



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



“MICROENCAPSULACIÓN DE EXTRACTO HIDROALCOHÓLICO  
DE COMPUESTOS BIOACTIVOS DE LA QUINUA (*Chenopodium  
quinoa* Willd.) NEGRA COLLANA MEDIANTE SECADO  
POR ATOMIZACIÓN”

Luz Estrella Gutierrez Zegarra  
Carina Deysi Huaracallo Huacasi

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE  
INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

Asesora: Mtra. Tania Jakeline Choque Rivera  
Co-asesor: Mtro. Franklin Ore Areche



Juliaca, 2024





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



**“MICROENCAPSULACIÓN DE EXTRACTO HIDROALCOHÓLICO  
DE COMPUESTOS BIOACTIVOS DE LA QUINUA (*Chenopodium  
quinoa* Willd.) NEGRA COLLANA MEDIANTE SECADO  
POR ATOMIZACIÓN”**

**Luz Estrella Gutierrez Zegarra**  
**Carina Deysi Huaracallo Huacasi**

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

**Asesora: Mtra. Tania Jakeline Choque Rivera**  
**Co-asesor: Mtro. Franklin Ore Areche**



**Juliaca, 2024**

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE JULIACA**

**FACULTAD DE INGENIERÍA DE PROCESOS  
INDUSTRIALES**

**ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA EN  
INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**



**“MICROENCAPSULACIÓN DE EXTRACTO HIDROALCOHÓLICO  
DE COMPUESTOS BIOACTIVOS DE LA QUINUA (*Chenopodium  
quinoa* Willd.) NEGRA COLLANA MEDIANTE SECADO  
POR ATOMIZACIÓN”**

Luz Estrella Gutierrez Zegarra

Carina Deysi Huaracallo Huacasi

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE

**INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**

**Asesora:** Mtra. Tania Jakeline Choque Rivera

**Co-asesor:** Mtro. Franklin Ore Areche

Juliaca, 2024

## FICHA CATALOGRÁFICA

Gutierrez, L. y Huaracallo, C. (2024). *Microencapsulación de extracto hidroalcohólico de compuestos bioactivos de la quinua (Chenopodium quinoa Willd.) Negra Collana mediante secado por atomización*. [Tesis de pregrado en ingeniería, Universidad Nacional de Juliaca]. Juliaca.

**AUTOR:** Luz Estrella Gutierrez Zegarra  
Carina Deysi Huaracallo Huacasi

**TÍTULO:** Microencapsulación de extracto hidroalcohólico de compuestos bioactivos de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) Negra Collana mediante secado por atomización.

**PUBLICACIÓN:** Juliaca, 2024

**DESCRIPCIÓN:** Cantidad de páginas (125 pp)

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

**CÓDIGO:** 03-000032-03/G96

**NOTA:** Incluye bibliografía

**ASESOR:** Mtra. Tania Jakeline Choque Rivera

**CO-ASESOR:** Mtro. Franklin Ore Areche

**PALABRAS CLAVES:** *Chenopodium quinoa* Willd., compuestos bioactivos, eficiencia, microencapsulación, secado por atomización.

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE JULIACA**

**FACULTAD DE INGENIERÍA DE PROCESOS INDUSTRIALES  
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA EN INDUSTRIAS  
ALIMENTARIAS**

**“MICROENCAPSULACIÓN DE EXTRACTO HIDROALCOHÓLICO  
DE COMPUESTOS BIOACTIVOS DE LA QUINUA (*Chenopodium  
quinoa* Willd.) NEGRA COLLANA MEDIANTE SECADO  
POR ATOMIZACIÓN”**

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

Presentada por:

**Luz Estrella Gutierrez Zegarra  
Carina Deysi Huaracallo Huacasi**

Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado:

Dr. Julio Machaca Yana

PRESIDENTE DE JURADO

M.Sc. José Manuel Prieto

JURADO (Secretario)

M.Sc. Lenin Quille Quille

JURADO (Vocal)

Mtra. Tania ~~Jakeline~~ Choque Rivera

ASESOR DE TESIS

2º MIEMBRO

3º MIEMBRO

Mtro. Franklin Ore Areche

CO-ASESOR

NOMBRE DEL TRABAJO

**Microencapsulación de extracto hidroalcohólico de compuestos bioactivos de la quinua (*Chenopodium qu***

AUTOR

**Luz Estrella Gutierrez Zegarra y Carina Deysi Huaracallo Huacasi**

RECuento DE PALABRAS

**35707 Words**

RECuento DE CARACTERES

**200618 Characters**

RECuento DE PÁGINAS

**142 Pages**

TAMAÑO DEL ARCHIVO

**3.4MB**

FECHA DE ENTREGA

**Oct 16, 2024 3:30 PM GMT-5**

FECHA DEL INFORME

**Oct 16, 2024 3:32 PM GMT-5**


● **9% de similitud general**

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para cada base de datos.

- 8% Base de datos de Internet
- Base de datos de Crossref
- 6% Base de datos de trabajos entregados
- 1% Base de datos de publicaciones
- Base de datos de contenido publicado de Crossref

● **Excluir del Reporte de Similitud**

- Material bibliográfico
- Material citado
- Material citado
- Coincidencia baja (menos de 10 palabras)



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

## **DEDICATORIA**

En primer lugar, a Dios, quien me dio amor, sabiduría y fuerzas. Gracias por darme la oportunidad de alcanzar una de las metas más importante de mi formación profesional.

A mis padres, Jacinto Julian Gutierrez Quispe y Gumerinda Zegarra Atamari de Gutierrez, por ser el soporte más importante en mi vida, gracias a los valores que me han inculcado y por el apoyo incondicional en mis momentos más críticos a lo largo de los años, y hoy puedo llegar a decir con mucho orgullo que he logrado una meta más en mi formación profesional.

A mi hermano Omar Eli y hermana Flor Lila, les doy las gracias por estar ahí siempre dándome los ánimos necesarios para seguir adelante, y cada vez que sentía rendirme siempre me decían: “No te rindas Estrella cáete y levántate, que los tiempos de Dios son perfectos.”, y esa frase siempre la tuve presente para seguir adelante con mis objetivos.

Con amor y aprecio.

**Luz Estrella Gutierrez Zegarra**

Agradezco, a Dios por haberme permitido cumplir con uno de mis objetivos de vida, a mis padres: Juan de Dios Huaracallo Orccoapaza e Ines Huacasi Condori por brindarme su paciencia y apoyo incondicional para sobresalir a cada dificultad que se me presentó durante la realización de este proyecto y durante mi vida universitaria, a mis hermanos (as) Judith y Frank por su apoyo y sus palabras de aliento.

**Carina Deysi Huaracallo Huacasi**

## **AGRADECIMIENTO**

A Dios, por darnos fortalezas, sabidurías, fuerzas y perseverancia para poder continuar con una de nuestras metas y terminar nuestro proyecto de investigación satisfactoriamente.

A nuestros padres, hermanos y hermanas, por acompañarnos en este proceso, motivándonos e impulsándonos a no rendirnos en nuestra formación profesional, para la realización y culminación de este proyecto de investigación.

Agradecemos a nuestra Facultad de Ingeniería de Procesos Industriales de la Universidad Nacional de Juliaca, que es nuestra alma máter que nos acogió durante los 5 años de estudio y durante la realización de este proyecto de investigación. A los docentes de la Escuela Profesional de Ingeniería en Industrias Alimentarias que aportaron todos sus conocimientos y nos compartieron herramientas que nos sirvió como guía durante nuestra formación académica, además, de ser docentes fueron amigos.

Queremos expresar nuestro agradecimiento a nuestra asesora: Mtra. Tania Jakeline Choque Rivera, por su valioso apoyo a lo largo de todo el transcurso de la realización de este proyecto de investigación. Apreciamos profundamente su paciencia, su dedicación, y todo el conocimiento compartido.

A nuestro Co-asesor: Mtro. Franklin Ore Areche, por sus invaluable aportes y consejos, que fueron fundamentales para la exitosa culminación de nuestra investigación.

Nuestro agradecimiento a nuestros jurados de tesis al Dr. Julio Machaca Yana, M.Sc. José Manuel Prieto y al M.Sc. Lenin Quille Quille, por sus aportes, paciencia y apoyo incondicional.

Y finalmente, agradecemos a todas aquellas personas que, de una u otra manera, ofrecieron su apoyo y colaboración, haciendo posible la concreción de este inmenso logro.

## ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA.....	i
AGRADECIMIENTO.....	ii
ÍNDICE GENERAL.....	iii
ÍNDICE DE TABLAS.....	vii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	ix
ÍNDICE DE ANEXOS.....	xi
RESUMEN.....	xiii
ABSTRACT.....	xiv
INTRODUCCIÓN.....	1

### CAPÍTULO I

#### PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1. PLANTEAMIENTO Y FORMULACIÓN DEL PROBLEMA.....	2
1.1.1. Problema general.....	3
1.1.2. Problemas específicos.....	4
1.2. OBJETIVOS.....	4
1.2.1. Objetivo general.....	4
1.2.2. Objetivos específicos.....	4
1.3. JUSTIFICACIÓN.....	4

### CAPÍTULO II

#### REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. ANTECEDENTES.....	7
2.2. QUINUA.....	11
2.2.1. Clasificación taxonómica.....	11
2.2.2. Composición química y valor nutricional.....	12
2.2.3. Variedades de quinua.....	13
2.2.4. Contenido de betalaínas en la quinua.....	14
2.2.5. Contenido de polifenoles totales y flavonoides en la quinua.....	14
2.3. Extracción sólido-líquido (Lixiviación).....	15

2.4.	Betalaínas.....	15
2.4.1.	Clasificación de betalaínas .....	16
2.4.2.	Propiedad física de la betalaína .....	18
2.4.3.	Propiedad química de la betalaína .....	18
2.4.4.	Factores que influyen en las betalaínas .....	20
2.4.5.	Métodos de extracción de betalaínas .....	21
2.5.	Polifenoles totales.....	22
2.5.1.	Clasificación de los polifenoles totales.....	23
2.6.	Flavonoides.....	25
2.6.1.	Clasificación de los flavonoides .....	26
2.6.2.	Estructura química de los flavonoides .....	27
2.6.3.	Propiedades físicas de los flavonoides .....	28
2.6.4.	Métodos de extracción de los flavonoides.....	29
2.7.	Microencapsulación.....	31
2.7.1.	Métodos de microencapsulación.....	31

### **CAPÍTULO III**

#### **MATERIALES Y MÉTODOS**

3.1.	HIPÓTESIS DE LA INVESTIGACIÓN.....	35
3.1.1.	Hipótesis General.....	35
3.1.2.	Hipótesis Específicas .....	35
3.2.	MATERIALES Y MÉTODOS .....	35
3.2.1.	Lugar de Ejecución .....	35
3.2.2.	Materia Prima .....	37
3.2.3.	Materiales, Equipos, Reactivos e Insumos .....	37
3.3.	METODOLOGÍA EXPERIMENTAL .....	39
3.4.	METODOLOGÍA EXPERIMENTAL POR OBJETIVO .....	43
3.4.1.	Para el objetivo N° 1: Determinar el efecto de temperatura y pH en la extracción de compuestos bioactivos de la quinua Negra Collana por el método sólido-líquido.....	44
3.4.2.	Para el objetivo 2: Microencapsular mediante secado por atomización utilizando matrices poliméricas al mejor tratamiento de compuestos bioactivos extraídos por método sólido-líquido de la quinua Negra Collana.....	46

3.4.3. Para el objetivo N° 3: Caracterizar las propiedades fisicoquímicas y físicas de las microcápsulas de compuestos bioactivos obtenidas de la quinua Negra Collana. ....	49
3.4.4. Para el objetivo N° 4: Evaluar las características morfológicas de las microcápsulas de compuestos bioactivos obtenidas de la quinua Negra Collana. ....	50

