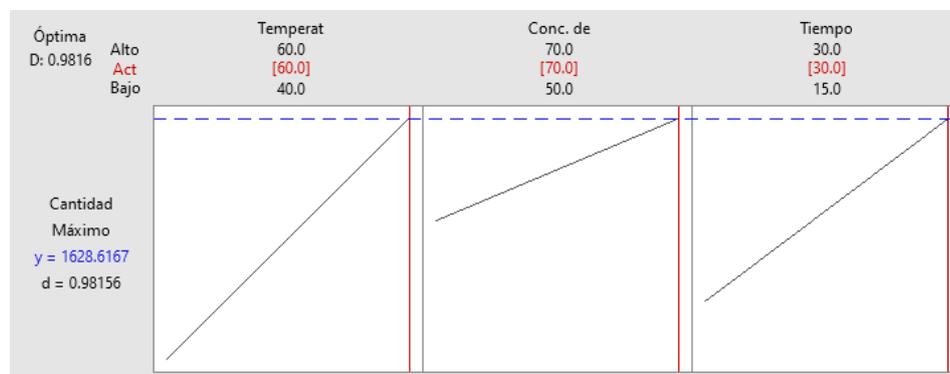
de etanol y el tiempo de extracción en la extracción polifenólica de hojas de *C. asiática*. A partir de sus resultados, observaron una relación curva entre la concentración de etanol y la extracción fenólica total. Una menor concentración de etanol resultó en un mayor rendimiento de fenoles totales. Sin embargo, informaron que el tiempo de extracción no tuvo ningún impacto significativo en la respuesta. Sus resultados mostraron que a una concentración de etanol del 30% y una duración de 90 minutos, el nivel fenólico alcanzó un pico de 4,13 mg EAG/g de peso seco de extracto.

Determinación de condiciones óptimas y validación del modelo

Para verificar la precisión del modelo para la predicción óptima del rendimiento, se realizaron experimentos reales utilizando las condiciones óptimas de extracción. Los valores fueron muy cercanos a los valores predichos, lo que indicó la confiabilidad de la optimización lograda en la investigación.

Figura 26

Gráfico de las condiciones óptimas para la extracción de polifenoles de la corteza de *Queñua* (*Polylepis incarum*)



Nota: Optimización en el software Minitab maximizando la respuesta

De acuerdo con la figura 26, el modelo de regresión polinomial cuadrática desarrollado identificó las condiciones óptimas para la extracción de polifenoles,



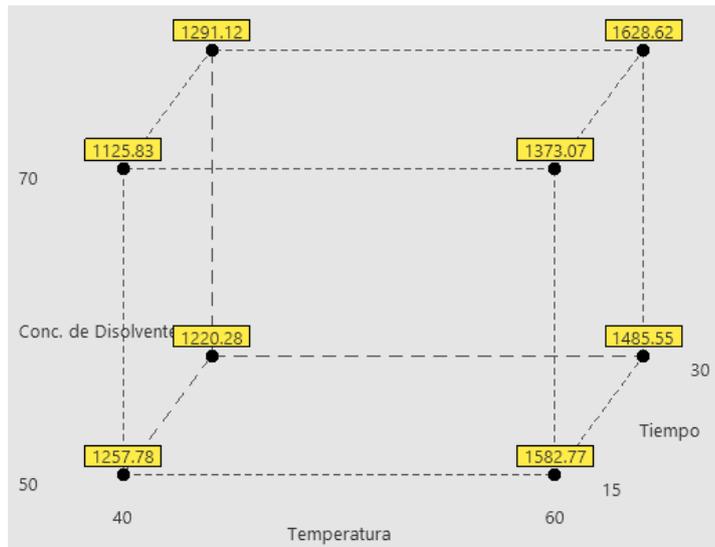
alcanzando una deseabilidad de 0,98156. Esta medida de deseabilidad varía entre 0 y 1, donde 0 indica una respuesta indeseable y 1 refleja un funcionamiento óptimo. Las condiciones ideales para extraer polifenoles de los extractos hidroetanólicos de la corteza de Queñua (*Polylepis incarum*) son una concentración de disolvente (etanol) del 70% v/v, un tiempo de extracción de 30 minutos y una temperatura de 60°C. En estas condiciones, se logró un contenido fenólico de 1628,62 mg EAG/100 g de extracto seco de corteza.

La comparación de las condiciones óptimas para la extracción de polifenoles de diferentes fuentes vegetales, como la corteza de Queñua (*Polylepis incarum*), *Quercus robur*, *Funtumia elastica* y *Cistus creticus*, revela variaciones significativas en los métodos utilizados y los resultados obtenidos. Según Drozd y Pyrzynska (2018), para la corteza de roble, se utilizó una concentración de etanol del 60% v/v y un tiempo de extracción de 20 minutos a temperatura ambiente, logrando un contenido fenólico de entre 1050 y 1340 mg EAG por cada 100 g de muestra seca. En contraste, Frempong et al. (2021) encontraron que *Funtumia elastica* requería un 75.99% de etanol y un tiempo considerablemente más largo de casi 194 minutos a 63.66°C, alcanzando un alto rendimiento de 8283 mg EAG por cada 100 g. Por su parte, Palaiogiannis et al. (2023) reportaron que *Cistus creticus* logró el mayor contenido fenólico, con 9651 mg EAG por cada 100 g, utilizando una mezcla al 50% de etanol a 40°C durante 2 horas. En el caso de la corteza de Queñua, se determinó que una concentración del 70% v/v de etanol, un tiempo de extracción de 30 minutos y una temperatura de 60°C lograron un contenido fenólico de 1628.62 mg EAG por cada 100 g de extracto seco. Estas diferencias resaltan cómo las características específicas de cada material vegetal influyen en la eficiencia del proceso de extracción, sugiriendo que es fundamental

adaptar las condiciones a cada especie para maximizar el rendimiento fenólico y preservar sus propiedades bioactivas.

Figura 27

Grafica de cubos de medias ajustadas para la cantidad de polifenoles de la corteza de Queñua (*Polylepis incarum*)



Nota: En la gráfica de cubos, representa una combinación específica de niveles de los factores, mostrando cómo varían las medias ajustadas en función de estos niveles.

En una gráfica de cubo se observa que la combinación de 70% (concentración de disolvente), 60°C (temperatura) y 30 minutos (tiempo) tiene una media ajustada significativamente más alta que otras combinaciones, esto indicaría que esta configuración es óptima para maximizar el rendimiento.

Tabla 13

Parámetros óptimos para el máximo rendimiento de extracción de polifenoles de la corteza de Queñua (*Polylepis incarum*)

Solución	Temperatura (°C)	Conc. de Disolvente (%)	Tiempo (Min)	Cantidad de Polifenoles en mg EAG/100 g de corteza
1	60	70	30	1628,62

Nota: Optimización de respuesta realizada en Minitab 22



Para verificar la precisión de los resultados obtenidos, se envió la muestra al laboratorio de control de calidad de la Universidad Nacional Agraria La Molina. El análisis reveló un contenido de 1610.00 mg EAG por cada 100 g de muestra. Estos resultados son consistentes con los hallazgos previos, lo que permite concluir que son similares y correctos. Para más detalles, se puede consultar el Anexo D.

4.3. DETERMINACIÓN DE LOS PARÁMETROS PARA LA ENCAPSULACIÓN POR SECADO POR ATOMIZACIÓN DE POLIFENOLES DE LA CORTEZA DE QUEÑUA (*Polylepis Incarum*)

En este objetivo se buscó los parámetros adecuados para la retención del activo dentro de la microcápsula tomando en cuenta la relación entre los factores de; temperatura de entrada y la maltodextrina que es el agente encapsulante. Por lo tanto, se optó un diseño experimental que consta de dos factores y tres niveles es decir el diseño de 3^2 , los valores a tomarse en cuenta se especifican en la tabla 14.

Tabla 14

Factores y niveles que se tomaron en cuenta para la encapsulación por secado por atomización para los polifenoles

Letra	Factores	Baja	Media	Alta
A	Maltodextrina (%)	15	20	25
B	Temperatura de Entrada (°C)	150	160	170

Nota: Los valores de la tabla se tomaron en cuenta para el diseño experimental

Para determinar la cantidad de los polifenoles presentes en las microcápsulas se realizó por la metodología de Folin Ciocalteu y con los datos obtenidos de este se sustituyeron en la ecuación (2) y (3) con el fin de expresar los resultados en mg EAG/100g de corteza de Queñua. El diseño factorial 3^2 implicó 9 tratamientos, para tener mayor

certeza en los resultados se hicieron por duplicado, lo cual se adquirió 18 datos. Los resultados que se obtuvieron se pueden ver en la tabla 15.

Tabla 15

Resultados obtenidos de los tratamientos de encapsulación de polifenoles

Ensayo	Maltodextrina (%)	Temperatura (°C)	Cant. de polifenoles encapsulados en mg EAG/100 g de muestra	
			Replica 1	Replica 2
1	15	150	2578,52	2565,24
2	15	160	2710,95	2704,85
3	15	170	2805,35	2800,40
4	20	150	2624,23	2620,45
5	20	160	2868,75	2863,48
6	20	170	2960,23	2959,10
7	25	150	2435,26	2433,20
8	25	160	2690,45	2688,72
9	25	170	2754,34	2752,82

Nota: Para obtener mejores resultados se realizaron por duplicado cada tratamiento

Para analizar el efecto de los diferentes parámetros en la encapsulación de los polifenoles de la Queñua, se realizó un análisis estadístico utilizando el software Minitab. El diseño del estudio mostró tanto una relación lineal como cuadrática, considerando como parámetros la temperatura de entrada al atomizador y la concentración de maltodextrina, utilizada como agente encapsulante en el proceso de encapsulación. Los datos obtenidos en el análisis de varianza se observan en la siguiente tabla 16.

Tabla 16

Análisis de varianza factorial para el contenido de polifenoles en la encapsulación por atomización

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Modelo	8	400849	50106	3099,82	0,000
Lineal	4	390347	97587	6037,21	0,000
Maltodextrina (%)	2	111427	55714	3446,73	0,000
Temperatura (°C)	2	278920	13946 0	8627,70	0,000
Interacciones de 2 términos	4	10502	2625	162,42	0,000
Maltodextrina (%) *Temperatura (°C)	4	10502	2625	162,42	0,000
Error	9	145	16		
Total	17	400994			

Nota: Tanto los efectos como las interacciones tienen el valor de $P < 0.05$

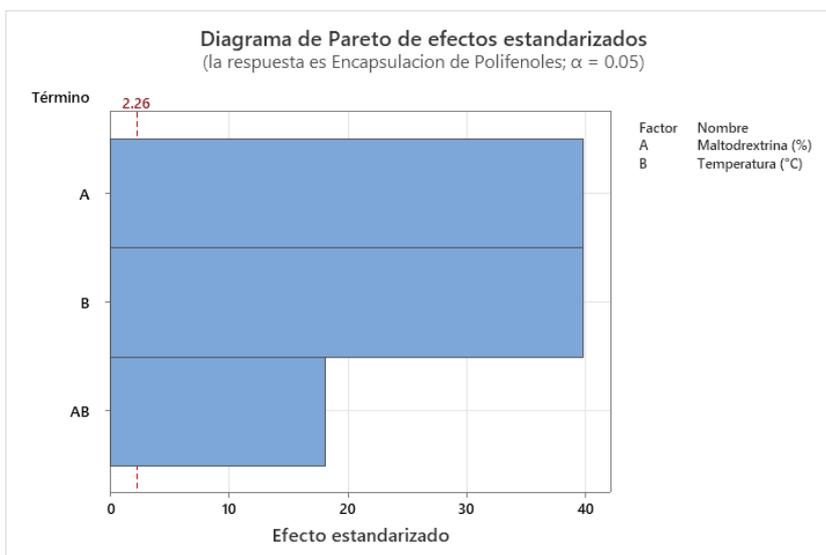
El valor de p es un indicador crucial en el análisis estadístico para evaluar la hipótesis nula. Cuando p es menor a 0.05, se considera que hay suficiente evidencia para rechazar la hipótesis nula, sugiriendo que las diferencias observadas son significativas y poco probables de ser el resultado del azar. Por otro lado, un valor de p mayor a 0.05 indica que no hay suficiente evidencia para rechazar la hipótesis nula, lo que sugiere que las diferencias podrían ser atribuibles al azar. En el caso del análisis de varianza un valor de p igual a 0.000 como se muestra en la tabla 16, representa un valor extremadamente pequeño, se interpreta como una evidencia muy fuerte contra la hipótesis nula, lo que permite concluir con alta confianza que existe un efecto real en los datos analizados.