## **CAPÍTULO IV**

### **RESULTADOS Y DISCUSIÓN**

4.1. RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS FISICOQUÍMICOS DEL GRANO DE LA QUINUA NEGRA COLLANA .....	51
4.2. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LA EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS BIOACTIVOS DE LA QUINUA NEGRA COLLANA POR EL MÉTODO SÓLIDO-LÍQUIDO (HIDROALCOHÓLICO).....	52
4.2.1. Análisis fisicoquímico del extracto hidroalcohólico .....	52
4.2.2. Resultados de la extracción de compuestos bioactivos .....	53
4.2.3. Resultados de la extracción de betalaínas.....	54
4.2.4. Resultados de la extracción de flavonoides .....	57
4.2.5. Resultados de la extracción de compuestos fenólicos .....	59
4.3. RESULTADOS DE LA MICROENCAPSULACIÓN AL MEJOR TRATAMIENTO DE LOS COMPUESTOS BIOACTIVOS (Betalaínas, flavonoides y compuestos fenólicos).....	61
4.3.1. Resultado de la eficiencia de microencapsulación de betalaínas totales .....	62
4.3.2. Resultados de la eficiencia de microencapsulación de flavonoides .....	64
4.3.3. Resultados de la eficiencia de microencapsulación de los compuestos fenólicos	65
4.4. CARACTERIZACIÓN DE LAS PROPIEDADES FISICOQUÍMICAS Y FÍSICAS DE LAS MICROCÁPSULAS DE COMPUESTOS BIOACTIVOS OBTENIDAS DE LA QUINUA NEGRA COLLANA .....	67
4.4.1. Humedad.....	67
4.4.2. Actividad de agua .....	68
4.4.3. Higroscopicidad .....	69
4.4.4. Densidad aparente.....	69
4.4.5. Solubilidad.....	70

4.4.6. Rendimiento.....	71
4.4.7. Color .....	72
4.5. RESULTADOS DE LAS CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE LAS MICROCÁPSULAS DE COMPUESTOS BIOACTIVOS OBTENIDAS DE LA QUINUA NEGRA COLLANA .....	73
4.5.1. Microscopía Electrónica de Barrido .....	73

**CAPÍTULO V**  
**CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES**

5.1. CONCLUSIONES .....	79
5.2. RECOMENDACIONES.....	80
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	81
ANEXOS .....	100

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1:</b>	Valor nutricional en tres variedades de quinua .....	12
<b>Tabla 2:</b>	Composición de azúcares libres en tres variedades de quinua.....	12
<b>Tabla 3:</b>	Análisis bromatológicos de quinua Negra Collana .....	14
<b>Tabla 4:</b>	Contenido de polifenoles totales y flavonoides .....	14
<b>Tabla 5:</b>	Método de extracción convencional.....	22
<b>Tabla 6:</b>	Método de extracción no convencional.....	22
<b>Tabla 7:</b>	Método de extracción convencional.....	29
<b>Tabla 8:</b>	Método de extracción no convencional.....	30
<b>Tabla 9:</b>	Matriz de experimento factorial 3x3 para la extracción de compuestos bioactivos de la quinua Negra collana .....	45
<b>Tabla 10:</b>	Matriz de experimento factorial 2x2 para la eficiencia de microencapsulación de compuestos bioactivos .....	48
<b>Tabla 11:</b>	Parámetros de atomización.....	48
<b>Tabla 12:</b>	Análisis fisicoquímico del grano de quinua Negra Collana.....	51
<b>Tabla 13:</b>	Análisis fisicoquímico del extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana .....	52
<b>Tabla 14:</b>	Compuestos bioactivos del extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana .....	53
<b>Tabla 15:</b>	Cuantificación de betacianinas y betaxantinas.....	54
<b>Tabla 16:</b>	Cuantificación de betalaínas totales .....	55
<b>Tabla 17:</b>	Medida de absorbancia de cada extracto a 427 nm de la extracción sólido-líquido de la quinua Negra Collana .....	57
<b>Tabla 18:</b>	Resultados de la extracción de compuestos fenólicos de la extracción sólido-líquido de la quinua Negra Collana .....	59
<b>Tabla 19:</b>	Resultados de las eficiencias de los compuestos bioactivos de la microencapsulación.....	62
<b>Tabla 20:</b>	Resultados de las eficiencias de la microencapsulación de los compuestos bioactivos (Betalaínas) de la quinua Negra Collana .....	62
<b>Tabla 21:</b>	Resultados de las eficiencias de la microencapsulación de los compuestos bioactivos (flavonoides) de la quinua Negra Collana ....	64

<b>Tabla 22:</b> Resultados de las eficiencias de la microencapsulación de los compuestos bioactivos (Compuestos fenólicos) de la quinua Negra Collana.....	65
<b>Tabla 23:</b> La caracterización de las propiedades fisicoquímicas y físicas de las microcápsulas .....	67
<b>Tabla 24:</b> Resultado de los parámetros de color CIELAB de las microcápsulas del mejor tratamiento.....	72
<b>Tabla 25:</b> Análisis de morfología superficial – SEM .....	76
<b>Tabla 26:</b> Análisis químico proximal elemental con el EDX (Espectro de Energía Dispersiva).....	77
<b>Tabla 27:</b> Diluciones para la preparación de la curva de calibración estándar .....	104

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1:</b>	Subclases de betalaínas.....	16
<b>Figura 2:</b>	Estructura de las betacianinas.....	17
<b>Figura 3:</b>	Estructura de la betaxantinas.....	18
<b>Figura 4:</b>	Estructura química del ácido betalámico y la betalaína.....	19
<b>Figura 5:</b>	Unidades de construcción clave de betalaínas.....	20
<b>Figura 6:</b>	Estructura básica de los ácidos fenólicos.....	23
<b>Figura 7:</b>	Clasificación de los compuestos polifenólicos.....	24
<b>Figura 8:</b>	Núcleo estructural de los principales grupos de polifenoles.....	25
<b>Figura 9:</b>	Estructura general de un flavonoide.....	26
<b>Figura 10:</b>	Clases de flavonoides.....	27
<b>Figura 11:</b>	Espectros de absorción de flavonoides específicos.....	29
<b>Figura 12:</b>	Esquema ilustrativo del proceso de microencapsulación por secado por atomización.....	33
<b>Figura 13:</b>	Morfología en diferentes formas de microcápsulas.....	34
<b>Figura 14:</b>	Ubicación geográfica de la Universidad Nacional de Juliaca – Sede Ayabacas.....	36
<b>Figura 15:</b>	Ubicación geográfica de la Universidad Nacional del Centro del Perú Huancayo.....	36
<b>Figura 16:</b>	Ubicación geográfica de la Universidad Nacional San Agustín – Arequipa.....	36
<b>Figura 17:</b>	Quinua INIA 420 - Negra Collana.....	37
<b>Figura 18:</b>	Diagrama de flujo del proceso de extracción de compuestos bioactivos de la quinua Negra Collana por el método sólido-líquido.....	39
<b>Figura 19:</b>	Diagrama de flujo del proceso de microencapsulación de compuestos bioactivos de la quinua Negra Collana.....	42
<b>Figura 20:</b>	Gráfica de intervalos de Betalaínas totales.....	56
<b>Figura 21:</b>	Gráfica de intervalos de flavonoides.....	58
<b>Figura 22:</b>	Gráfica de intervalos de los compuestos fenólicos.....	60
<b>Figura 23:</b>	Gráfica de intervalo de Eficiencia de Microencapsulación de Betalaínas Totales.....	63
<b>Figura 24:</b>	Gráfica de intervalos de Eficiencia de Microencapsulación de Flavonoides.....	64

<b>Figura 25:</b> Gráfica de intervalos de Eficiencia de Microencapsulación de Compuestos Fenólicos.....	66
<b>Figura 26:</b> Coordenadas del espacio de color CIELAB de las microcápsulas obtenidas.....	72
<b>Figura 27:</b> Micrografías obtenidas por Microscopía Electrónica de Barrido (SEM) de las microcápsulas del mejor tratamiento .....	74
<b>Figura 28:</b> Micrografía de las microcápsulas del extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana a una medida de barra de 5 $\mu\text{m}$ .....	77
<b>Figura 29:</b> Análisis químico elemental por EDX .....	78
<b>Figura 30:</b> Microscopio Electrónico de Barrido Scios 2 DualBeam Microscopes .....	107

## ÍNDICE DE ANEXOS

<b>Anexo 1:</b>	Determinación de humedad.....	100
<b>Anexo 2:</b>	Procedimiento para la determinación de los grados °Brix .....	100
<b>Anexo 3:</b>	Determinación de pH .....	101
<b>Anexo 4:</b>	Determinación para la actividad de agua .....	101
<b>Anexo 5:</b>	Determinación para la viscosidad.....	101
<b>Anexo 6:</b>	Determinación de betalaína .....	101
<b>Anexo 7:</b>	Determinación de flavonoides (método de tricloruro de aluminio) .....	102
<b>Anexo 8:</b>	Determinación de compuestos fenólicos.....	103
<b>Anexo 9:</b>	Determinación de higroscopicidad.....	105
<b>Anexo 10:</b>	Determinación de densidad aparente g/ml .....	105
<b>Anexo 11:</b>	Determinación del rendimiento .....	105
<b>Anexo 12:</b>	Determinación de la solubilidad.....	106
<b>Anexo 13:</b>	Determinación de color – Escala CIElab .....	106
<b>Anexo 14:</b>	Determinación de morfología (tamaño y geometría) .....	106
<b>Anexo 15:</b>	Panel fotográfico del proyecto de investigación .....	108
<b>Anexo 16:</b>	Análisis de datos de la extracción hidroalcohólica de las betalaínas .....	113
<b>Anexo 17:</b>	Análisis de datos de la extracción hidroalcohólica de los flavonoides .....	113
<b>Anexo 18:</b>	Análisis de datos de la extracción hidroalcohólica de los compuestos fenólicos.....	114
<b>Anexo 19:</b>	Análisis de datos de la eficiencia de microencapsulación de betalaínas totales.....	115
<b>Anexo 20:</b>	Análisis de datos de la eficiencia de microencapsulación de los flavonoides.....	116
<b>Anexo 21:</b>	Análisis de datos de la eficiencia de la microencapsulación de Compuestos fenólicos.....	117
<b>Anexo 22:</b>	Resultados de la extracción de Betacianinas con 3 réplicas.....	117
<b>Anexo 23:</b>	Resultados de la extracción de Betaxantinas con 3 réplicas .....	118
<b>Anexo 24:</b>	Resultados de la extracción de Betalaínas totales con 3 réplicas .....	118
<b>Anexo 25:</b>	Resultados de flavonoides con 3 réplicas.....	119
<b>Anexo 26:</b>	Resultados de la extracción de compuestos fenólicos con 3 réplicas.....	119
<b>Anexo 27:</b>	Resultados de la eficiencia de microencapsulación de las betalaínas totales con 3 réplicas .....	120

<b>Anexo 28:</b> Resultados de la eficiencia de microencapsulación de flavonoides con 3 réplicas.....	120
<b>Anexo 29:</b> Resultados de la eficiencia de microencapsulación de los compuestos fenólicos con 3 réplicas .....	120
<b>Anexo 30:</b> Resultados del color Cie L*a*b* de las microcápsulas .....	120
<b>Anexo 31:</b> Informe de resultado del Centro de Microscopía Electrónica – UNSA .....	121
<b>Anexo 32:</b> Informe de los análisis fisicoquímicas y físicas de las microcápsulas obtenidas por el método secado por atomización.....	122

## RESUMEN

La microencapsulación es actualmente un método efectivo para proteger y liberar compuestos bioactivos de manera controlada, así como para mejorar su estabilidad y funcionalidad en los productos finales. La presente investigación tuvo como objetivo extraer y microencapsular el extracto hidroalcohólico de compuestos bioactivos de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) Negra Collana mediante secado por atomización. El Tratamiento 7 mostró la mayor concentración de compuestos bioactivos durante la extracción, a una temperatura de 40 °C y un pH de 4.5. Se obtuvieron 3.194±0.013 mg/100 g de betalaínas totales, 68.456±0.169 mg catequina/100 g de flavonoides y 130.848±0.217 mg GAE/100 g de compuestos fenólicos. Para la microencapsulación del extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana se consideraron dos concentraciones de C1: gelatina sin sabor + maltodextrina (3 %:7 %); C2: gelatina sin sabor + maltodextrina (6 %:14 %) a temperaturas de entrada de 160 °C y 180 °C. Como mejor tratamiento y mayor eficiencia de microencapsulación fue la C1 a una temperatura de entrada de 160 °C. Las eficiencias de microencapsulación fueron: 92.38±1.368 % de EMB, 85.30±0.332 % de EMF y 51.218±0.066 % de EMCF. Se caracterizó al mejor tratamiento las propiedades fisicoquímicas y físicas de las microcápsulas, las cuales fueron: humedad 4.5±0.010 %, 0.198±0.1 actividad de agua, higroscopicidad 8.80±0.1 %, densidad aparente 0.402±0.00 g/cm<sup>3</sup>, solubilidad 99.17±0.023 % y rendimiento 42.87±0.678 %. Los parámetros de color fueron: (L\*) 104.7±0.064, (a\*) 1.207±0.064 y (b\*) 3.63±0.108. Referente a la morfología y tamaño de las microcápsulas, se obtuvieron morfologías en forma esférica y poliédrica y un diámetro promedio de 8.68 μm. En conclusión, se logró obtener microcápsulas que pueden ser empleadas en el desarrollo de nuevos productos en la industria alimentaria, además que estos compuestos bioactivos microencapsuladas no solo mejoran su estabilidad, sino que también podrían contribuir a la prevención de enfermedades cardiovasculares, tumorales y cancerígenas.

**Palabras claves:** *Chenopodium quinoa* Willd., compuestos bioactivos, eficiencia, microencapsulación, secado por atomización.

## ABSTRACT

Microencapsulation is currently an effective method to protect and release bioactive compounds in a controlled manner, as well as to improve their stability and functionality in final products. The present research aimed to extract and microencapsulate the hydroalcoholic extract of bioactive compounds from quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) Negra Collana by spray drying. Treatment 7 showed the highest concentration of bioactive compounds during extraction, at a temperature of 40 °C and a pH of 4.5. 3,194±0.013 mg/100 g of total betalains, 68,456±0.169 mg catechin/100 g of flavonoids and 130,848±0.217 mg GAE/100 g of phenolic compounds were obtained. For the microencapsulation of the hydroalcoholic extract of black quinoa collana, two concentrations of C1 were considered: unflavored gelatin + maltodextrin (3 %:7 %); C2: unflavored gelatin + maltodextrin (6 %:14 %) at inlet temperatures of 160 °C and 180 °C. The best treatment and highest microencapsulation efficiency was C1 at an inlet temperature of 160 °C. The microencapsulation efficiencies were: 92.38±1.368 % of EMB, 85.30±0.332 % of EMF and 51.218±0.066 % of EMCF. The physicochemical and physical properties of the microcapsules were characterized by the best treatment, which were: humidity 4.5±0.010 %, 0.198±0.1 water activity, hygroscopicity 8.80±0.1 %, apparent density 0.402±0.00 g/cm<sup>3</sup>, solubility 99.17±0.023 % and yield 42.87±0.678 %. The color parameters were: (L\*) 104.7±0.064, (a\*) 1.207±0.064 and (b\*) 3.63±0.108. Regarding the morphology and size of the microcapsules, spherical and polyhedral morphologies and an average diameter of 8.68 µm were obtained. In conclusion, it was possible to obtain microcapsules that can be used in the development of new products in the food industry. In addition, these microencapsulated bioactive compounds not only improve their stability, but could also contribute to the prevention of cardiovascular, tumor and cancer diseases.

**Keywords:** *Chenopodium quinoa* Willd., bioactive compounds, efficiency, microencapsulation, spray drying.

## INTRODUCCIÓN

La quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.), es un pseudocereal que se cultiva en diversas zonas de los andes peruanos y de la región andina de América del sur, abarcando desde el nivel del mar hasta los 4000 msnm. (Vilcacundo y Hernández-Ledesma, 2017). Se adapta a diferentes pisos y climas agroecológicos, desde el desértico hasta climas calurosos y secos, y puede crecer en condiciones de humedad relativa que oscilan entre el 40 % y 88 %, además, soporta temperaturas desde -8 °C hasta 38 °C (Apaza *et al.*, 2013). Este grano andino es reconocido como uno de los alimentos más completos para la nutrición humana, gracias a su alto valor proteico, que en ciertas variedades varía desde 12 % a 20 %. Además, contiene aminoácidos esenciales, fibra dietética y compuestos bioactivos, entre ellos: compuestos fenólicos, flavonoides, betalainas, fitoesteroles, etc. (Mujica y Jacobsen, 2007). En zonas altoandinas las variedades más diversificadas son las quinuas dulces y amargas, los tamaños de grano varían de pequeño a mediano, puesto que normalmente se consume la quinua en sopa, quispíño, mazamorra y peské o como un sustituyente del arroz (Soto *et al.*, 2015; Llanos-Ticona, 2021). Las más preferidas en el mercado nacional e internacional son las variedades que tiene grano grande y colores claros, sin embargo, existe una demanda creciente de grano de colores amarillo, rojo y negro (Apaza *et al.*, 2013).

Según Kris-Etherton *et al.* (2002), los compuestos bioactivos son sustancias adicionales a los nutrientes que generalmente se encuentran en cantidades pequeñas, principalmente en matrices vegetales. Se están realizando varios estudios de investigación para evaluar sus efectos sobre la salud. Estos compuestos presentan una gran diversidad en cuanto a su estructura química y funciones, por lo que se agrupan de acuerdo a algunas características. Uno de los métodos para proteger los compuestos bioactivos es la microencapsulación, técnica que consiste en crear una capa de protección para el agente activo (Mendes, 2012).

El secado por atomización es una técnica extensamente empleada en la industria alimentaria en los últimos años para la microencapsulación, esto con el propósito de encapsular materiales en diferentes estados: sólidos, líquidos o gaseosos. Es un proceso que implica en la mezcla y distribución de la sustancia a encapsular con el material encapsulante, obteniendo como resultado un producto en forma de polvos, gránulos o aglomerados, entre los principales propósitos de este método es evitar que los compuestos bioactivos se degraden o pierdan el compuesto encapsulado, asimismo, defender de algunos factores como: luz, pH, oxígeno y temperatura haciéndolos estables para su uso industrial.

## CAPÍTULO I

### PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

#### 1.1. PLANTEAMIENTO Y FORMULACIÓN DEL PROBLEMA

En los últimos años, se han realizado investigaciones sobre los componentes bioactivos presentes en alimentos como tales como: betalaínas, compuestos fenólicos, flavonoides y su capacidad antioxidante, por ende, la industria alimentaria requiere de nuevas tecnologías que puedan proteger estos compuestos frente a los factores externos e internos que puedan degradarlos durante el procesamiento y almacenamiento. Según Villanueva (2014), el consumo promedio de polifenoles es de aproximadamente 1 g/día, y estos se encuentran principalmente en cereales, legumbres y vegetales. Asimismo, pueden ser extraídos naturalmente de frutas, vegetales, tubérculos y granos andinos, los cuales son ricos en betalaínas, flavonoides, antocianinas, carotenoides, clorofila y compuestos fenólicos. Los mismos ayudan a prevenir diversas enfermedades crónicas, como el cáncer, tumores, diabetes y enfermedades cardiovasculares.

Actualmente, el incremento en la demanda por productos alimentarios que conserven su calidad nutricional y sensorial ha incentivado a la industria a desarrollar métodos de conservación que mantengan o modifiquen mínimamente los compuestos bioactivos presentes en los alimentos, como los polifenoles, flavonoides, vitaminas y otros antioxidantes, que desempeñan un papel clave en los efectos beneficios para la salud asociados al consumo de alimentos funcionales.

En el caso de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.), es considerada una especie con potencial agronómico en la región andina, por su alto valor proteico, lo que hace que sea un alimento clave para la seguridad alimentaria (Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego, 2018), por lo tanto, posee compuestos bioactivos como: betalaína, flavonoides, capacidad antioxidante y compuestos fenólicos con hasta 27 tipos de fenoles libres y conjugados (Abderrahim *et al.*, 2015), que proporcionan beneficios para la salud con sus aspectos

metabólicos, cardiovasculares, gastrointestinales y anticancerígenos. La quinua es consumida en diferentes formas como sopas, quispiño, mazamorra y pesk'ê.

La microencapsulación es un método empleado para proteger los compuestos bioactivos y mejorar su estabilidad, entre las técnicas más empleadas están: el secado por atomización, la coacervación, secado en frío y liofilización. El secado por atomización es la más utilizada en la industria alimentaria por ser un método efectivo y barato. Es un procedimiento en el cual se ingresa un producto en estado líquido y se hace pasar por un atomizador, transformándose en finas gotas que son secadas por una corriente de aire a temperaturas elevadas, obteniéndose de manera inmediata el extracto seco en forma de polvo (Akhavan *et al.*, 2014), a su vez, pretende aumentar la eficacia de muchos compuestos al generar una barrera física entre el componente central y otros componentes del producto (Estevinho *et al.*, 2013). Una de las ventajas es estabilizar el material encapsulado, evitar que se produzcan reacciones de oxidación causadas por la luz o el oxígeno, liberar el material activo de manera controlada, cubrir sabores, colores u olores indeseables, reducir toxicidad del material activo estabilizando el producto y aumentando su vida útil.

El producto desarrollado en esta investigación está conformado principalmente por la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) variedad Negra Collana, ya que posee compuestos bioactivos como betalaína, flavonoides, capacidad antioxidante y compuestos fenólicos. La microencapsulación es un proceso mediante el cual sustancias bioactivas de los alimentos se introducen en una matriz polimérica, con la finalidad de impedir su pérdida y protegerlas de las reacciones de oxidación, es decir, este proceso se utiliza para preservar y alargar su vida útil de los alimentos (AINIA, 2010), así mismo, se utiliza para la liberación de nutrientes y transformar sabores, ya que es una de las técnicas más demandadas por la industria alimentaria, de ahí es el objetivo del presente estudio: Extraer y microencapsular el extracto hidroalcohólico de compuestos bioactivos de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) Negra Collana mediante secado por atomización.

Basado en lo anterior se formula la siguiente interrogante de investigación.

### **1.1.1. Problema general**

- ¿Cómo será el desarrollo de la extracción y microencapsulación del extracto hidroalcohólico de compuestos bioactivos de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) Negra Collana mediante secado por atomización?

### **1.1.2. Problemas específicos**

- ¿Cuál será el efecto de la temperatura y pH en la extracción de compuestos bioactivos de la quinua Negra Collana por el método sólido-líquido?
- ¿Cómo influirá la temperatura de entrada, salida y las concentraciones poliméricas en la microencapsulación por secado de atomización al mejor tratamiento de compuestos bioactivos extraídos por el método sólido-líquido de la quinua Negra Collana?
- ¿Cuáles serán las propiedades fisicoquímicas y físicas de las microcápsulas obtenidas de la quinua Negra Collana?
- ¿Cuáles serán los resultados de las características morfológicas de las microcápsulas obtenidas de la quinua Negra Collana?

## **1.2. OBJETIVOS**

### **1.2.1. Objetivo general**

Extraer y microencapsular el extracto hidroalcohólico de compuestos bioactivos de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) Negra Collana mediante secado por atomización.

### **1.2.2. Objetivos específicos**

- Determinar el efecto de temperatura y pH en la extracción de compuestos bioactivos de la quinua Negra Collana por el método sólido-líquido.
- Microencapsular mediante secado por atomización utilizando matrices poliméricas al mejor tratamiento de compuestos bioactivos extraídos por método sólido-líquido de la quinua Negra Collana.
- Caracterizar las propiedades fisicoquímicas y físicas de las microcápsulas obtenidas de la quinua Negra Collana.
- Evaluar las características morfológicas de las microcápsulas obtenidas de la quinua Negra Collana.