El modelo de regresión factorial explicó un 99,93 % de la variabilidad (R-cuadrado ajustado) en el contenido de polifenoles totales durante el proceso de encapsulación por atomización. Como se muestra en la tabla 16, que presenta los resultados del análisis de varianza, ambos factores la temperatura de entrada y el porcentaje de maltodextrina resultaron ser altamente significativos en el diseño experimental, dado que ninguno de ellos supera el valor de p igual a 0,05. Además, la

interacción entre la temperatura y la maltodextrina, que es la única interacción considerada en este estudio, también se mostró significativa. Por lo tanto, se puede concluir que en este diseño experimental todos los términos analizados son significativos.

Figura 28

Diagrama de Pareto estandarizado para el diseño de encapsulamiento de polifenoles por secado por atomización.



Nota: Todos los efectos y la interacción pasan la línea de referencia

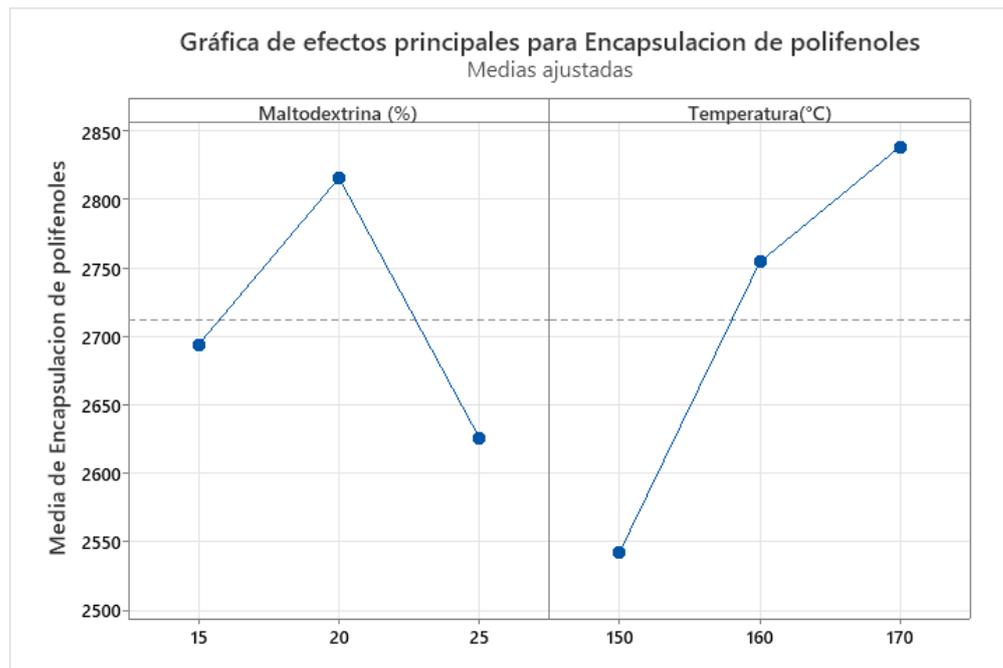
El diagrama de Pareto ilustra los factores o combinaciones de factores en orden descendente según su impacto. Los factores que superan la banda roja se denominan factores significativos. Por el contrario, las barras de factores que no superan la banda roja no se consideran significativas.

En la figura 28 se observa que los dos efectos simples, la temperatura y el porcentaje de maltodextrina, son igualmente importantes y significativos. Además, se evidencia que la interacción entre estos dos efectos es estadísticamente significativa en este modelo experimental, ya que todos los valores superan la línea de referencia establecida en 2,26. El diagrama de Pareto, al mostrar el valor absoluto de los efectos,

permite identificar cuáles son significativos; sin embargo, no proporciona información sobre si estos efectos aumentan o disminuyen la respuesta.

Figura 29

Gráfica de los efectos principales para la encapsulación de polifenoles por secado de atomización.

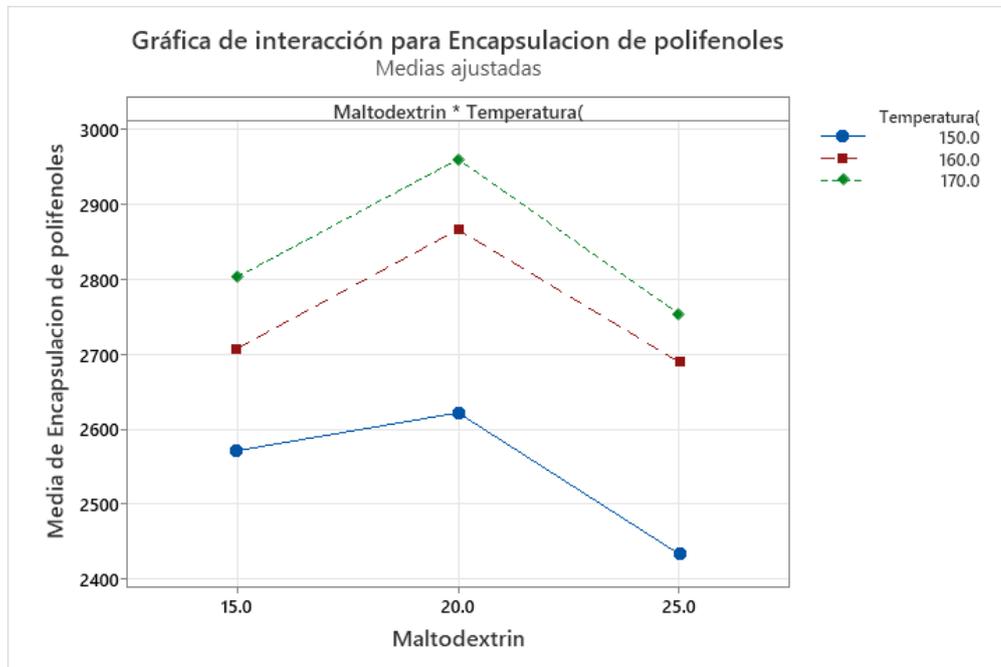


Nota: Una pendiente ascendente indica que a medida que aumenta el nivel del factor, la respuesta también aumenta

En esta figura 29 de los efectos principales para la cantidad de polifenoles totales encapsulados que observando se puede analizar que el efecto de concentración de la maltodextrina a un 20 % llega a su máxima media de 2816,04 mg EAG/100 g de muestra. Por otro lado, se puede observar que en la graficas de temperatura que la mayor cantidad de polifenoles encapsulados se puede obtener a una temperatura de 170°C que como resultado da una media de 2838,71 mg de EAG/100 g de muestra.

Figura 30

Gráfica de interacción entre los factores que influyen en la encapsulación de polifenoles por secado por atomización



Nota: El gráfico permite identificar visualmente las posibles interacciones entre factores

En la figura 30, que presenta las gráficas de interacción de los factores, se puede observar claramente que la interacción entre la temperatura y las concentraciones de maltodextrina es crucial para el encapsulamiento de polifenoles de la Queñua. Según el gráfico, para lograr una mejor encapsulación de polifenoles, la concentración de maltodextrina debe situarse en un 20% y la temperatura en 170°C, condiciones bajo las cuales se obtiene la mejor media de encapsulamiento, alcanzando un valor de 2959,66 mg de EAG/100 g de muestra.

Para verificar la precisión del resultado, se envió la muestra al laboratorio de control de calidad de la Universidad Nacional Agraria La Molina. El análisis realizado en este laboratorio reportó un contenido de 2965,10 mg EAG/100 g de muestra. Con esto, se concluye que los resultados son comparables y confiables. Para más detalles, consulte el Anexo E.



En comparación con el estudio de Díaz et al. (2017) sobre la Pitahaya Amarilla, que utilizó un 40% de maltodextrina y una temperatura de 150 °C para maximizar la estabilidad de los biocomponentes funcionales, logrando conservar los polifenoles totales hasta 72 horas y obtener un contenido de 41,92 a 81,53 mg EAG/100 g, el estudio que se realizó sobre la corteza del árbol de Queñua (*Polylepis incarum*) empleó un 20% de maltodextrina y una temperatura más alta de 170 °C, alcanzando un notable contenido de 2959,66 mg EAG/100 g. Esto sugiere que la mayor concentración de maltodextrina en el caso de la pitahaya contribuyó a una mejor estabilidad a largo plazo, mientras que la temperatura más elevada en Queñua (*Polylepis incarum*) pudo haber influido en la liberación y conservación de polifenoles, destacando así la importancia de optimizar tanto las condiciones del proceso como las características de las materias primas para maximizar la retención de compuestos bioactivos.

En contraste, el estudio de Aliakbarian et al. (2018) sobre la microencapsulación de polifenoles de orujo de oliva utilizó concentraciones de maltodextrina entre 100 y 200 g/L (aproximadamente 10-20%) y una temperatura de secado de 160 °C, obteniendo un contenido de 52 mg EAG/g (520 mg EAG/100 g) con una eficiencia de encapsulamiento del 85-92%. Aunque ambos estudios emplean maltodextrina como agente encapsulante, las diferencias en las concentraciones y temperaturas sugieren que el proceso para la Queñua (*Polylepis incarum*) es más efectivo en términos de contenido total de polifenoles, a pesar de utilizar una menor concentración de maltodextrina. Esta discrepancia puede deberse a la naturaleza específica de los compuestos fenólicos presentes en cada materia prima y a cómo las condiciones del proceso afectan su estabilidad. Además, el estudio sobre orujo de oliva destaca que la morfología deseada y la sensibilidad de los polifenoles a las condiciones ambientales son factores clave, en este caso para el orujo de oliva que se encontró fenoles como el tirosol, ácido cinámico,



flavonoides con la rutina se optó por dichas condiciones de encapsulamiento ya dichas, lo que refuerza la necesidad de optimizar cada proceso según el tipo de biocompuesto a encapsular.