## **1.3. JUSTIFICACIÓN**

Esta investigación se enfoca en un aspecto clave en el campo de la ingeniería en industrias alimentarias, al proporcionar información crucial sobre la obtención y microencapsulación

de compuestos bioactivos, tales como betalaínas, flavonoides y polifenoles totales de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) Negra Collana. La técnica de microencapsulación empleado en este estudio no solo ayuda a conservar las propiedades fisicoquímicas de los productos, sino que también garantiza la estabilidad y funcionalidad de los compuestos bioactivos, asegurando su eficacia durante su almacenamiento y procesamiento. Los granos andinos contienen alto valor nutricional, aportando proteínas de alta calidad, hierro, vitaminas, carbohidratos, minerales, ácidos grasos, azúcares y compuestos bioactivos como: betalaína, antocianinas, flavonoides, carotenoides, taninos, oxalatos y polifenoles totales. Estos compuestos no solo mejoran el estado de salud general al optimizar el funcionamiento de las células y tejidos, sino que también presentan una oportunidad para el desarrollo de alimentos funcionales.

El Perú es un país con grandes potencialidades para el desarrollo agroexportador en quinua a través de instituciones como: Sierra Exportadora, Agroideas y Procompite (Pardo *et al.*, 2019). El 83,5 % de la producción a nivel nacional se concentra en las regiones de Puno (39,6 %), Ayacucho (23,4 %), Apurímac (11,9 %) y Arequipa (8,6 %). En el año 2020, la producción aumentó 12 %, por el incremento de la producción en Ayacucho (48 %), Puno (0,2 %), Apurímac (5 %), Cusco (60,2%), Junín (22 %) y Arequipa (2,2 %) (IICA, 2022). La variedad Negra Collana genera su mejor pico de producción hasta tres toneladas por hectárea, a diferencia de otras variedades el promedio es de 1.8 toneladas, por ende, genera rentabilidad al productor, según el reporte del Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA).

Según la FAO y OMS la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.), es un grano andino con un alto contenido proteico y nutrientes, además, se le considera como proveedora de compuestos bioactivos, entre ellos: fenólicos totales, flavonoides, betalaína, fitoesteroles, etc. (Vargas Zambrano *et al.*, 2019). Es un pseudo cereal que cuenta con un 40 % de lisina, por lo que la convierte en la más completa entre los cereales (MINAGRI, 2017), por ende, favorece el crecimiento de las células del cerebro, ayuda a la prevención de la osteoporosis, enfermedades del corazón o padecimientos crónicos (Razzeto *et al.*, 2019). La variedad INIA 420 - Negra Collana, es un grano de color negro y considerado como grano dulce, que posee un alto valor proteico (17,62 %) y es rica en aminoácidos (Apaza *et al.*, 2013). Además, presenta una mayor capacidad de retención de antioxidantes durante el proceso de microencapsulación, lo que mejora su estabilidad frente a la degradación oxidativa y la

convierte en una excelente candidata para el desarrollo de tecnologías como la microencapsulación.

Actualmente existen diversos métodos que son utilizados para llevar a cabo el proceso de microencapsulación en la industria alimentaria y farmacéutica. Entre los métodos más utilizados se encuentran el secado por aspersion, la extracción de lecho fluidizado, polimerización, liofilización, coacervación y gelificación iónica (Ozkan *et al.*, 2019), estos métodos permite enmascarar olores o sabores desagradables de sustancias usadas como aditivos en alimentos, además, protege el material activo de la degradación producida por el medio ambiente (calor, aire, luz y humedad), por lo tanto, evita la pérdida de sustancias nutricionales y bioactivos en los procesos de elaboración y estabiliza los compuestos durante el almacenamiento y transporte (Nedovic *et al.*, 2011; Fathi *et al.*, 2012; Esquivel-González *et al.*, 2015).

Por ello se justifica extraer y microencapsular el extracto hidroalcohólico de compuestos bioactivos de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) Negra Collana mediante secado por atomización. En particular, la aplicación de este método ofrece una solución tecnológica de alto impacto para proteger y estabilizar los compuestos bioactivos, facilitando su incorporación en diversas aplicaciones. Además, la investigación abre nuevas vías para el desarrollo de alimentos que no solo aporten beneficios nutricionales, sino que también poseen propiedades terapéuticas, los que posiciona a los granos andinos como una base prometedora para innovaciones en el sector alimentario. Las microcápsulas obtenidas del extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana pueden ser empleadas como aditivos naturales en la industria alimentaria, como la producción de lácteos, panificación, bebidas, y entre otros. Estas microcápsulas no solo aportan beneficios nutricionales, también permiten el desarrollo de nuevas formulaciones de productos que maximicen las propiedades funcionales y saludables de los compuestos bioactivos microencapsulados.

## CAPÍTULO II

### REVISIÓN DE LITERATURA

#### 2.1. ANTECEDENTES

Vargas y Pacheco (2022), en la “Evaluación del extracto de *Margycarpus pinnatus* microencapsulado mediante secado por aspersión”. Primeramente, establecieron sus propiedades fisicoquímicas para luego realizar la extracción con 70 % de etanol y microencapsulación de compuestos bioactivos. Se evaluó los polifenoles totales utilizando el método Folin-Ciocalteu, mientras que la actividad antioxidante se determinó mediante el ensayo in vitro con DPPH. El extracto fue microencapsulado empleando maltodextrina en una proporción 20:80, logrando obtener una eficiencia del 88,97 %, además, verificaron mediante espectroscopia infrarroja FTIR-ATR, respecto a la actividad antioxidante evaluada, se obtuvo como resultado un contenido de 419.30  $\mu\text{mol}$  Trolox/100 gr de extracto y 390.87  $\mu\text{mol}$  Trolox/100 g extracto microencapsulado lo que equivale a un 78.11 % de inhibición radial de DPPH. Los polifenoles totales 251.07 mg EAG/100 g de extracto y 235.28 mg EAG/100 g de extracto microencapsulado. En el espectro IR de la bebida instantánea en polvo reconstituida, se observa un pico distintivo correspondiente a los polifenoles. Además, cumplió con las características fisicoquímicas y microbiológicas establecidas y la prueba de aceptabilidad arrojó un resultado superior al 68.33 %.

Koksal *et al.* (2022), mencionaron en su investigación la importancia de la estabilidad y degradación de algunos compuestos en condiciones ambientales, por ello, el proceso de microencapsulación surge como una solución eficaz, se realizó la microencapsulación del extracto de la planta de quinua y se prepararon microcápsulas cargadas con extracto de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) mediante el método de coacervación compleja utilizando dos polímeros naturales gelatina y goma arábiga como material de pared, se utilizó la metodología de superficie de respuesta para optimizar las condiciones de eficiencia de la encapsulación, considerando las variables de estudio: velocidad de agitación, cantidad de material del núcleo y concentración de surfactante. Respecto a los resultados la eficiencia

más alta fue de 70.89 %, el análisis de espectroscopia infrarroja transformada por Fourier confirmó la interacción de la gelatina y la goma arábiga, y las similitudes en el extracto de quinua y las bandas de las microcápsulas mostraron que estas habían sido encapsuladas, presentando una estabilidad térmica y tamaños uniformes de 4 a 120  $\mu$ .

Ramos (2020), en la investigación muestra el nivel de cambio en el contenido de betalaínas, polifenoles totales y capacidad antioxidante en las variedades de quinua Huancayo, Pasankalla y Negra Collana. Los resultados indican que el contenido de fenoles totales en cocción a presión atmosférica (Huancayo 4,38% y Pasankalla 16,4%). En el proceso de expansión el contenido aumentó (Huancayo 22,83 % y Pasankalla 26,27 %) y el tostado (Negra Collana 2,45%), sin embargo, mostraron cambios positivos y las betalaínas presentaron cambios negativos. La quinua cocida a presión atmosférica en las tres variedades: Huancayo -16,72 %; Pasankalla -16,19 % y Negra collana -1,07 %, presenta variaciones en distintas proporciones. La actividad antioxidante, analizada por el método DPPH y ABTS, el tostado y expandido disminuyeron en las variedades de Pasankalla y Negra Collana. Sin embargo, otras formas de cocción evidenciaron un efecto contrario o nulo, lo que sugiere que no todas las técnicas de preparación disminuyen los compuestos bioactivos de la quinua.

Torres *et al.* (2019), en su proyecto de investigación tuvo como objetivo producir colorante en polvo de remolacha estable mediante la microencapsulación del pigmento de betalaína de *Beta vulgaris* mediante la técnica de secado por aspersion. La extracción de betalaínas se realizó por el método sólido-líquido para luego someter el extracto a una microencapsulación utilizando maltodextrina DE12 al 3 % p/v y al 5 % p/v mediante el método secado por aspersion con parámetros ajustables, como el aire de secado y la tasa de alimentación. De acuerdo a sus resultados mostrados el contenido de humedad rindió a 160°C, sin embargo, siguió una reducción significativa en el contenido de betalaína. Se encontró que el colorante BRB2 producido a 150 °C, 15 ml/min. con DM al 5 % era la condición más favorable dado el conjunto de parámetros ya que sus resultados microbianos son favorables y la prueba de irritación dérmica está dentro del límite de referencia establecido para los colorantes en polvo.

Según Cerda y Cazorla (2018), en “Aplicación de la técnica de microencapsulación de betalaínas extraídas a partir de la remolacha (*Beta vulgaris*)”, las hojas de remolacha presentaron el mayor contenido de betalaínas 100 ml<sup>-1</sup> con una concentración de 8.4 mg;

posteriormente procedió a realizar la microencapsulación utilizando 20% de sólidos (constante) y el 80% restante fue el agente microencapsulante: maltodextrina (80%); maltodextrina (50%) + goma arábiga (30%) y maltodextrina (50%) + gelatina sin sabor (30%) que mediante secado por aspersion obtuvieron 3 microencapsulados con una temperatura de entrada de 140 °C y salida 80 °C. Concluyendo que el mejor encapsulante fue maltodextrina al 50% y gelatina al 30%, estos presentaron un perfil térmico más estable en el rango de 28.6 °C a 128.7 °C. Estos resultados sugieren que esta matriz polimérica protege eficazmente a los pigmentos de la degradación térmica, es decir, en el rango de temperaturas entre 50 °C a 80 °C, las betalaínas se descomponen, generando productos deshidrogenados que presentan una coloración amarilla.

Barzola-Miranda *et al.* (2018), en “Optimización de las condiciones de extracción de los pigmentos de las hojas de teca (*Tectona grandis L.*) utilizando la metodología de superficie de respuesta”. El objetivo fue determinar las condiciones óptimas para la extracción de los pigmentos tipo betalaínas de las hojas secas de teca, con el fin de utilizarlos como colorante en la industria alimentaria, teniendo como variable independiente: temperatura de extracción (30 a 60 °C), concentración alcohólica (30 a 90 % v/v) y relación sólido-líquido (1:10 a 1:20 g×mL<sup>-1</sup>) y como variable de respuesta masa de pigmentos extraídos, utilizó un diseño factorial tipo Box-Behnken con tres factores (X1, X2, X3) y tres niveles (-1, 0, +1). Las condiciones óptimas para la extracción de los pigmentos se alcanzaron a 52 °C, con una solución hidroalcohólica al 64 % de etanol y una relación sólido-líquido de 1/16 m/m. Bajo estas condiciones permitieron extraer aproximadamente 76,1 mg/g de betalaínas, obteniendo así el máximo rendimiento del proceso. Se concluye que todas las variables evaluadas influyeron significativamente en la eficiencia de la extracción, siendo la temperatura y la relación muestra-solvente los factores más críticos.

Aguilar-Tuesta *et al.* (2018), en su investigación, “Microencapsulated betacyanin from colored organic quinoa (*Chenopodium quinoa Willd.*): optimization, physicochemical characterization and accelerated storage stability”. En la microencapsulación, se determinó que las condiciones ideales para conservar las betalaínas de la quinua se alcanzaron a una temperatura de secado de 165 °C, con un caudal de aire de 940 L/h y a una concentración de maltodextrina del 10 % p/p. Estas condiciones permitieron obtener un producto final de alta calidad, con un rendimiento del 58.1 % y una eficiencia del 100 %. Como resultado el polvo obtuvo una baja actividad de agua  $0,127 \pm 0,006$  y un contenido de humedad del  $1,64 \pm 0,08$

% lo que sugiere una alta estabilidad del encapsulado. Además, el contenido de betacianina fue de  $19.95 \pm 0.07$  mg/100 g y la saponina estuvo por debajo de 8 mg/100 g. Asimismo, se observó una disminución significativa en la estabilidad de las betacianinas a temperaturas elevadas, evidenciada por una mayor tasa de consumo de oxígeno a  $90^{\circ}\text{C}$  ( $-6,67 \times 10^{-5}$  bar.min<sup>-1</sup>) a comparación con  $80^{\circ}\text{C}$  ( $-4,373 \times 10$  bar.min<sup>-1</sup>), lo que se asoció con una pérdida de color.

En investigación desarrollada por Vidaurre-Ruiz *et al.* (2017), evaluó la composición fitoquímica de dos variedades de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.), sometidas a diferentes etapas de procedimiento. Específicamente, cuantificaron los compuestos fenólicos totales, flavonoides, pigmentos betalámicos y la capacidad antioxidante en granos de quinua lavados, secados y cocidos. Los resultados indican que la variedad Negra Collana tiene mayor CFT (142.3 mg EAG/100 g b.s.), F (60,34 mg EC/100 g b.s) y PB (0,17 mg/100 g) a diferencia de la variedad Pasankalla que contiene CFT (108,9 mg EAG/ 100 g b.s), F (45,67 mg EC/ 100 g b.s) y PB (0,13 mg/100 g.), ambas variedades de quinua contienen excelentes fuentes funcionales por su elevada capacidad antioxidante, concluyendo que los compuestos bioactivos tienen efectos beneficiosos para la salud, además, los pigmentos betalámicos son sensibles a diversos factores como luz, temperatura y tiempo de almacenamiento (Laus *et al.*, 2012; Miranda *et al.*, 2013).

Simon-Brown *et al.* (2016), en su proyecto de investigación “Microencapsulación de extracto de jengibre (*Zingiber officinale*) mediante tecnología de secado por aspersion”, el objetivo principal fue evaluar el efecto de la microencapsulación de extracto de jengibre (*Zingiber officinale* Roscoe) usando maltodextrina (MD) y/o goma arábiga (GA) como agentes de microencapsulación sobre su contenido de 6-gingerol, actividad fenólica total y antioxidante, no presentó diferencia significativa en la eficiencia de microencapsulado, indicando que en ambos casos se logró la retención de los compuestos. En conclusión la maltodextrina: goma arábiga (4:1 g:g) y (5:0 g:g), tuvieron mejores propiedades morfológicas que la maltodextrina:goma arábiga (4:1 g:g) y (5:0 g:g), además, el método de microencapsulación, aunque necesario para estabilizar el extracto, generó una disminución en los compuestos fenólicos y por consiguiente, de su actividad antioxidante.

Benites (2015), realizó la comparación en la extracción de betalaínas a partir de las brácteas de Baganvilla (*Bougainvillea Glabra* Ch.), con agua y etanol al 80 % como solventes, por ello, empleo el diseño completamente al azar (DCA) con un arreglo factorial de 3 x 3,

teniendo como variable independiente al pH (4.5; 5.5; 6.5) y temperatura (20 °C; 30 °C; 40 °C) y como variable de respuesta a las betalaínas de las brácteas de Buganvilla donde identificaron dos tipos de betalaínas, los cuales fueron: betacianinas en una concentración de 33,5 mg/g a una longitud de onda de 538 nm y betaxantinas de 2,44 mg/g a una longitud de onda de 483 nm, concluyendo, que el mejor rendimiento en la extracción de betalaínas fue el agua destilada a un pH de 4.5 y a una temperatura de 20 °C, obteniendo 1,50 mg/ mL de extracto para las betacianinas y 0,60 mg/mL para las betaxantinas. En comparación, el solvente de etanol produjo 1,27 mg/mL de extracto de betacianinas y 0,41 mg/mL de betaxantina.

## **2.2. QUINUA**

La quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.), es un pseudo cereal andino típico sudamericano, fue domesticada a lo largo de los años por las civilizaciones precolombinas, como los incas, quienes cultivaron en Perú, Bolivia, Ecuador, Argentina y Chile. Presenta una diversidad de formas, genotipos y progenitores silvestres (Navruz-Varli y Sanlier, 2016), así mismo, presenta resistencia y adaptabilidad a los cambios climáticos como la helada que es típico de estas zonas andinas. Además, es considerado un pseudocereal con gran valor nutricional, principalmente por su contenido de proteínas, aminoácidos esenciales y compuestos bioactivos (Choque-Quispe *et al.*, 2021).

### **2.2.1. Clasificación taxonómica**

Según Apaza *et al.* (2013), la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) presenta la siguiente clasificación taxonómica:

Reino: vegetal

División: Fanerógamas

Clase: Dicotiledóneas

Sub clase: Angiospermas

Orden: Centrospermales

Familia: Chenopodiaceae

Género: *Chenopodium*

Sección: *Chenopodia*

Subsección: *Cellulata*

Especie: *Chenopodium quinoa* Willdenow

FUENTE: Apaza *et al.* (2013).

## 2.2.2. Composición química y valor nutricional

Cada variedad de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.), ofrece un perfil nutricional robusto, destacándose por su contenido proteico y su bajo nivel de grasas. En la Tabla 1, se muestran el valor nutricional de tres variedades de quinua según Pereira *et al.* (2019).

**Tabla 1: Valor nutricional en tres variedades de quinua.**

Variedad	Humedad (g/100 g PF)	Ceniza (g/100 g PS)	Proteínas (g/100 g PS)	Grasas (g/100 g PS)	Carbohidratos (g/100 g PS)	Energía (g/100 g PS)
<b>Negro</b>	9.7 ± 0.3	2.7 ± 0.2	14.6 ± 0.4	6.8 ± 0.3	76.1 ± 0.5	424 ± 2
<b>Rojo</b>	9.6 ± 0.2	2.8 ± 0.2	15.6 ± 0.4	6.4 ± 0.3	75.3 ± 0.5	420 ± 2
<b>Blanco</b>	9.3 ± 0.2	2.6 ± 0.1	14.4 ± 0.3b	6.0 ± 0.2	77.0 ± 0.3	420 ± 1

Nota: PS = Peso seco.

FUENTE: Pereira *et al.* (2019).

Por otro lado, un contenido adecuado de humedad según la NTP 205.062 (2014), establece que el contenido máximo de humedad del grano de quinua no debe ser máximo a 12.5 %.

**Tabla 2: Composición de azúcares libres en tres variedades de quinua.**

Código de muestra	Arabinosa (g/100 g PS)	Fructosa (g/100 g PS)	Glucosa (g/100 g PS)	Sacarosa (g/100 g PS)	Total (g/100 g PS)
<b>Negro</b>	0,50 ± 0,05	0,27 ± 0,05	0,64 ± 0,08	1,7 ± 0,3	3,1 ± 0,3
<b>Rojo</b>	0,63 ± 0,04	0,20 ± 0,05	0,47 ± 0,09	1,3 ± 0,2	2,6 ± 0,2
<b>Blanco</b>	0,62 ± 0,03	0,25 ± 0,04	0,61 ± 0,07	1,4 ± 0,2	2,9 ± 0,1

Nota: PS = Peso seco

FUENTE: Pereira *et al.* (2019).

### 2.2.2.1. Anti nutrientes

- **Saponina:** en materia seca varía 0.01 a 4.65 % para diferentes variedades de quinua.
- **La concentración de ácido fítico** en la quinua (1,18 g/100 g de grano) es superior a la que se encuentra en la cebada (1,07 g), el maíz (0,94 g), el arroz (0,89 g) y el trigo (0,99 g). Pulir y lavar elimina alrededor del 30% del ácido fítico. La concentración de ácido fítico en las semillas de quinua procesadas (0,8 g/100 g en base seca o 8 mg/g) es comparable a la harina integral de centeno (7,7 mg/g), la harina integral de

trigo (8,7 mg/g), las lentejas (8,4 mg/g) y haba (8,0 mg/g). Se encontró que las cantidades mínimas de ácido fítico para evitar efectos negativos en la absorción de hierro y zinc eran 10 y 50 mg por comida, respectivamente (Sivapalan, 2018).

### **2.2.3. Variedades de quinua**

En la zona altoandina las variedades más extendidas son las quinuas amargas y dulces, generalmente se consume la quinua en sopa, quispiño, mazamorra y pesk'ë (plato típico a base de quinua, leche y queso) (Soto *et al.*, 2015; Llanos-Ticona, 2021). Si bien los fenotipos de grano grande y claro son los más demandados a nivel global, incluyendo ahora una mayor demanda de variedades con pigmentación más marcada, como los de color amarillo, rojo y negro. El Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA) pone a disposición 8 cultivares mejoradas que corresponde a la demanda tecnológica las cuales son: INIA 420 – Negra Collana, INIA 415 – Pasankalla, Quillahuaman INIA, Salcedo INIA, INIA 427 – Amarilla Sacaca, Illpa INIA, INIA 431 – Altiplano, INIA Santa Ana (Apaza *et al.*, 2013).

#### **2.2.3.1. INIA 420 - Quinua Negra Collana**

La quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) Negra Collana es una variedad considerada como el grano premium con una amplia base genética, su adaptación y crecimiento se obtiene en la zona agroecológica Suni del Altiplano entre 3800 a 3900 m de altitud, con clima frío seco, precipitaciones de 400 mm a 550 mm, temperatura de 4 °C a 15 °C, pH de 5,5 a 8,0 y rendimiento aproximado de 3010 kg/ha (Apaza *et al.*, 2013; Flores-Suaña, 2017). Además, esta variedad aporta mayor contenido de hierro, calcio, magnesio y es rica en aminoácidos esenciales (Soto *et al.*, 2015). El color de la episperma es negro brillante, y es considerado como grano dulce con extraordinarias cualidades nutraceúticas que la hacen importante para el consumo humano (Herrera, 2017).

Según Apaza *et al.* (2013), el tamaño del grano de la quinua Negra Collana es de 1.60 mm de diámetro indicando que un grano mediano.

En la Tabla 3, se detalla los análisis bromatológicos de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) Negra Collana.

**Tabla 3: Análisis bromatológicos de quinua Negra Collana.**

Componente	Contenido
Humedad	9,88%
Proteínas	17,62%
Fibra	2,10%
Cenizas	2,13%
Grasa	5,94%
Energía	368,61 kcal/100 g
Acidez	0,00%
Saponina	0.00%

FUENTE: Apaza *et al.* (2013).

#### 2.2.4. Contenido de betalaínas en la quinua

La variedad Negra Collana y Pasankalla se diferencian significativamente en su concentración de betalaínas, con valores de 8.29 mg/100 g y 1.809 mg/100 g respectivamente. Los procesos de lavado y cocción ejercen una influencia notable en la cantidad de betalaínas presentes en la quinua. (Ramírez, 2015).

La quinua tiene un contenido de betacianinas de  $0,15 \pm 0,01$  a  $5,23 \pm 0,23$  mg/100 g y de betaxantinas  $0,05 \pm 0,01$  a  $1,63 \pm 0,01$  mg/100 g, y el contenido de betalaínas totales  $0,15 \pm 0,01$  hasta  $6,10 \pm 0,12$  mg/100 g. (Abderrahim *et al.*, 2015).

#### 2.2.5. Contenido de polifenoles totales y flavonoides en la quinua

El contenido de polifenoles totales y flavonoides en la quinua, se muestra en la Tabla 4, según Lim *et al.* (2019).

**Tabla 4: Contenido de polifenoles totales y flavonoides.**

	Extracto de brotes de 1 m	Extracto de brotes de 3 m	Extracto de semillas de quinua	Extracto de salvado de quinua	Extracto de pericarpio de quinua	Extracto de vapor de quinua	Extracto de hojas de quinua	Extracto de raíz de quinua
Contenido de polifenoles totales.	$28.47 \pm 0.28$	$24.02 \pm 0.07$	$14.37 \pm 0.11$	$9.05 \pm 0.05$	$18.39 \pm 0.06$	$11.73 \pm 0.09$	$18.09 \pm 0.10$	$30.96 \pm 0.29$
Contenido total de flavonoides	$61.68 \pm 1.38$	$50.89 \pm 2.24$	$45.88 \pm 1.40$	$9.41 \pm 0.23$	$26.80 \pm 1.11$	$42.07 \pm 0.83$	$51.29 \pm 1.21$	$54.14 \pm 0.78$

FUENTE: Lim *et al.* (2019).