Cuando se emplearon la temperatura más elevada (190 °C), se obtuvo un producto final con menor contenido de compuestos fenólicos. Este resultado podría ser atribuido a la susceptibilidad de algunos compuestos fenólicos a elevadas temperaturas de secado. Resultados similares reportaron Mishra *et al.*, (2022), donde el contenido de fenoles totales de *Embllica officinalis*, secado por atomización, disminuyó en la medida en que aumentó la temperatura de entrada al secador de 125°C a 175 °C. Jiménez *et al.* plantearon una pérdida de compuestos fenólicos del 26% en extractos etanólicos de arándanos cuando la temperatura de entrada fue mayor de 160 °C. Navidad *et al.* (2020), luego de realizar el secado por atomización de extractos acuosos y etanólicos (etanol 20%) de *H. Sabdariffa*, concluyeron que los extractos acuosos secados por atomización lograron un mayor contenido de polifenoles totales (32,12 - 21,23 mg EAG/g), utilizando la proporción extracto: material encapsulante (1:1), temperatura de entrada al secador de 150 °C, así como la mezcla MD de 80% y GA al 20%.

4.4. DETERMINACIÓN DE EFICIENCIA DE ENCAPSULACIÓN DE POLIFENOLES DE LOS EXTRACTOS DE QUEÑUA (*Polylepis incarum*) POR EL MÉTODO DE SECADO POR ATOMIZACIÓN.

Para poder obtener la eficiencia de encapsulamiento primero fue necesario realizar el balance de materia del proceso de encapsulación. El balance de materia proporciono identificar y cuantificar las pérdidas y ganancias en esta etapa del proceso, lo que es crucial para optimizar las condiciones operativas y mejorar el rendimiento del sistema.



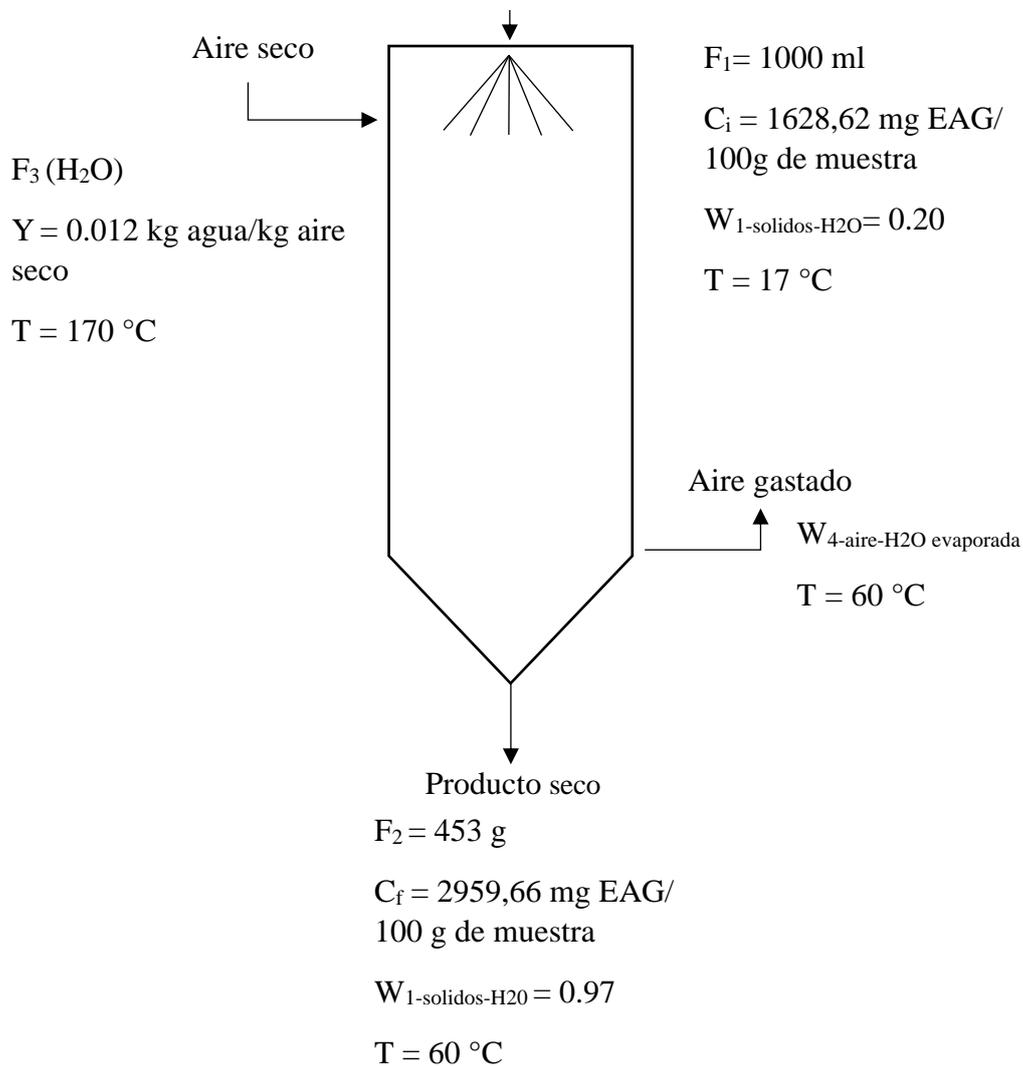
4.4.1. Balance de materia para la encapsulación por secado por atomización

Para el balance de materia, se consideró la información de la alimentación presentada en la Tabla 13. El valor máximo registrado para la cantidad de polifenoles en los extractos de Queñua fue de 1628,62 mg de EAG/100 g de muestra seca. Por otro lado, el dato correspondiente al producto final se obtuvo a partir de la mejor media de encapsulamiento de polifenoles, que alcanzó los 2959,66 mg de EAG/100 g de muestra.

Las condiciones óptimas para el encapsulamiento fueron una temperatura de aire de entrada al atomizador de 170 °C y un 20% de maltodextrina. Además, se registraron los siguientes datos: temperatura media de 17 °C, altura de 3827 m.s.n.m., presión atmosférica de 540 mmHg, temperatura de bulbo húmedo de 14 °C, temperatura de aire de salida del secador de 60 °C, caudal de alimentación de 1,5 L/h y humedad absoluta de 0,0126 H₂O/kg de aire seco.

Figura 31

Diagrama cuantitativo del proceso de secado por atomización



Solución inicial

Volumen: 1 L (1000ml)

Concentración :1628,62 mg EAG/100 g de muestra

La densidad de la solución se consideró similar al agua (1g/ml), por lo tanto, la masa total de la solución es de 1000 g.

Maltodextrina utilizada: 200 g

Cantidad de polifenoles en la solución inicial:



$$\text{Polifenoles iniciales} = \left(\frac{1628,62 \text{ mg}}{100 \text{ g}} \right) * 1000 \text{ g} = 16286,20 \text{ mg} = 16,28 \text{ g}$$

Cantidad de polifenoles al final del proceso

Peso total después del proceso: 453 g

Concentración después del proceso: 2959,66 mg EAG/ 100 g de muestra

$$\text{Polifenoles finales} = \left(\frac{2959,66 \text{ mg}}{100 \text{ g}} \right) * 450,41 \text{ g} = 13330,51 \text{ mg} = 13,33 \text{ g}$$

Balance de materia

La ecuación general para el balance es:

Entradas = Salidas

$$F_1 + C_1 = F_2 + C_2 + \text{Perdidas} \quad (4)$$

Sustituyendo los valores

$$16,28 \text{ g polifenoles} + 200 \text{ g maltodextrina} = 13,33 \text{ g polifenoles} + 200 \text{ g maltodextrina} + \text{perdidas}$$

La pérdida de sólidos totales en el proceso es:

$$\text{Perdidas} = 216,28 \text{ g} - 213,33 \text{ g} = 2,95 \text{ g} = 2950 \text{ mg de sólidos no encapsulados}$$

Se observa en la figura 31 el balance de materia para obtener microcápsulas de polifenoles de la corteza de la Queñua (*Polylepis Incarum*) atomizado a una concentración de 20 % de maltodextrina y 170°C de temperatura de secado que muestra la máxima eficiencia y conservación de polifenoles.



Eficiencia de encapsulamiento

Cuando un producto se va a secar por pulverización, la eficacia de la microencapsulación es un parámetro crítico. Estos resultados muestran que la cantidad de compuestos fenólicos en el material a encapsular, los parámetros del proceso de encapsulación y el intervalo entre la recogida de muestras y la encapsulación afectan a la capacidad de las microesferas para atrapar moléculas. Es inevitable que el efecto oxidativo del oxígeno haya provocado la pérdida de fenoles en la muestra durante este proceso.

La eficiencia de encapsulación se establece en base a la asociación entre el material a ser encapsulado (compuestos fenólicos) y el teórico o en disposición de ser encapsulado, a partir de la siguiente ecuación de (Conte et al., 2016).

$$EE\% = \frac{\text{Cantidad de compuesto fenolico encapsulado}}{\text{Polifenoles totales en la alimentacion}} \times 100 \quad (5)$$

$$EE\% = \left(\frac{13330,51 \text{ mg}}{16286,20 \text{ mg}} \right) \times 100$$

$$EE = 81,86 \%$$

Tabla 17

Valores obtenidos de la eficiencia de encapsulación de los polifenoles de la Queñua
(*Polylepis incarum*)

Ensayo	Maltodextrina (%)	Temperatura (°C)	Eficiencia de encapsulación de polifenoles (%)	
			Replica 1	Replica 2
1	15	150	53,89	54,40
2	15	160	58,29	59,24
3	15	170	62,28	63,45
4	20	150	67,97	67,85
5	20	160	76,60	76,98
6	20	170	81,85	81,87
7	25	150	73,06	74,10
8	25	160	78,83	77,46
9	25	170	80,15	80,01

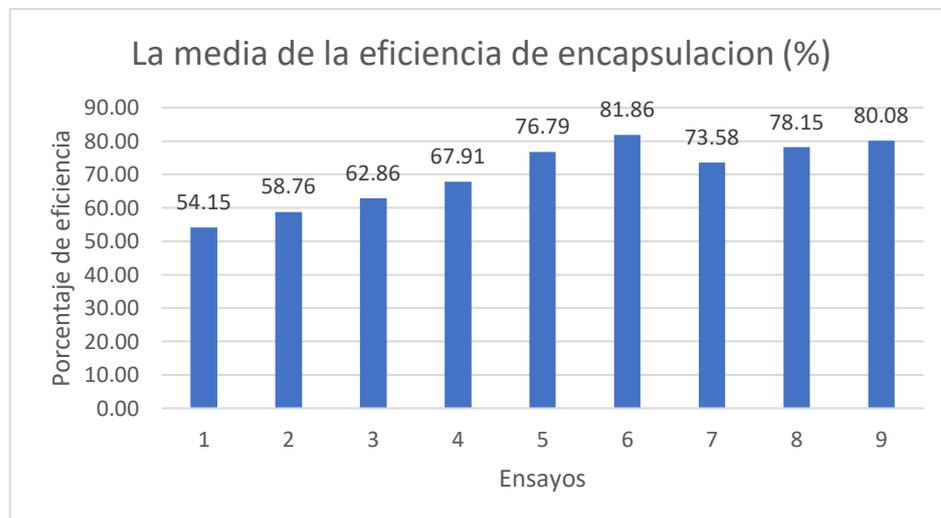
Nota: Los experimentos se ejecutaron por duplicado y los datos se presentan en porcentajes

Existe una concentración óptima del material a encapsular como forma de garantizar un mayor rendimiento. El tipo de material de pared y su cantidad son algunos de los factores clave que afectan el proceso de microencapsulación de compuestos bioactivos en relación a la protección, estabilidad y aplicación del producto. Los resultados obtenidos en este estudio sugieren que el 20% del agente encapsulante fue suficiente para proteger a los compuestos fenólicos de grandes pérdidas por degradación después del proceso de secado, lo que se confirmó en la eficiencia de encapsulación.