### 2.3. Extracción sólido-líquido (Lixiviación)

El proceso de extracción sólido-líquido se desarrolla cuando se quiere obtener compuestos retenidos en una matriz (Jensen, 2011). La extracción de compuestos bioactivos depende del tipo de materia prima sometido a extracción, el solvente, la temperatura, el pH, tamaño de partícula, proporción de solvente a soluto y tiempo (Pompeu *et al.*, 2009; Cissé *et al.*, 2012). La finalidad de este método es la separación de uno o más componentes contenidos en una fase sólida con la ayuda de un disolvente o fase líquida, una vez realizado la mezcla de la fase sólida y líquida reciben el nombre de soluto, el sólido insoluble se denomina inerte (Benites, 2015).

La extracción sólido-líquido es un proceso versátil en diversas industrias que adopta diferentes denominaciones según su aplicación específica, como lavado, percolación, etc. los cuales implican distintas técnicas y finalidades. Se denomina lixiviación cuando se obtiene un componente importante que está contenido en un sólido disolviendo con una fase líquida (Benites, 2015; Cataldo, 2015).

#### Solventes utilizados en la extracción de compuestos bioactivos

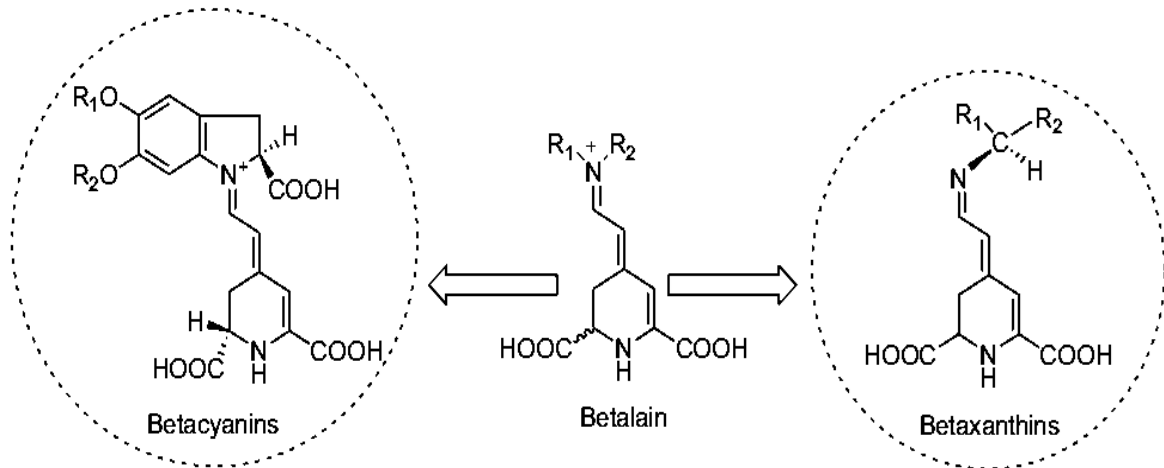
- **Agua destilada:** Es agua purificada mediante destilación considerado también como disolvente polar prótico. Las moléculas polares que posee tienden a separar sustancias iónicas, como cloruro de sodio, en sus iones constituyentes, estas se aglomeran alrededor de los iones con carga y los separan unos de otros (Benites, 2015).
- **Etanol o alcohol etílico:** Es considerado como un disolvente polar prótico, por ende, se encuentra comúnmente en extracción sólido-líquido (Benites, 2015).

### 2.4. Betalaínas

Las betalaínas son considerados alcaloides que al mismo tiempo estos son derivados de la tirosina que se encuentra de manera limitada en los vegetales. Se identificaron dos tipos diferentes una de ellas son las betaxantinas, de color amarillo/naranja ( $\lambda$  máx. aproximada: 470nm) son productos de condensación del ácido betalámico y compuesto amino clasificado, las betacianinas son de color rojo ( $\lambda$  máx. aproximada: 536 nm) se forman por la glicosilación y oscilación de ciclo-Dopa (ciclo-dihidroxifenilalanina) (Fennema, 2000).

### 2.4.1. Clasificación de betalainas

Las betalainas contienen dos grupos principales tales como betacianinas y betaxantinas, ambos grupos comparten en su estructura y cromóforo el ácido betalámico.

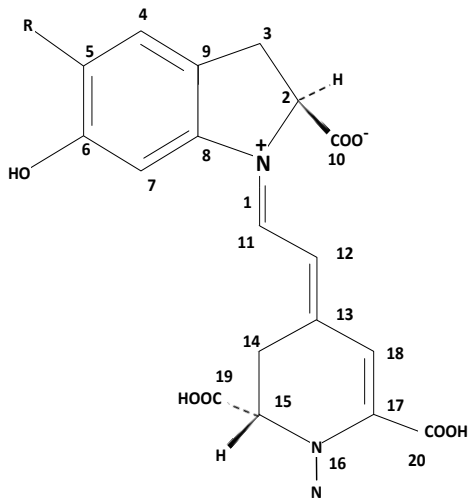


**Figura 1: Subclases de betalainas.**

FUENTE: Akbar *et al.* (2018).

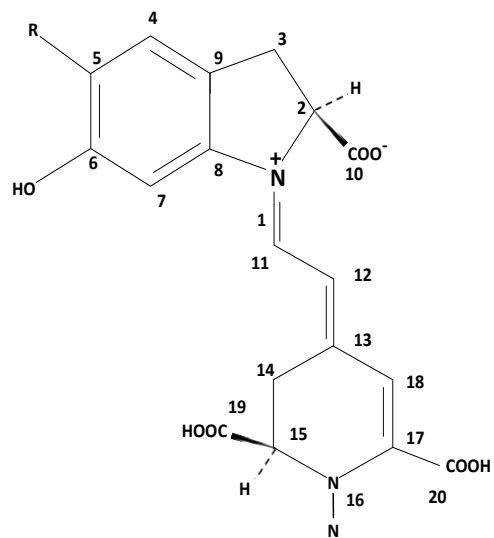
#### 2.4.1.1. Betacianinas

La betanidina-5-O  $\beta$ -glucósido, comúnmente conocida como betanina, es el pigmento principal de la remolacha roja y se caracteriza por su intenso color. Las betacianinas muestran dos valores máximos de adsorción uno en el rango UV de 270-280 nm debido al ciclo-Dopa y el segundo rango es de 535-540 nm este último depende mucho del disolvente. Los colores rojo y violeta resultan de diferentes patrones de sustitución de betacianinas (Henriette, 2009). Las betacianinas son ópticamente activas porque contienen 2 carbonos quirales C-2 y C-15 (Figura 2). La hidrólisis de la betacianina resulta la betanidina o el epímero de C15 isobetánidina (Figura 2d) o una combinación de dos agliconas isómeras, estas son compartidas por las demás betacianinas. La diferencia de las betacianinas se debe al residuo glucósido.



Betanina R = Glucosa

Betanidina R = H



Isobetanina R = Glucosa

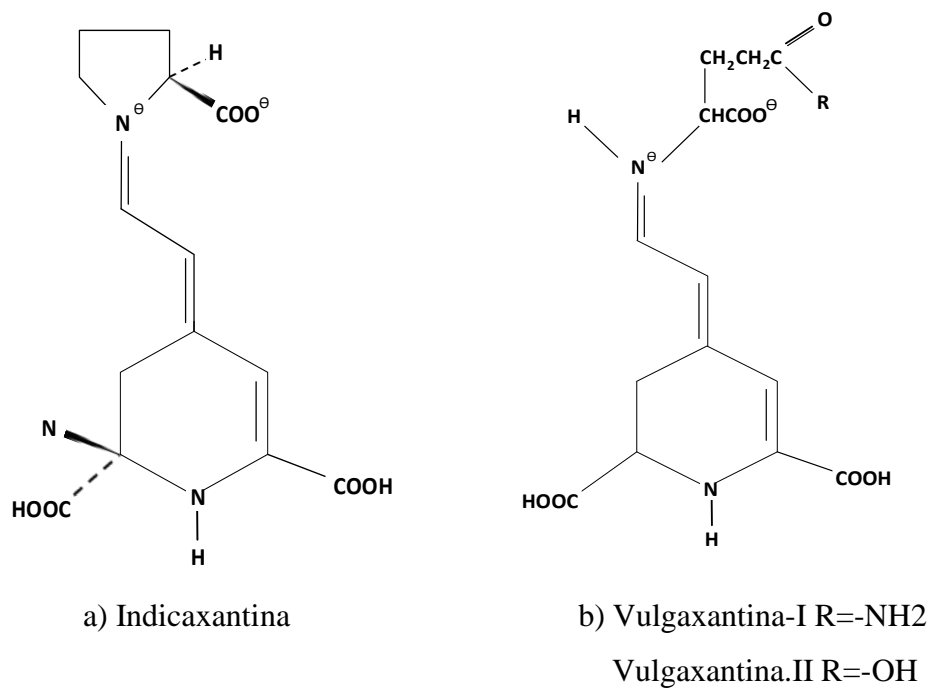
Isobetanidina R = H

**Figura 2: Estructura de las betacianinas.**

FUENTE: Fennema (2000).

#### 2.4.1.2. Betaxantinas

Las betaxantinas incluyen diferentes cadenas laterales de aminoácidos o aminas. Las modificaciones estructurales de las betaxantinas producen cambios hipso o batocrómicos. La indicaxantina fue la primera betaxantina que aisló y caracterizó, estructuralmente es similar a las betacianinas, pero con la particularidad de contener un residuo de prolina en lugar del grupo indol. La vulgaxantina I y II extraídos de la remolacha, difieren de la indicaxantina porque la prolina es sustituida por la glutamina o ácido glutámico (Fennema, 2000; Henriette, 2009).



**Figura 3: Estructura de la betaxantinas.**

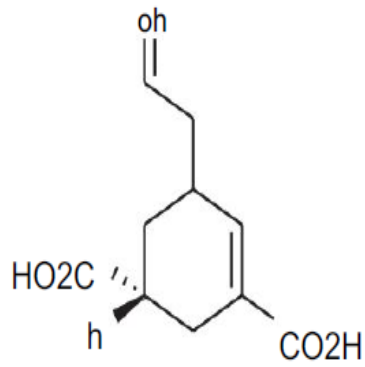
FUENTE: Fennema (2000).

#### 2.4.2. Propiedad física de la betalaína

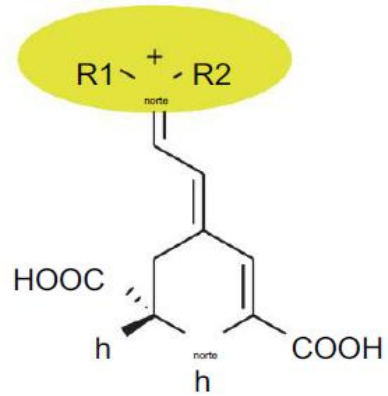
- La betanina con valores de pH de 4 a 7 no cambian y presentan una absorbancia de la luz 537 y 538 nm, en esos valores de pH no presentan un cambio en su coloración.
- Por debajo de pH 4, tiene un límite de absorbancia más corta de 535 nm a pH 2
- pH por encima de 7 tienen una absorbancia de 544 nm con un pH 9 Fennema (2000).

#### 2.4.3. Propiedad química de la betalaína

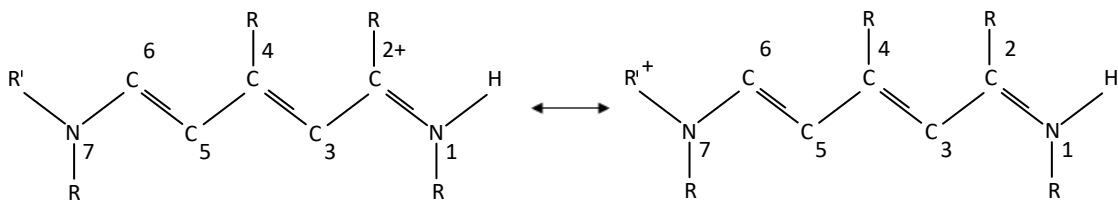
Las betalaínas resultan de la combinación de un ácido betalámico y una amina, ya sea primaria o secundaria. Químicamente las betalaínas abarca la 1,7-diazaheptametina 1,2,4,7,7-pentasustituida en su forma protonada, este pigmento se conoce como ácido betalámico que contiene en su estructura ácido 4-2 oxoetiliden-1-2,3,4-tetrahidropiridina-2,6-dicarboxílico, lo que explica la naturaleza ácida de las betalaínas (Akbar *et al.*, 2018). Cuando R no aplica la conjugación del sistema 1,7 diazaheptametina, el compuesto exhibe la máxima absorción de luz a 480 nm, característico de las betaxantinas, si la conjugación se amplía a R el máximo de adsorción de luz es de 540 nm característico de la betacianinas del color rojo (Fennema, 2000).



Ácido betalámico



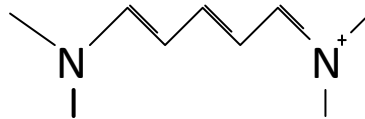
Fórmula general de la betalaína



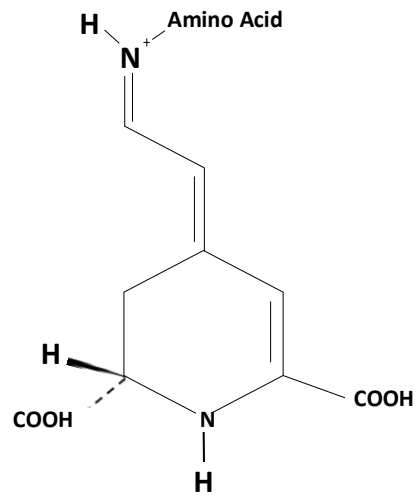
Catión diazaheptametina

**Figura 4: Estructura química del ácido betalámico y la betalaína.**

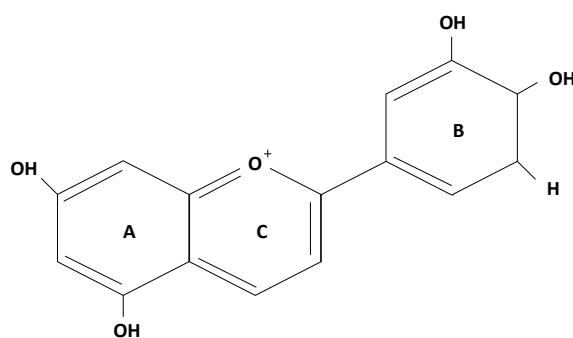
FUENTE: Akbar *et al.* (2018).



1,7-Diazaheptamethin



Betaxantine



Anthocyanin

**Figura 5: Unidades de construcción clave de betalainas.**

FUENTE: Akbar *et al.* (2018).

Estructuralmente las betalainas está compuesta de aglicona betanidina que va unida a  $\beta$ -glucósido en C-5. La estructura de la betacianina es la betanidina que está formada por la condensación de ciclo-DOPA (ciclo-3-4-dihidroxifenilalanina) con ácido betalámico con una longitud de onda de 406 nm. (Esatbeyoglu *et al.*, 2015). En el caso de las betalainas, los dobles enlaces en resonancia son los responsables de la variedad de colores que presentan. La resonancia de tres dobles enlaces es responsable de su color amarillo a una longitud de onda de 424 nm.

#### 2.4.4. Factores que influyen en las betalainas

##### 2.4.4.1. Temperatura

La temperatura ejerce una influencia determinante en la estabilidad de las betalainas en el proceso como en el almacenamiento, es decir, que al someter a un proceso térmico estos se pueden degradar por isomerización, desglicosilación, hidrólisis, deshidrogenación y descarboxilación. Las betalainas se mantienen estables a bajas temperaturas, siendo 4°C la temperatura óptima donde los compuestos betalámicos se mantienen estables (Flores *et al.*, 2019).

##### 2.4.4.2. pH

Las betalainas tienen estabilidad de pH en soluciones de 3 a 6, por encima de esos valores presentan una degradación del color, a un pH alcalino, la betanina se deteriora a ácido betalámico y ciclodopa-5-O-glucosido. Las betacianinas son estables en pH ácido a diferencia de las betaxantinas son resistentes a pH neutros, el pH ideal de los pigmentos de

betabel en condiciones anaerobias es 4 a 5 si la betalaína está en presencia de oxígeno el pH ideal es de 5.5 a 5.8 (Flores *et al.*, 2019).

#### **2.4.4.3. Luz**

La degradación del color se debe por la absorción de ondas UV, la luz causa una degradación de color en un 15,6% y el oxígeno en un 14,6%, no todas las fuentes de luz provocan la degradación de las betalaínas ya que sugieren que la luz azul e infrarroja inducen una acumulación de betacianinas (Flores *et al.*, 2019).

#### **2.4.4.4. Oxígeno**

Las betalaínas reaccionan en un estado aeróbico degradándose rápidamente el color. El oxígeno juega un papel importante en la degradación de betalaínas más aún si estos están almacenados a temperaturas mayores de 4°C y presencia de luz (Flores *et al.*, 2019).

#### **2.4.4.5. Metales**

El cobre, hierro, aluminio y estaño son los que influyen en la degradación de betalaínas afectando el color, para reducir se recomienda usar ácido cítrico (Flores *et al.*, 2019).

#### **2.4.4.6. Actividad de agua**

Las betalaínas son estables a una actividad de agua menores al 0.63, la liofilización y secado por atomización dan estabilidad ya que con estos procesos se reduce el contenido de agua (Flores *et al.*, 2019).

#### **2.4.4.7. Actividad enzimática**

La inestabilidad de betalaínas ocurre debido a la inactivación insuficiente de enzimas como las glucosidasas, polifenol oxidasas y peroxidasas. Las glucosidasas afectan en la formación de agliconas en betalaínas, mientras que las peroxidasas forman radicales y las polifenoloxidasas oxidan los compuestos fenólicos provocándose así la inactivación de betalaínas y su decoloración de los pigmentos betalámicos (Flores *et al.*, 2019).

### **2.4.5. Métodos de extracción de betalaínas**

En la Tabla 5 y Tabla 6, se detallan los métodos convencionales y no convencionales para la extracción de betalaínas.

**Tabla 5: Método de extracción convencional.**

<b>Método</b>	<b>Ventajas</b>	<b>Desventajas</b>
Maceración	Es un método sencillo y que no implica mucho costo.	Implica mayor tiempo de extracción, bajo rendimiento y uso de disolventes orgánicos.
Soxhlet	Procedimiento sencillo.	Elevado consumo energético y empleo de disolventes orgánicos.
Hidrodestilación	No requiere disolventes.	Requiere altas temperaturas, elevado consumo energético y mucho tiempo de extracción.

FUENTE: Castro *et al.* (2020).

**Tabla 6: Método de extracción no convencional.**

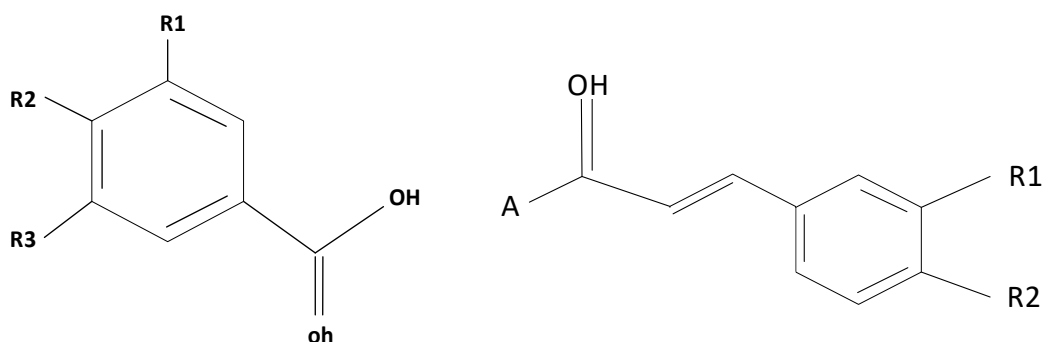
<b>Método</b>	<b>Ventajas</b>	<b>Desventajas</b>
Fluido supercrítico	La extracción es rápida, selectiva y no requiere limpieza adicional.	Cambios de temperatura y equipos especializados.
Líquido a presión	Extracción rápida y consumo reducido de disolventes.	Altas temperaturas y presión.
Asistido por ultrasonido	Bajo tiempo de extracción, bajo consumo energético y altos rendimientos.	Uso de disolventes orgánicos.
Asistido por microondas	Se puede realizar con o sin adición de disolventes.	Equipo especializado.
Campo eléctrico pulsado	Menor tiempo de extracción y mayor productividad.	Uso de disolventes y consumo energético.

FUENTE: Castro *et al.* (2020).

## 2.5. Polifenoles totales

Los polifenoles, compuestos de origen vegetal, se caracterizan por la presencia de uno o dos anillos aromáticos con grupos hidroxilo unidos. Los compuestos fenólicos se pueden encontrar en productos de origen vegetal y se clasifican según su estructura, ácidos fenólicos, flavonoides, estilbenos, lignanos y taninos. Los polifenoles debido a su capacidad

antioxidante eliminan productos tóxicos que dañan el organismo mediante reacciones oxidativas. La separación y determinación de este compuesto es tarea difícil debido a la cantidad de moléculas polifenólicas y la complejidad de la matriz de diferentes muestras de alimentos y las metodologías de separación son las de cromatografía líquida de alta resolución HPLC y la electroforesis capilar CE, incluidos UV-Vis, fluorescencia y espectrometría de masas MS. (Vidal *et al.*, 2022).



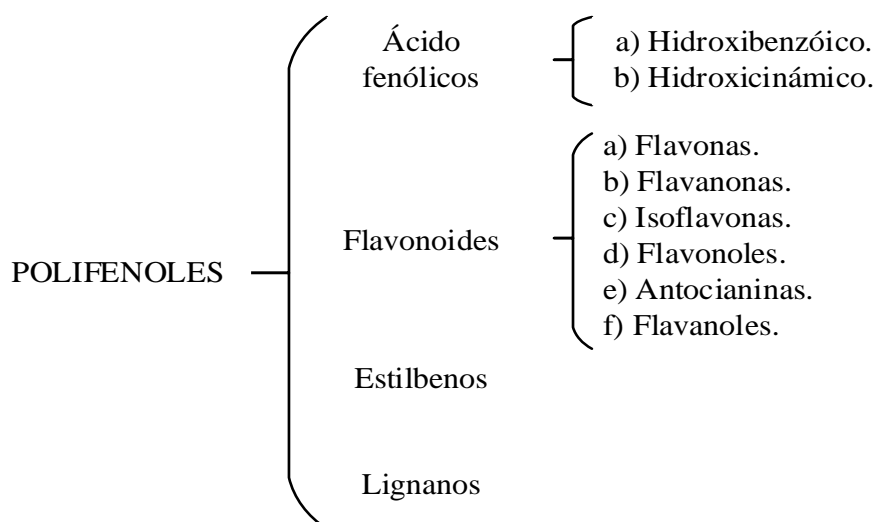
**Figura 6: Estructura básica de los ácidos fenólicos.**

FUENTE: Luna-Guevara *et al.* (2018).

Los ácidos fenólicos son compuestos bioactivos que participan en muchos de los procesos in vivo, función que ejerce la absorción de nutrientes, síntesis de proteínas, actividad enzimática fotosíntesis y alelopatía (Bonfill *et al.*, 2013). Los ácidos fenólicos están formados por un anillo aromático fenólico con un grupo carboxílico, formando una estructura básica que puede extenderse en diferentes clases, como los ácidos hidroxibenzoico, acetofenonas, ácidos fenilacéticos y hidroxicinámicos. Depende del número de carbono en la cadena que va unida en el grupo carboxílico C1, C2 O C3 que está añadido un fenol en el C6 (Luna-Guevara *et al.*, 2018).