La eficiencia de encapsulación se determinó como se aprecia en la Tabla 17 de acuerdo con el análisis de eficiencia de encapsulación, el valor muestra que los compuestos fenólicos permanecieron en más del 80% de las micropartículas luego del proceso de secado.

Figura 32

Gráfico de eficiencia de encapsulación de polifenoles de la corteza de la Queñua
(*Polylepis incarum*)



Nota: Eficiencia representada en porcentajes de cada tratamiento trabajado

En la Figura 32, se puede observar los diferentes porcentajes de eficiencia de encapsulación, estos resultados dependen mucho de los factores que influyen entre los principales tenemos la temperatura entrada al atomizador y la concentración de la maltodextrina que actúa como agente encapsulante. La temperatura es una variable crítica en la encapsulación, ya que influye en la eficacia, la estabilidad del compuesto activo y la integridad de la cápsula. Asimismo, la concentración de maltodextrina afecta la densidad de la solución: concentraciones altas dificultan el secado y pueden obstruir la manguera de alimentación.

Por lo tanto, en la figura 32 se puede concluir que, para lograr una mayor eficiencia de encapsulación, la temperatura debe mantenerse entre 160°C y 170°C, mientras que la concentración de maltodextrina debe situarse entre el 20% y el 25%. La máxima eficiencia de encapsulación se alcanzó en el sexto ensayo, donde se utilizó una temperatura de 170°C y una concentración de maltodextrina del 20%, resultando en una eficiencia del 81,86%.



V. CONCLUSIONES

- Mediante el análisis por cromatografía líquida de alta eficiencia se pudo caracterizar los compuestos polifenólicos que contiene la corteza de Queñua (*Polylepis incarum*). Los resultados indicaron que el contenido de polifenoles totales es de 1655,96 miligramos equivalente en ácido gálico /100 gramos de corteza, también se pudo observar mediante los cromatogramas de respuesta que los polifenoles más abundantes son la catequina, epigallocatequina, epicatequina, rutina, ácido tánico y quercetina.
- Al determinar las condiciones de extracción de polifenoles a partir de la corteza de Queñua (*Polylepis incarum*) mediante el diseño factorial de 2^3 se llegó a la conclusión que, para una buena extracción de compuesto fenólicos, el parámetro de temperatura debe ser de 60°C , la concentración de disolvente (etanol) debe ser de 70% y el tiempo de 30 minutos, ya que a estas condiciones se pudo obtener la máxima cantidad de polifenoles totales que es de 1628,62 mg EAG/100 gramos de corteza. Por otro lado, de acuerdo al análisis de varianza factorial indico que la interacción de temperatura con la concentración de disolvente no es significativa en el modelo de diseño experimental ya el valor de P es 0,507.
- En la encapsulación de polifenoles de la corteza de la Queñua (*Polylepis incarum*) mediante el secado por atomización. Las variables investigadas fueron concentración del agente encapsulante y la temperatura del aire de entrada. En donde se llegó a la conclusión de que el mejor tratamiento que conserva mejor el contenido de polifenoles totales es a una concentración 20% de maltodextrina y temperatura de entrada de 170°C ya que en estos parámetros se obtuvo una mayor cantidad de polifenoles totales que es de 2959,66 mg EAG/100 g de corteza. El



análisis estadístico todos los efectos y las interacciones resultados significativos($p < 0.05$).

- En cuanto a la eficiencia de encapsulación de polifenoles de la corteza de la Queñua (*Polylepis incarum*) se obtuvo una máxima eficiencia de 81,86 %. La micropartícula mostró estructuras esféricas y heterogéneas y buena eficiencia. La micropartícula también presentó baja humedad y actividad de agua, un indicio de buena estabilidad y conservación.



VI. RECOMENDACIONES

- Los polifenoles son fácilmente degradables debido a su sensibilidad a la luz, ya que son compuestos aromáticos que contienen el núcleo bencénico. En consecuencia, para mantener la actividad biológica de los extractos, hay que tener mucho cuidado tanto durante el proceso de extracción como durante el almacenamiento. Además, deben considerarse técnicas de almacenamiento adecuadas para los extractos que vayan a utilizarse en la industria alimentaria o farmacéutica.
- Tomar este trabajo como punto de partida y soporte para las futuras investigaciones en el ámbito experimental y así tener bases sólidas sobre la microencapsulación de los polifenoles del árbol de la Queñua.
- Son necesarios más estudios para realizar la caracterización del polvo en términos de propiedades fisicoquímicas y características estructurales de las partículas, así como sobre la bioactividad y biodisponibilidad del polvo con el fin de crear un producto final para futuras aplicaciones.



VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Acosta, M. L. C. (2019). Polifenoles: compuestos bioactivos con efectos benéficos en la prevención de diabetes tipo 2. *Red de ciencia y salud*, 1, 6-6.
- Alara, O.R., Abdurahman, N.H. & Ukaegbu, C.I. (2021). Extracción de compuestos fenólicos: una revisión. *Investigación actual en ciencia de los alimentos*, 4, 200-214.
- Alcaide, A. J. (2015). Caracterización de polifenoles y su acción sobre sirtuínas en modelos de inflamación intestinal y cáncer. [Tesis doctoral, Universidad de Sevilla].
- Alvarez, E., Contreras, F., Rodrigo, J., de la Rosa, L. A., García, J. A., & Núñez-Gastélum, J. A. (2019). Cinética de secado y efecto de la temperatura sobre las características físicas y compuestos fenólicos de chile jalapeño rojo (*Capsicum annum* l.). *Biotecnia*, 21(1), 139-147.
- Aparicio, C. S. (2021). Microencapsulación del aceite esencial de *Salvia sagittata* (salvia azul) por Spray Chilling, para asegurar su capacidad antimicrobiana, analgésica y antiinflamatoria. Cachicadán, Santiago de Chuco, La Libertad.
- Barrios Martínez, F. (2019). Estudios de encapsulación de polifenoles del té: Propiedades y estabilidad. [Tesis pregrado, Universidad de Valladolid].
- Boza, T.E., & Kessler M. (2022) Una monografía del género *Polylepis* (Rosaceae). *Revista PhytoKeys* 203: 1-274. <https://doi.org/10.3897/phytokeys.203.83529>
- Buljeta, I., Pichler, A., Šimunović, J., & Kopjar, M. (2022). Polisacáridos como portadores de polifenoles: comparación de la liofilización y el secado por aspersión como técnicas de encapsulación. *Moleculas*, 27 (16), 5069.
- Campo, M., Granja, D. F., Matute, N. L., Cuesta, O., & Márquez, I. (2021). Microencapsulación mediante secado por atomización a partir de un extracto de los cálices de *Hibiscus sabdariffa* L. *Revista Colombiana de Química*, 50(1), 40-50.



- Cardenas, P. E., & Huaman, M. A. (2015). Evaluación de tipo de encapsulante y temperatura de aire de secado por atomización en el contenido de ácido ascórbico, carotenoides totales y capacidad antioxidante de Tumbo (*Passiflora mollissima L.*). [Tesis de pregrado, Universidad Nacional del Centro del Perú].
- Castañeta, H., Gemio, R., Yapu, W., & Nogales, J. (2011). Microencapsulación, un método para la conservación de propiedades fisicoquímicas y biológicas de sustancias químicas. *Revista Boliviana de Química*, 28(2), 135-140.
- Cegledi, E., Garofulić, IE, Zorić, Z., Roje, M. & Dragović-Uzelac, V. (2022). Efecto de la encapsulación mediante secado por aspersión sobre las propiedades del polvo de extracto de hoja de ortiga, los polifenoles y su biodisponibilidad. *Alimentos*, 11 (18), 2852.
- Contreras, M. (2019). Evaluación de las propiedades encapsulantes de ácidos grasos poli-insaturados microencapsulados en diferentes matrices proteínicas. [Tesis de maestría, Universidad Nacional del Centro del Perú].
- Cory, H., Passarelli, S., Szeto, J., Tamez, M. & Mattei, J. (2018). El papel de los polifenoles en la salud humana y los sistemas alimentarios: una mini-revisión. *Fronteras en nutrición*, 5 , 370438.
- Cueto, C. R., & Santillan, M. C. (2015). Efecto de los parámetros de extracción en la capacidad antioxidante, polifenoles totales y galotaninos en el extracto acuoso de la corteza de ratanya (*Tríumfetta Semitriloba Jacq.*). *Revista Científica*, 29(2), 123-130.
- Da Silva, M.E., Araújo, M.V., Martins, A.C., Dos Santos, M., Da Silva, F.L., Converti, A., & Maciel, M.I. (2023). Microencapsulación mediante secado por aspersión y liofilización de extracto de compuestos fenólicos obtenidos de cáscara de ciruela. *Revista científica de Investigación de la Naturaleza*, 13 (1), 15222.
- De Jesús Hernández, C., Ilina, A., Ventura, J. M., Belmares, R. E., Contreras, J. C., Álvarez, G. M., & Martínez, J. L. (2016). La microencapsulación de bioactivos para su aplicación en la industria. *ICIDCA. Sobre los Derivados de la Caña de Azúcar*, 50(1), 12-19.



- Del Juncal, D. (2016). Microencapsulación de polifenoles contenidos en jugo de zapote negro (*Diospyros dgyna jacq.*) utilizando almidones modificados de arroz mediante secado por aspersión para su incorporación en un yogur natural. [Tesis de maestría, Universidad Peruana de Ciencias Aplicadas].
- Diaz, Y. L., Torres, L. S., Serna, J. A., & Sotelo, L. I. (2017). Efecto de la encapsulación en secado por atomización de biocomponentes de pitahaya amarilla con interés funcional. *Información tecnológica*, 28(6), 23-34.
- Drózdź, P., & Pyrzyńska, K. (2018). Evaluación del contenido de polifenoles y la actividad antioxidante de extractos de corteza de roble. *Revista Europea de Madera y Productos de Madera*, 76, 793-795.
- Dzul, L. V. (2015). Obtención de extractos polifenólicos con actividad biológica a partir de harinas elaboradas con subproductos de limón italiano. [Tesis de maestría, Centro de Investigación y Asistencia en Tecnología y Diseño del Estado de Jalisco].
- Erazo, M. L. C., Vivas, M. J. C., Chávez, J. G. P., & Saltos, G. D. C. (2024). El papel de los polifenoles en la prevención del envejecimiento cutáneo. *RECIAMUC*, 8(1), 799-815.
- Espinosa, W. E., Garzón, L. C., & Medina, O. J. (2016). Validación de una metodología analítica para la cuantificación de polifenoles totales, en procesos de extracción asistida por microondas sobre frutos de la especie colombiana (*Vaccinium meridionale*). *Revista Colombiana de Ciencias Químico-Farmacéuticas*, 45(1), 109-126.
- Esquivel, B. E., Martínez, L. O., & Rutiaga, O. M. (2015). Microencapsulación mediante secado por aspersión de compuestos bioactivos. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, 16(2), 180-192.
- Ferreira, L. M., Pereira, R.R., Carvalho, F.B., Remígio, M.S., Barbosa, W.L., Ribeiro, R.M., & Silva, J.O. (2022). Microencapsulación por secado por aspersión y actividad antioxidante de compuestos fenólicos de almendras de Tucuma (*Astrocaryum vulgare Mart.*). *Polímeros*, 14 (14), 2905.



- Froilan, R. L. (2015). *Compuestos bioactivos en bebidas con capacidad antioxidante* (Tesis Doctoral, Universidad Complutense de Madrid).
- Gácina, N., Elez, I., Zorić, Z., Pedisić, S. & Dragović, V. (2022). Influencia de los parámetros de encapsulación en la retención de polifenoles en el extracto de flor de endrino. *Procesos*, 10 (12), 2517.
- Gonçalves, F. G., Chaves, I. L. S., Fassarella, M. V., Brito, A. S., Silva, É. S. G. D., López, Y. M., & Oliveira, R. E. G. D. (2021). Extracción de taninos de la corteza de Pinus tratada térmicamente aplicación como adhesivo. *Madera y bosques*, 27(1).
- Hashemi, Z., Ebrahimzadeh, MA, & Khalili, M. (2019). Factor de protección solar, contenido total de fenol y flavonoides y actividad antioxidante de plantas medicinales de Irán. *Revista Tropical de Investigación Farmacéutica*, 18 (7), 1443-1448.
- Hernández, R., García, L. R., Rico, M. V., Peña, V., & Luna, B. E. G. (2022). Encapsulación en perlas de alginato de bacterias promotoras de crecimiento vegetal aisladas de áreas naturales protegidas. *Jóvenes en la Ciencia*, 16, 1-9.
- Huayhua, L. J. (2020). Modelamiento de áreas potenciales de distribución de Queñua (*Polylepis Incarum*) en la subcuenca Lampa, Puno-Perú. [Tesis de maestría, Universidad Nacional del Altiplano].
- Hurtado, Y., & German, E. (2003). Diseño de un secador por atomización a nivel piloto para jugo concentrado de tomate de árbol. [Tesis de maestría, Universidad Nacional del Centro del Perú].
- Kausar, H., Jeyabalan, J., Aqil, F., Chabba, D., Sidana, J., Singh, IP & Gupta, RC (2012). Las antocianidinas de bayas suprimen sinérgicamente el crecimiento y el potencial invasivo de las células de cáncer de pulmón de células no pequeñas humanas. *Cancer letters* , 325 (1), 54-62.
- Kurek, M.A., Ogrodowska, D., Tańska, M., Šeregelj, V. & Vulić, J. (2024). Eficiencia de encapsulación de ingredientes bioactivos alimentarios durante el secado por pulverización. (págs. 473-516). Editorial Woodhead.



- Lezama, K. S. (2017). Determinación de los compuestos fenólicos y capacidad antioxidante del aceite de uva (*Vitis vinifera*) obtenido con y sin tratamiento enzimático. [Tesis de maestría, Universidad Nacional Agraria La Molina].
- Lima, G. P. P., Vianello, F., Corrêa, C. R., Campos, R. A. D. S., & Borguini, M. G. (2014). Polifenoles en frutas y verduras y su efecto en la salud humana. *Ciencias de la Alimentación y la Nutrición*, 1065-1082.
- Lizana, S. B. (2019). Enraizamiento de estacas de queñual (*polylepis spp.*) de diferentes procedencias y concentraciones hormonales de AIB en cámara de sub-irrigación, Huancayo. [Tesis de maestría, Universidad Nacional del Centro del Perú].
- Llord, M. L. (2019). trabajo fin de grado: métodos analíticos para la determinación de antioxidantes en el vino. Tesis Doctoral, universidad de complutense.
- López, A. F. (2012). Desarrollo de sistemas de encapsulación compuestos para la protección de extractos antioxidantes de yerba mate. [Tesis Doctoral, Universidad Nacional de La Plata].
- López, A. F., Deladino, L., Alba, S. N., & Miriam, N. M. (2011). Encapsulación de compuestos bioactivos con alginatos para la industria de alimentos. *Ciencia y Tecnología Alimentaria*, 10(1).
- Lopez, K. S. (2023). Nano transportadores de polifenoles: Aplicación en la industria cosmética. [Trabajo de grado, Universidad de Cartagena].
- Mamani, M. S. (2018). Diversidad genética de poblaciones de *Polylepis canoi* W. Mendoza y *Polylepis rodolfo-vasquezii* L. Valenzuela & L. Villalba mediante el uso de microsatélites (SSR) en la región Junín. [Tesis de maestría, Universidad Nacional del Centro del Perú].
- Martínez, A. C. (2015). Determinación de Polifenoles Totales, Actividad Antioxidante y Antocianinas de Jugo de Murtilla (*Ugni molinae Turcz*) Obtenido por Condensación de Vapor. [Tesis Doctoral, Universidad Austral de Chile, Valdivia-Chile].



- Martínez, R. (2018). Estudio de la composición fenólica de plantas mediante cromatografía líquida acoplada a espectrometría de masas. [Tesis de pregrado, Universidad de Jaén].
- Mendoza, N. A., Hoyos, J. A., & Peláez, C. A. (2020). Capacidad antioxidante y contenido de polifenoles totales de extractos de tallo de *Stevia Rebaudiana* en varios modelos in vitro. *Revista EIA*, 17(34), 53-61.
- Mendoza, W., & Cano, A. (2011). Diversidad del género *Polylepis* (*Rosaceae*, *Sanguisorbeae*) en los Andes peruanos. *Revista peruana de biología*, 18(2), 197-200.
- Montesinos, D. B., Pinto, Á. C., Beltrán, D. F., & Galiano, W. (2015). Vegetación de un bosque de *Polylepis* (*incarum Rosaceae*) en el distrito de Lampa, Puno, Perú. *Revista peruana de biología*, 22(1), 87-96.
- Montoya, CV (2024). Evaluación de la actividad antioxidante de polifenoles microencapsulados obtenidos a partir de la cáscara de plátano (*Musa paradisiaca*). [Tesis de licenciatura, Universidad Técnica de Ambato].
- Núñez, J. A., Hernández, R., Rodrigo, J., De la Rosa, L. A., Álvarez, E., Díaz Á. G., & Martínez, A. (2018). Contenido de polifenólicos, actividad antioxidante y antimicrobiana de la raíz de *Ibervillea sonora*. *Biotecnia*, 20(3), 23-27.
- Olivas, F. J., Wall, A., González, G. A., López, J. A., Álvarez, E., Rosa, L. A., & Ramos, A. (2015). Taninos hidrolizables: bioquímica, aspectos nutricionales y analíticos y efectos en la salud. *Nutrición hospitalaria*, 31(1), 55-66.
- Ortiz, N., Ochoa, L. A., González, S. M., Rutiaga, O. M., & Gallegos, J. A. (2021). Avances en las investigaciones sobre la encapsulación mediante gelación iónica: una revisión sistemática. *Tecnológicas*, 24(52), 262-280.
- Pandey, K. B., & Rizvi, S. I. (2009). Polifenoles vegetales como antioxidantes dietéticos en la salud y la enfermedad humanas. *Medicina oxidativa y longevidad celular*, 2(5), 270-278.
- Parra, R. A. (2010). Revisión: microencapsulación de alimentos. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 63(2), 5669-5684.



- Pasin, B. L. (2014). Estudio de la gelificación de alginatos para encapsulación: caracterización, preparación y aplicaciones en alimentos funcionales. [Tesis Doctoral, Universidad de Barcelona].
- Pasin, B. L., Azón, C. G., & Garriga, A. M. (2012). Microencapsulación con alginato en alimentos. Técnicas y aplicaciones. *Revista venezolana de Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 3(1), 130-151.
- Quijano, M. F., & Manzano, P. (2019). Desarrollo de un microencapsulado nutraceutico con actividad antioxidante a base de extractos de *Ilex guayusa*, *Vernonanthura patens* y cascarilla de cacao. [Tesis doctoral, Escuela Superior Politécnica del Litoral].
- Quiñones, M., Miguel, M., & Aleixandre, A. (2012). Los polifenoles, compuestos de origen natural con efectos saludables sobre el sistema cardiovascular. *Nutrición hospitalaria*, 27(1), 76-89.
- Ramírez, M. J. (2013). Evaluación de variables de un proceso de microencapsulación para la estabilización de polifenoles. [Tesis doctoral, Universidad Nacional de Colombia].
- Ramírez, R., & Ramírez, R. (2019). Polifenoles totales y capacidad antioxidante en el extracto acuoso e hidroalcohólico de la corteza de ubos colorado (*Spondias mombin L.*) en tres edades. *Revista Biodiversidad Amazónica*, 1(2), e215.
- Rathore, SK, Bhatt, SHASHANK, Dhyani, S. & Jain, A. (2012). Análisis fitoquímico preliminar de frutos de la planta medicinal *Ziziphus mauritiana* Lam. *International Revista de investigación farmacéutica actual*, 4 (3), 160-162.
- Ratz-Łyko, A., Arct, J., Majewski, S., & Pytkowska, K. (2015). Influencia de los polifenoles en los procesos fisiológicos de la piel. *Investigación en fitoterapia*, 29 (4), 509-517.
- Ríos, S., & Gil, M. A. (2021). Microencapsulación por secado por aspersion de compuestos bioactivos en diversas matrices: una revisión. *Tecnológicas*, 24(51), 206-229.



- Rivas, P. I. (2020). Optimización de la extracción de polifenoles de vaina de tara y su estabilización por microencapsulación para el desarrollo de un ingrediente antioxidante natural. [Tesis doctoral, Universidad de Cartagena].
- Saavedra, J. D. C., & Távara, C. P. (2017). Microencapsulación y su efecto en la retención de la capacidad antioxidante de la mashua (*tropaeolum tuberosum*) secada por atomización-Lambayeque 2014. [Tesis de pregrado, Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo].
- Sandoval-Avila, S., Diaz, N. F., Gómez-Pinedo, U., Canales-Aguirre, A. A., Gutiérrez-Mercado, Y. K., Padilla-Camberos, E., ... & Díaz-Martínez, N. E. (2019). Efecto neuroprotector de fitoquímicos en cultivo de neuronas dopaminérgicas. *Neurología*, 34(2), 114-124.
- Sarria, R. A., Gallo, J. A., & Benítez, R. (2021). Extracción de compuestos fenólicos y contenido de catequina en cortezas de tres especies forestales del Cauca-Colombia. *Entre ciencia e ingeniería*, 15(29), 19-27.
- Segovia, M. C., Domic, A., Boza, T., & Kessler, M. (2018). Situación taxonómica de las especies del género *Polylepis*. Implicancias para los estudios ecológicos, la conservación y la restauración de sus bosques. *Ecología austral*, 28(1-bis), 188-201.
- Soto, M., & Rosales, M. (2016). Efecto del disolvente y de la relación disolvente-sólido en la extracción fenólica y la capacidad antioxidante de extractos de corteza de *Pinus durangensis* y *Quercus sideroxylla*. *Madera y Bosques*, 22(1), 41-49.
- Torre, J. (2018). Efecto de la ratio encapsulante: pulpa y la temperatura de aire de entrada en el contenido de polifenoles totales y actividad antioxidante de microencapsulado de tuna amarilla (*opuntia ficus-indica*). [Tesis Doctoral, Universidad Nacional Agraria La Molina].
- Torres, C. (2018). Microencapsulación de aceite esencial de naranja y sus concentrados mediante emulsiones e inclusión molecular para la estabilización y preservación de su actividad antimicrobiana y antioxidante. [Tesis Doctoral, Universidad Autónoma de Nuevo León].



- Túquerez, A. M. (2023). Evaluación del efecto del secado por atomización sobre las propiedades funcionales (capacidad antioxidante, contenido de polifenoles totales, β -carotenos y ácido ascórbico) de Uvilla (*Physalis Peruviana L.*). [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional Agraria La Molina].
- Valenzuela, L. J. (2022). Efecto de los parámetros de encapsulación, temperatura y flujo de alimentación de secado por atomización sobre la actividad antioxidante en café Arábigo (*Coffea Arábica L.* Variedad Castillo). [Tesis de licenciatura, Universidad Industrial de Santander].
- Vargas, C. J. (2020). Determinación y cuantificación de compuestos fenólicos en flores de *Taraxacum officinale*, mediante HPLC-DAD-MS y ensayos colorimétricos UV-VIS. [Tesis de pregrado, Universidad de Los Andes].
- Vasile, F. E. (2016). Aspectos físico-químicos de la encapsulación de ácidos grasos poliinsaturados utilizando polielectrolitos no convencionales para el desarrollo de alimentos funcionales. [Tesis Doctoral, Universidad de Buenos Aires].
- Villena, M. M., Hernández, M. M., Lara, V. G., & Martínez, M. R. (2009). Técnicas de microencapsulación: una propuesta para microencapsular probióticos. *Ciencias Farmacéuticas*, 50(1), 43-50.
- Zutta, B. R., Rundel, P. W., Saatchi, S., Casana, J. D., Gauthier, P., Soto, A., & Buermann, W. (2012). Prediciendo la distribución de *Polylepis*: bosques Andinos vulnerables y cada vez más importantes. *Revista Peruana de Biología*, 19(2), 205-212.



ANEXOS

ANEXO 1. Resultados del Análisis por cromatografía líquida HPLC - DAD



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

RESULTADOS

Cusco, 01 de Diciembre del 2023 ⁰⁴⁶

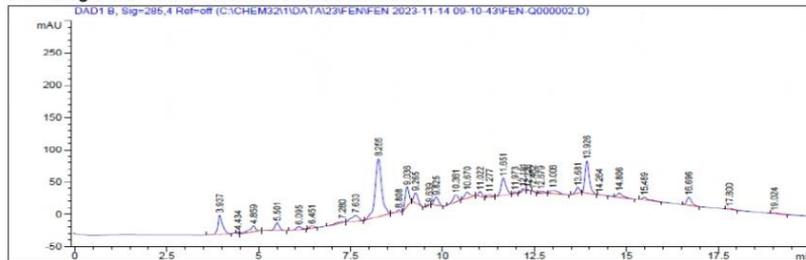
Solicitante : Danny Helmer Mamani Ramos
Tipo de Análisis : Determinación de Polifenoles
Metodo : Cromatografía líquida HPLC-DAD
Tipo de Muestras : En corteza de Queñua
Cantidad de Muestra : 1 con 50 gr aproximadamente
Almacenamiento : 4 °C.

Polifenoles corteza de Queñua

Ácidos Fenolicos	Repeticiones			Promedio
	1	2	3	mg/100gr de corteza de Queñua
Catequina	90.596	96.279	101.932	96.27
Polifenoles totales en Equivalentes de Acido Galico	1655.963	1712.861	1631.5	1655.96

Nota: Se ha detectado la presencia de Catequina en 9.036 minutos, los resultados obtenidos expresan los miligramos equivalentes en acido Gálico por 100 gramos de muestra, no se han detectado otros compuestos, la identificación se realizo por comparación de los espectros UV de los estándares de algunos acidos fenolicos y flavonoides frente a la muestra, la suma de todas las señales son los Polifenoles totales.

Cromatograma Polifenoles corteza de Queñua



[Handwritten Signature]

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



ANEXO 2. Resultados del Análisis de polifenoles totales encontrados por cromatografía líquida HPLC - DAD



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

RESULTADOS

Polifenoles Detectados en Cromatograma de la Queñua

Para este método cromatográfico se usaron los estándares de ácido clorogénico, ácido gálico, 4-nitrofenol, ácido ferúlico y ácido rosmarinico. Estos compuestos mostraron señales satisfactorias durante el análisis, destacándose algunos por su mejor simetría y alta resolución.

Los polifenoles identificados en la corteza de la Queñua comprenden principalmente catequina, epigallocatequina, quercetina 3-glucósido y rutina. Los picos cromatográficos correspondientes a estos compuestos exhibieron una notable simetría y resolución. Con el fin de proporcionar una comprensión más detallada de los polifenoles totales presentes en la corteza de la Queñua, se presenta a continuación un cuadro que especifica las cantidades y los tiempos de retención de cada uno de los compuestos analizados.

Nombre de Bioactivo	Tiempo de retención (min)	Cantidad de polifenoles (ug/ml)
Ácido Rosmarinico	4,85	66,18
Epicatequina	6,09	24,63
Ácido Gálico	7,63	70,25
Ácido Clorogénico	8,25	544,49
Catequina	9,04	123,66
Epigallocatequina	9,83	62,55
Quercetina 3 Glucósido	10,36	59,52
4-nitrofenol	10,67	55,37
Acido cafeico	13, 68	20,56
Acido Ferúlico	13,93	233,98
Rutina	14,81	41,50
Ácido Tánico	15,45	24,30
Quercetina	16,69	41,82




Quirino, Jorge Chequenaira Pari
Analista del Laboratorio de Cromatografía y
Espectrometría - UNSAAC,
CQP - 914



ANEXO 3. Condiciones operativas del análisis por HPLC



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

RESULTADOS

Condiciones de Análisis por HPLC

Cromatógrafo: Agilent serie 1200
Software: Chemstation V03.02
Columna: Zorbax SB-C18 4,6 x 75 mm, 3,5 µm
Pre Columna: Zorbax Eclipse XDB-C18 4,6 x 12,5 mm x 5µm
Flujo de Columna: 0.700 ml/min.
Solvente A: H₃PO₄ 0.1%
Solvente B: Acetonitrilo
Sistema de Análisis: Inicio 10% de B, 25 min 40% de B, a 26 min 100% de B
Detección DAD: 285
Temperatura del Horno: 40.0°C
Tiempo de Análisis: 26 min.
Volumen de Inyección: 5 µl

Bibliografía consultada

- Vrchotová, N & Sera, Bozena & Triska, Jan. (2007). The stilbene and catechin content of the spring sprouts of Reynoutria species. ACTA Chromatographica. 19.
- Ivanescu, B., Vlase, L., Corciova, A., & Lazar, M. I. (2010). HPLC-DAD-MS study of polyphenols from Artemisia absinthium, A. annua, and A. vulgaris. Chemistry of Natural Compounds, 46(3), 468-470. <https://doi.org/10.1007/s10600-010-9648-8>



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



ANEXO 4. Resultados del análisis de la solución de extracción de polifenoles de la corteza de la Queñua (*Polylepis Incarum*)



LA MOLINA CALIDAD TOTAL LABORATORIOS
UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA
Instituto de Certificación, Inspección y Ensayos



INFORME DE ENSAYOS
N° 001506-2024

SOLICITANTE	: DANNY HELMER MAMANI RAMOS
DIRECCIÓN LEGAL	: JR. SATURNO MZ. A. LT.10 BARRIO LOS ANDES DNI : 72950216 Teléfono : 983 634 883
PRODUCTO	: SOLUCION DE EXTRACCION DE POLIFENOLES DE LA CORTEZA DEL ARBOL DE LA QUEÑUA (POLYLEPIS)
NUMERO DE MUESTRAS	: Uno
IDENTIFICACIÓN/MTRA	: S.I.
CANTIDAD RECIBIDA	: 458,7 g (+envase) de muestra proporcionada por el solicitante.
MARCA(S)	: S.M.
FORMA DE PRESENTACIÓN	: Envasado, muestra ingresa en botella de plástico cerrada.
SOLICITUD DE SERVICIOS	: S/S N°EN- 000900 -2024
REFERENCIA	: ACEPTACION TELEFONICA
FECHA DE RECEPCIÓN	: 27/03/2024
ENSAYOS SOLICITADOS	: FÍSICO / QUÍMICO
PERÍODO DE CUSTODIA	: No aplica

RESULTADOS:

ENSAYOS FÍSICOS / QUÍMICOS:
ALCANCE: N.A.

ENSAYOS	PROMEDIO	RESULTADO 1	RESULTADO 2
1.- Compuestos Fenólicos (exp. en mg de Ácido Gálico Equival/100 g de muestra)	1610,0	1620,0	1600,0

MÉTODOS UTILIZADOS EN EL LABORATORIO:
1.- Swain T, Y Hillis 1959

FECHA DE EJECUCIÓN DE ENSAYOS: Del 01/04/2024 Al 12/04/2024.

ADVERTENCIA:

- 1.- El muestreo, las condiciones de muestreo, tratamiento y transporte de la muestra hasta su ingreso a La Molina Calidad Total Laboratorios-UNALM son responsabilidad del solicitante.
- 2.- La Molina Calidad Total Laboratorios-UNALM es responsable de toda la información suministrada en el informe de ensayos, excepto la información suministrada por el solicitante que pueda o no afectar a la validez de los resultados.
- 3.- Los resultados se aplican únicamente a la muestra recibida. No es un Certificado de Conformidad, ni Certificado del Sistema de Calidad de quien lo produce.
- 4.- Se prohíbe la reproducción parcial o total del presente Informe sin autorización de La Molina Calidad Total Laboratorios-UNALM.

La Molina, 12 de Abril de 2024



LA MOLINA CALIDAD TOTAL LABORATORIOS - UNALM



Biol. Lourdes Margarita Barco Saldaña
Directora Técnica (e)
CBP - N° 012321

Pág. 1/1

Av. La Molina S/N (frente a la puerta principal de la Universidad Agraria) - La Molina - Lima - Perú
Cel.: 998376789 - 998373909 - 926694322
E-mail: lmctl.ventas.servicios@lamolina.edu.pe - Página Web: www.lamolina.edu.pe/calidadtotal
 la molina calidad total



ANEXO 5. Resultados del análisis del encapsulado de polifenoles de la corteza de la Queñua (*Polylepis Incarum*)



LA MOLINA CALIDAD TOTAL LABORATORIOS UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA

Instituto de Certificación, Inspección y Ensayos



INFORME DE ENSAYOS

N° 001505-2024

SOLICITANTE : DANNY HELMER MAMANI RAMOS
DIRECCIÓN LEGAL : JR. SATURNO MZ. A. LT.10 BARRIO LOS ANDES
 DNI : 72950216 Teléfono : 983 634 883
PRODUCTO : ENCAPSULADO DE POLIFENOLES DE LA CORTEZA DEL ARBOL DE LA QUEÑUA
NUMERO DE MUESTRAS : Uno
IDENTIFICACIÓN/MTRA : S.I.
CANTIDAD RECIBIDA : 363,3 g (+envase) de muestra proporcionada por el solicitante.
MARCA(S) : S.M.
FORMA DE PRESENTACIÓN : Envasado, muestra ingresa en bolsa ziploc sellada.
SOLICITUD DE SERVICIOS : S/S N°EN- 000901 -2024
REFERENCIA : ACEPTACION TELEFONICA
FECHA DE RECEPCIÓN : 27/03/2024
ENSAYOS SOLICITADOS : FÍSICO / QUÍMICO
PERÍODO DE CUSTODIA : No aplica
RESULTADOS:

ENSAYOS FÍSICOS / QUÍMICOS:

ALCANCE: N.A.

ENSAYOS	PROMEDIO	RESULTADO 1	RESULTADO 2
I.- Compuestos Fenólicos (exp. en mg de Acido Gálico Equival/100 g de muestra)	2965,1	2962,82	2967,48

MÉTODOS UTILIZADOS EN EL LABORATORIO:

1.- Swain T, Y Hillis 1959

FECHA DE EJECUCIÓN DE ENSAYOS: Del 01/04/2024 Al 12/04/2024.

ADVERTENCIA:

- 1.- El muestreo, las condiciones de muestreo, tratamiento y transporte de la muestra hasta su ingreso a La Molina Calidad Total Laboratorios-UNALM son responsabilidad del solicitante.
- 2.- La Molina Calidad Total Laboratorios-UNALM es responsable de toda la información suministrada en el informe de ensayos, excepto la información suministrada por el solicitante que pueda o no afectar a la validez de los resultados.
- 3.- Los resultados se aplican únicamente a la muestra recibida. No es un Certificado de Conformidad, ni Certificado del Sistema de Calidad de quien lo produce.
- 4.- Se prohíbe la reproducción parcial o total del presente Informe sin autorización de La Molina Calidad Total Laboratorios-UNALM.

La Molina, 12 de Abril de 2024



LA MOLINA CALIDAD TOTAL LABORATORIOS - UNALM

Lourdes Barco Saldaña
 Biol. Lourdes Margarita Barco Saldaña
 Directora Técnica (e)
 CBP - N° 01232

Pág. 1/1

Av. La Molina S/N (frente a la puerta principal de la Universidad Agraria) - La Molina - Lima - Perú
 Cel.: 998376789 - 998373909 - 926694322
 E-mail: lmctl.ventas.servicios@lamolina.edu.pe - Página Web: www.lamolina.edu.pe/calidadtotal

la molina calidad total

ANEXO 6. ANOVA para determinar si hay diferencias estadísticamente significativas entre sus medias

FV	SC	GL	CM	F	Valor – p
Efecto A	SC _A	a – 1	CM _A	CM _A /CM _E	P(F > F ^A ₀)
Efecto B	SC _B	b – 1	CM _B	CM _B /CM _E	P(F > F ^B ₀)
Efecto C	SC _C	c – 1	CM _C	CM _C /CM _E	P(F > F ^C ₀)
Efecto AB	SC _{AB}	(a – 1) (b – 1)	CM _{AB}	CM _{AB} /CM _E	P(F > F ^{AB} ₀)
Efecto AC	SC _{AC}	(a – 1) (c – 1)	CM _{AC}	CM _{AC} /CM _E	P(F > F ^{AC} ₀)
Efecto BC	SC _{BC}	(b – 1) (c – 1)	CM _{BC}	CM _{BC} /CM _E	P(F > F ^{BC} ₀)
Efecto ABC	SC _{ABC}	(a – 1) (b – 1) (c – 1)	CM _{ABC}	CM _{ABC} /CM _E	P(F > F ^{ABC} ₀)
Error	SC _E	abc(n – 1)	CM _E		
Total	SC _T	abcn – 1			

Nota: Tabla de efectos e interacciones

Donde:

FV: Fuente de variación

SC: Suma de cuadrados

GL: Grados de libertad

CM. Cuadrado medio

F₀: Fisher calculado

$$SC_T = \sum_{i=1}^a \sum_{j=1}^b \sum_{k=1}^c \sum_{l=1}^n Y_{ijkl}^2 - \frac{Y^2}{N}$$

$$SC_A = \sum_{i=1}^a \frac{Y_i^2}{bcn} - \frac{Y^2}{N}; SC_B = \sum_{j=1}^b \frac{Y_j^2}{acn} - \frac{Y^2}{N}; SC_C = \sum_{k=1}^c \frac{Y_k^2}{abn} - \frac{Y^2}{N}$$

$$SC_{AB} = \sum_{i=1}^a \sum_{j=1}^b \frac{Y_{ij}^2}{cn} - \frac{Y^2}{N} - SC_A - SC_B$$

$$SC_{AC} = \sum_{i=1}^a \sum_{k=1}^c \frac{Y_{ik}^2}{bn} - \frac{Y^2}{N} - SC_A - SC_C$$

$$SC_{BC} = \sum_{j=1}^b \sum_{k=1}^c \frac{Y_{jk}^2}{an} - \frac{Y^2}{N} - SC_B - SC_C$$

$$SC_{ABC} = \sum_{i=1}^a \sum_{j=1}^b \sum_{k=1}^c \frac{Y_{ijk}^2}{n} - \frac{Y^2}{N} - SC_{AB} - SC_{AC} - SC_{BC}$$

$$SC_E = SC_T - SC_A - SC_B - SC_C - SC_{AB} - SC_{AC} - SC_{BC} - SC_{ABC}$$

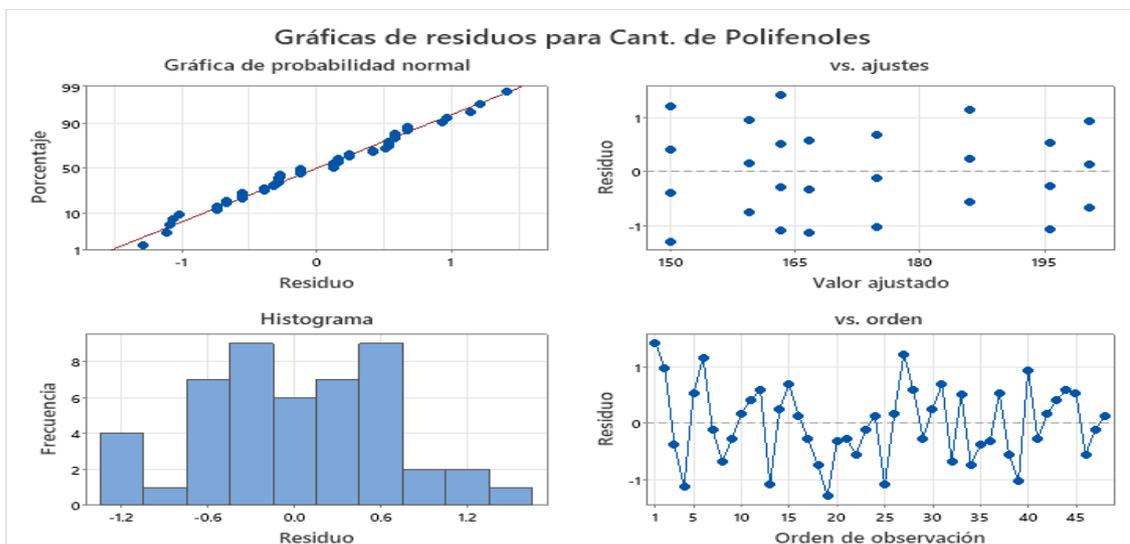
ANEXO 7. Ecuación de regresión cuadrática para la extracción de polifenoles de la corteza de la Queñua.

La ecuación de regresión cuadrática que ilustra cómo los factores independientes afectan la cantidad de polifenoles en la corteza de Queñua, se muestra en la siguiente ecuación:

$$\begin{aligned} \text{Cant. de Polifenoles} = & 224 + 47,70 \text{ Temperatura} + 6,04 \text{ Conc. de Disolvente} \\ & + 21,66 \text{ Tiempo} \\ & - 0,5693 \text{ Temperatura*Conc. de Disolvente} \\ & - 1,4489 \text{ Temperatura*Tiempo} \\ & - 0,3239 \text{ Conc. de Disolvente*Tiempo} \\ & + 0,02500 \text{ Temperatura*Conc. de Disolvente*Tiempo} \end{aligned}$$

Estas ecuaciones se generaron automáticamente mediante el software Minitab 22. Las ecuaciones comunican la relación entre el valor de la respuesta y los tres factores independientes. Esto sugiere que, en función de los componentes de apoyo, la ecuación que modela la cantidad total de polifenoles se verá modificada por las variables dadas, lo que permite anticipar la cantidad de polifenoles que puede adquirirse ajustando cada una de ellas.

ANEXO 8. Graficas de residuos de la cantidad de polifenoles extraídos de la corteza de la Queñua





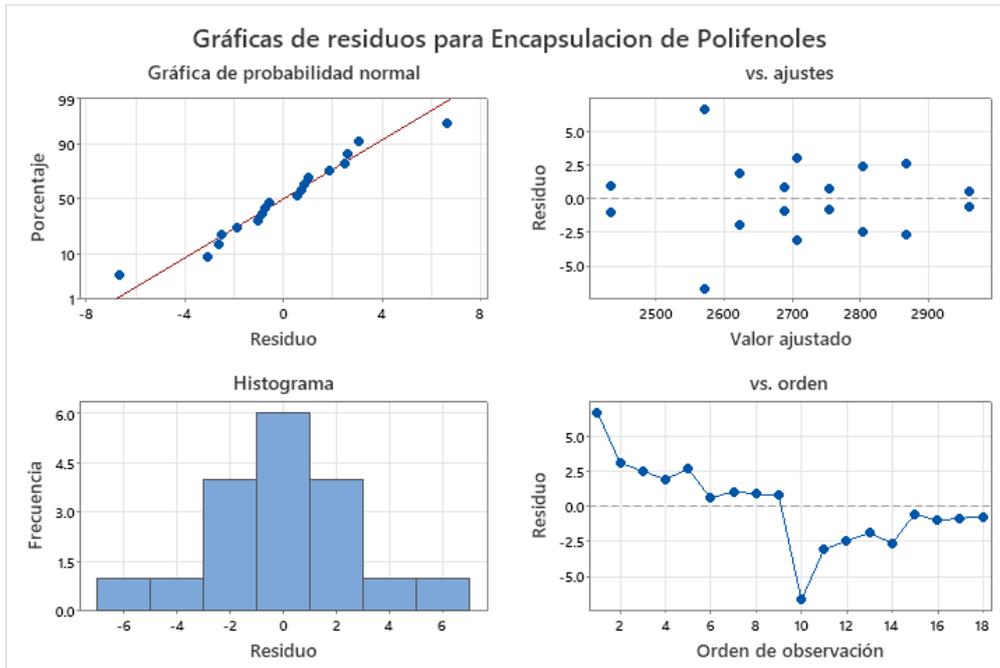
ANEXO 9. Ecuación de regresión cuadrática para la encapsulación de polifenoles de los extractos de la Queñua

La siguiente ecuación de regresión muestra la ecuación de regresión cuadrática que explica cómo afectan los factores independientes a la cantidad de polifenoles de las cápsulas:

$$\begin{aligned} \text{Encapsulación de polifenoles} = & 2712,02 - 17,80 \text{ Maltodextrina (\%)}_{15} \\ & + 104,02 \text{ Maltodextrina (\%)}_{20} \\ & - 86,22 \text{ Maltodextrina (\%)}_{25} \\ & - 169,20 \text{ Temperatura (}^\circ\text{C)}_{150} \\ & + 42,51 \text{ Temperatura (}^\circ\text{C)}_{160} \\ & + 126,69 \text{ Temperatura (}^\circ\text{C)}_{170} \\ & + 46,86 \text{ Maltodextrina (\%)*Temperatura (}^\circ\text{C)}_{15 150} \\ & - 28,83 \text{ Maltodextrina (\%)*Temperatura (}^\circ\text{C)}_{15 160} \\ & - 18,03 \text{ Maltodextrina (\%)*Temperatura (}^\circ\text{C)}_{15 170} \\ & - 24,50 \text{ Maltodextrina (\%)*Temperatura (}^\circ\text{C)}_{20 150} \\ & + 7,56 \text{ Maltodextrina (\%)*Temperatura (}^\circ\text{C)}_{20 160} \\ & + 16,94 \text{ Maltodextrina (\%)*Temperatura (}^\circ\text{C)}_{20 170} \\ & - 22,37 \text{ Maltodextrina (\%)*Temperatura (}^\circ\text{C)}_{25 150} \\ & + 21,27 \text{ Maltodextrina (\%)*Temperatura (}^\circ\text{C)}_{25 160} \\ & + 1,09 \text{ Maltodextrina (\%)*Temperatura (}^\circ\text{C)}_{25 170} \end{aligned}$$

Esto implica que la ecuación que simula la cantidad total de polifenoles en el encapsulado estará influenciada por las variables mencionadas y los factores que las acompañan, permitiendo así predecir la cantidad de polifenoles que se puede obtener modificando cada una de ellas.

ANEXO 10. Grafica de residuos para la encapsulación de polifenoles por secado por atomización



ANEXO 11. Características de materiales de recubrimiento usados en la microencapsulación de alimenticios

Tipo de material encapsulante	Cobertura específica	Características de interés
Carbohidratos	Almidón y derivados, maltodextrinas, jarabes de maíz, sacarosa, dextrana, ciclodextrinas.	Formador de película, muy buen emulsionante.
Gomas	Arábica, mezquite, guar, alginato de sodio, carragenina, alginato de sodio.	Emulsionante, formador de película.
Tipo de material encapsulante	Cobertura específica	Características de interés
Proteínas	Gelatina, proteína de soja, caseinatos, suero de leche, zeína, gluten, caseína.	Emulsionante, formador de película.
Lípidos	Ceras, parafinas, grasas, ácido esteárico, triestearina, mono y diglicéridos.	Formador de película, emulsificante.
Celulosas	Carboximetilcelulosa, metilcelulosa, etilcelulosa, nitrocelulosa, acetilcelulosa.	Formador de película.

ANEXO 12. Fotografías del trabajo de proceso

Fig. L.1. Recolección de cortezas del árbol de la Queñua (*Polylepis Incarum*)



Fig. L.2. Almacenaje de corteza de Queñua previamente lavada y secada



Fig. L.3. Tamizaje a malla 40 previamente triturada y molida



Fig. L.4. Pesado de corteza para tratamientos de las extracciones



Fig. L.5. Adición del reactivo de Folin Ciocalteu a cada tratamiento

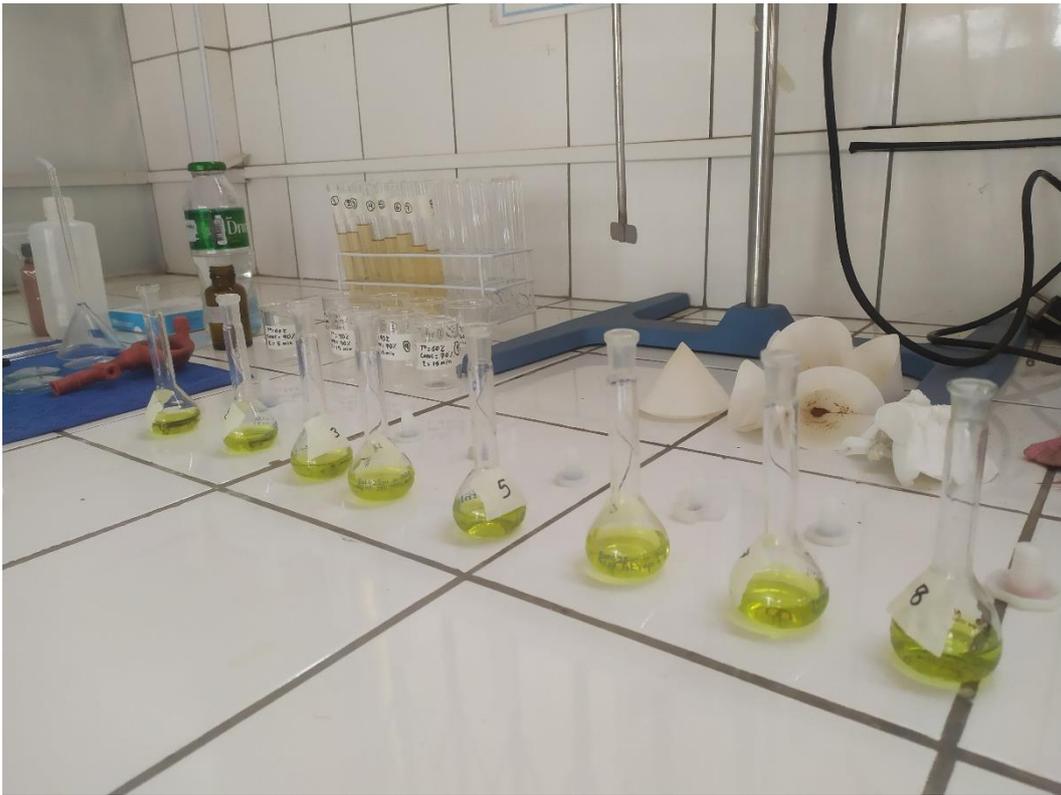


Fig. L.6. Extracción de polifenoles de la corteza para la encapsulación por secado por atomización



Fig. L.7. filtración del extracto de la corteza de la Queñua para la encapsulación



Fig. L.8. Pesaje del producto final de la encapsulación de polifenoles a partir de la corteza de la Queñua





ANEXO 13. Declaración jurada de autenticidad de tesis



Universidad Nacional
del Altiplano Puno



Vicerrectorado
de Investigación



Repositorio
Institucional

DECLARACIÓN JURADA DE AUTENTICIDAD DE TESIS

Por el presente documento, Yo Danny Helmer Mamani Ramos
identificado con DNI 72950216 en mi condición de egresado de:

Escuela Profesional, Programa de Segunda Especialidad, Programa de Maestría o Doctorado

Ingeniería Química

informo que he elaborado el/la Tesis o Trabajo de Investigación denominada:

"Encapsulación por el método de secado por atomización de polifenoles de los extractos de Queñoa (Polylepis incarum)"

Es un tema original.

Declaro que el presente trabajo de tesis es elaborado por mi persona y **no existe plagio/copia** de ninguna naturaleza, en especial de otro documento de investigación (tesis, revista, texto, congreso, o similar) presentado por persona natural o jurídica alguna ante instituciones académicas, profesionales, de investigación o similares, en el país o en el extranjero.

Dejo constancia que las citas de otros autores han sido debidamente identificadas en el trabajo de investigación, por lo que no asumiré como tuyas las opiniones vertidas por terceros, ya sea de fuentes encontradas en medios escritos, digitales o Internet.

Asimismo, ratifico que soy plenamente consciente de todo el contenido de la tesis y asumo la responsabilidad de cualquier error u omisión en el documento, así como de las connotaciones éticas y legales involucradas.

En caso de incumplimiento de esta declaración, me someto a las disposiciones legales vigentes y a las sanciones correspondientes de igual forma me someto a las sanciones establecidas en las Directivas y otras normas internas, así como las que me alcancen del Código Civil y Normas Legales conexas por el incumplimiento del presente compromiso

Puno 28 de Noviembre del 20 24


FIRMA (obligatoria)



Huella



ANEXO 14. Autorización para el depósito de tesis en el Repositorio Institucional



Universidad Nacional
del Altiplano Puno



Vicerrectorado
de Investigación



Repositorio
Institucional

AUTORIZACIÓN PARA EL DEPÓSITO DE TESIS O TRABAJO DE INVESTIGACIÓN EN EL REPOSITORIO INSTITUCIONAL

Por el presente documento, Yo Danny Helmer Mamani Ramos
identificado con DNI 72990216 en mi condición de egresado de:

Escuela Profesional, Programa de Segunda Especialidad, Programa de Maestría o Doctorado

Ingeniería Química

informo que he elaborado el/la Tesis o Trabajo de Investigación denominada:

"Encapsulación por el método de secado por atomización de
Polifenoles de los extractos de Queñua (Polylepis incarum)"

para la obtención de Grado, Título Profesional o Segunda Especialidad.

Por medio del presente documento, afirmo y garantizo ser el legítimo, único y exclusivo titular de todos los derechos de propiedad intelectual sobre los documentos arriba mencionados, las obras, los contenidos, los productos y/o las creaciones en general (en adelante, los "Contenidos") que serán incluidos en el repositorio institucional de la Universidad Nacional del Altiplano de Puno.

También, doy seguridad de que los contenidos entregados se encuentran libres de toda contraseña, restricción o medida tecnológica de protección, con la finalidad de permitir que se puedan leer, descargar, reproducir, distribuir, imprimir, buscar y enlazar los textos completos, sin limitación alguna.

Autorizo a la Universidad Nacional del Altiplano de Puno a publicar los Contenidos en el Repositorio Institucional y, en consecuencia, en el Repositorio Nacional Digital de Ciencia, Tecnología e Innovación de Acceso Abierto, sobre la base de lo establecido en la Ley N° 30035, sus normas reglamentarias, modificatorias, sustitutorias y conexas, y de acuerdo con las políticas de acceso abierto que la Universidad aplique en relación con sus Repositorios Institucionales. Autorizo expresamente toda consulta y uso de los Contenidos, por parte de cualquier persona, por el tiempo de duración de los derechos patrimoniales de autor y derechos conexos, a título gratuito y a nivel mundial.

En consecuencia, la Universidad tendrá la posibilidad de divulgar y difundir los Contenidos, de manera total o parcial, sin limitación alguna y sin derecho a pago de contraprestación, remuneración ni regalía alguna a favor mío; en los medios, canales y plataformas que la Universidad y/o el Estado de la República del Perú determinen, a nivel mundial, sin restricción geográfica alguna y de manera indefinida, pudiendo crear y/o extraer los metadatos sobre los Contenidos, e incluir los Contenidos en los índices y buscadores que estimen necesarios para promover su difusión.

Autorizo que los Contenidos sean puestos a disposición del público a través de la siguiente licencia:

Creative Commons Reconocimiento-NoComercial-CompartirIgual 4.0 Internacional. Para ver una copia de esta licencia, visita: <https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

En señal de conformidad, suscribo el presente documento.

Puno 28 de Noviembre del 2024

FIRMA (obligatoria)



Huella