### 2.5.1. Clasificación de los polifenoles totales

La clasificación de los compuestos fenólicos es de gran interés por su capacidad para actuar como conservantes naturales, mejorando su estabilidad y la vida útil de los productos alimentarios. Esta clasificación se muestra en la siguiente Figura 7:



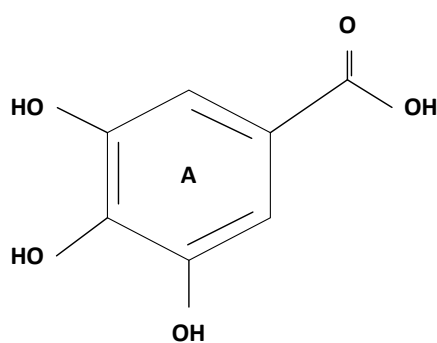
**Figura 7: Clasificación de los compuestos polifenólicos.**

FUENTE: Baas (2014).

La clasificación de los polifenoles se divide en varias clases y subclases que se caracterizan según el número y disposición de sus anillos aromáticos. Entre los grupos representativos se encuentran los ácidos fenólicos provenientes del ácido hidroxibenzoico y del ácido hidroxicinámico, así como los alcoholes fenólicos, estilbenos, lignanos y flavonoides tal como se muestran en la Figura 8.

La biosíntesis de los polifenoles se inicia a partir de las rutas del ácido shikímico y de los poliacetatos. La primera ruta, a través de la fenilalanina y la tirosina, conduce a la formación de una amplia gama de compuestos fenólicos, incluyendo ácidos cinámicos, fenoles simples, lignanos, curaminas y procedentes del fenilpropano. Por otro lado, la ruta de los poliacetatos, por su parte, contribuye a la biosíntesis de compuestos policíclicos como las quinonas y las xantonas (Quiñones *et al.*, 2012).

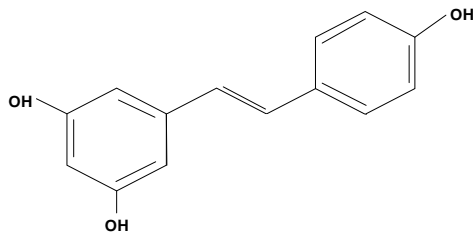
### Derivados del ácido hidroxibenzoico



Ácido Gálico

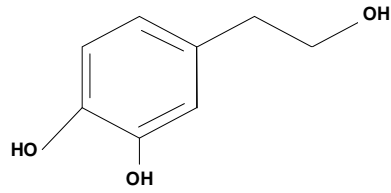
## Derivados del ácido hidroxibenzoico

### Estilbenos



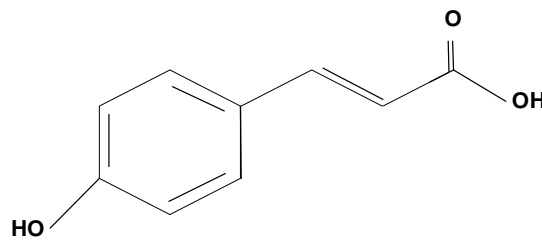
Resveratrol

### Alcoholes fenólicos



Tirosol

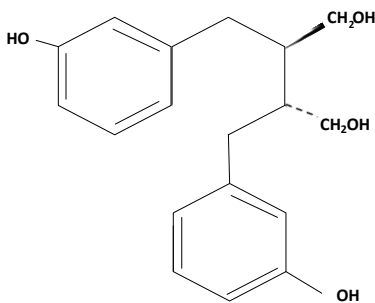
## Derivados del ácido hidroxicinámico



Ácido  $\rho$ -Cumárico

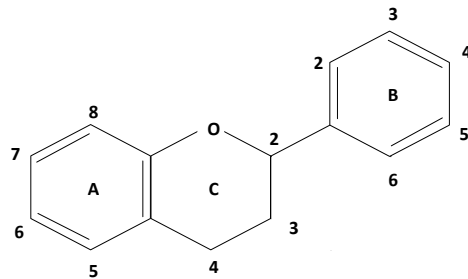
## Derivados del ácido hidroxicinámico

### Lignanos



Enterodiol

### Flavonoides



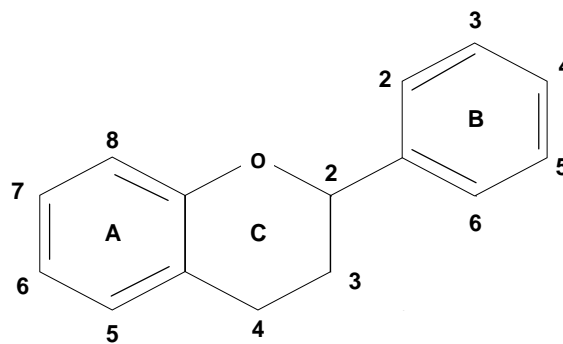
**Figura 8:** Núcleo estructural de los principales grupos de polifenoles.

FUENTE: Quiñones *et al.* (2012).

## 2.6. Flavonoides

Los flavonoides son pigmentos naturales, posee una estructura polifenólica y se encuentran en frutas, verduras y semillas. Poseen diversos efectos bioquímicos y antioxidantes que se relacionan con diferentes enfermedades. Los flavonoides son compuestos importantes en una variedad de aplicaciones nutraceuticas, farmaceuticas, medicinales y cosméticas (Burak

y Imen, 1999). Otro de los beneficios que tienen los flavonoides es que son anticancerígenos (Hernández *et al.*, 2019). El color amarillo en alimentos se debe en su mayoría a la presencia de carotenoides, algunos de estos efectos se deben a la presencia de flavonoides de tipo no antocianina, los cuales son responsables del color blanco en algunos vegetales, existe diferencia en algunas clases de flavonoides y esto se debe al estado de oxidación del puente tricarbónico, Las estructuras más comunes que existen en la naturaleza varían de flavan-3-oles (catequinas) a flavonoles (3-hidroxi flavonas) y antocianinas. Los flavonoides también comprenden la flavanona, flavononoides o dehidroflavonoles y los flavan-3,4-dioles (proantocianidinas). Las dihidrochalconas, chalconas, isoflavonas, neoflavonas y auronas estas no presentan el esqueleto básico de los flavonoides, pero si se relacionan químicamente por ende están incluidos dentro del grupo de flavonoides (Fennema, 2000).



**Figura 9: Estructura general de un flavonoide.**

FUENTE: Hernández *et al.* (2019).

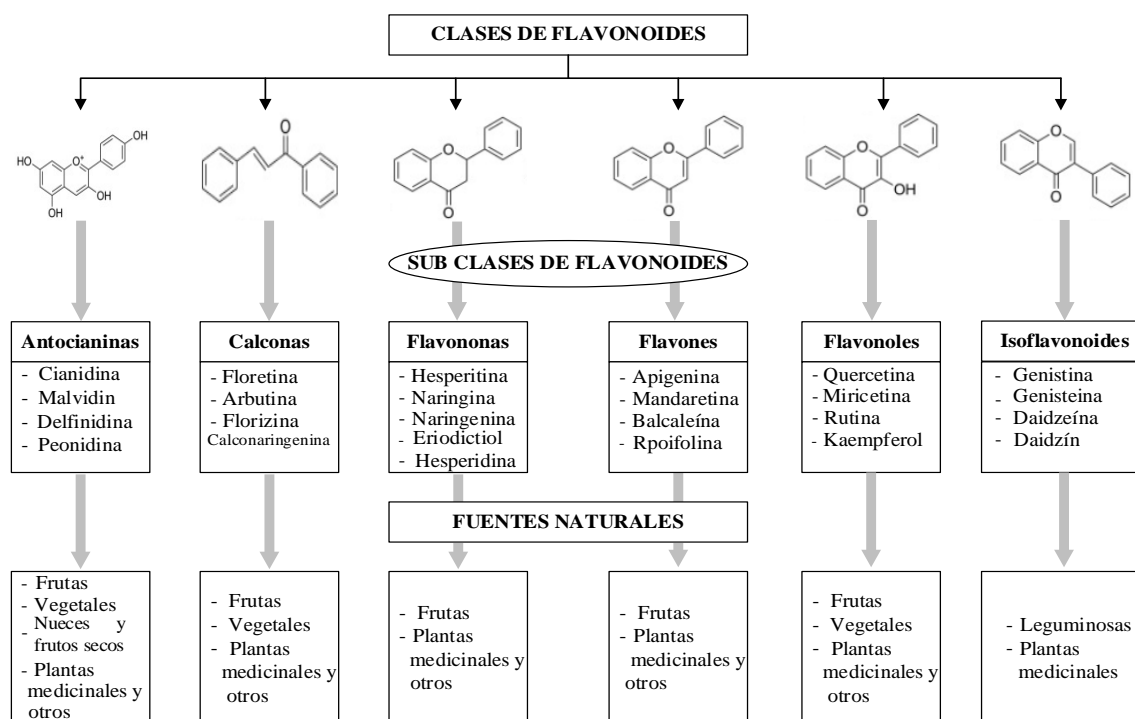
Los flavonoides están formados por 15 carbonos C<sub>6</sub>-C<sub>3</sub>-C<sub>6</sub>, tiene dos anillos aromáticos A y B, contiene grupo hidroxilo, unidos por una cadena lineal de 3 carbonos.

### 2.6.1. Clasificación de los flavonoides

- a) **Flavones:** Están presentes en hojas, flores y frutos, estas subclases de flavonoides pertenecen a la luteolina, la apigenina y la tangeretina Panche *et al.* (2016).
- b) **Flavonoles:** En su estructura tiene el grupo cetona, son construidos de proantocianinas y se encuentran abundantes en frutas y verduras. Los más estudiados son el kaempferol, la quercetina, la miricetina y la fisetina Panche *et al.* (2016).  
En comparación con las flavonas, los flavonoles presentan un grupo hidroxilo en la posición 3 del anillo C, que también puede estar glicosilado (Iwashina, 2013).
- c) **Flavanonas:** Están presentes en todos los cítricos. Esta subclase de flavonoides pertenece a la hesperidina, la naringenina y el erodictiol. Además, que estos son

beneficiosos para la salud debido a sus propiedades eliminadoras de radicales libres, son responsables del sabor amargo de ciertas bebidas de fruta y la piel de algunos cítricos Panche *et al.* (2016).

- d) **Isoflavonoides:** Se encuentran en la soja y en algunas leguminosas, también algunos de estos están presentes en los microbios (Matthies *et al.*, 2008), proveniente de la estructura 3-fenil cromen-4-ona (3-fenil-1,4-benzopirona).
- e) **Los neoflavonoides:** Se distinguen por su núcleo central de 4-fenilcromen (4-fenil-1,2-benzopirona) y la ausencia de un hidroxilo en la posición 2 del anillo cromen, lo que la diferencia de otros flavonoides. La primera isoflavona aislada, la calofilolida, fue obtenida en 1951 a partir de las semillas de *Calophyllum inophyllum*. También se encuentra en la corteza y la madera de la planta endémica de Sri Lanka Mesua thwaitesi (Garazd *et al.*, 2003).
- f) **Flavonoides:** Proveniente de la estructura 2-fenil cromen-4-ona (2-fenil-1,4-benzopirona).



**Figura 10: Clases de flavonoides.**

FUENTE: Panche *et al.* (2016).

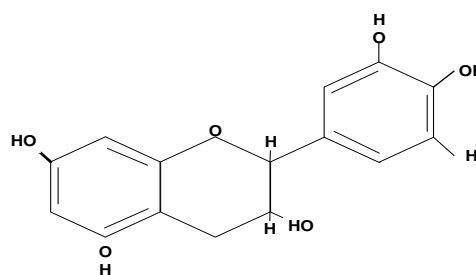
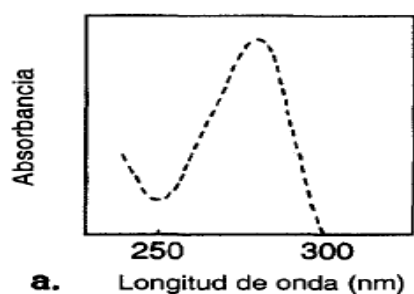
### 2.6.2. Estructura química de los flavonoides

Los flavonoides son compuestos orgánicos de bajo peso molecular cuya estructura básica está formada por una flavona con 15 átomos de carbono. Esta estructura incluye dos anillos

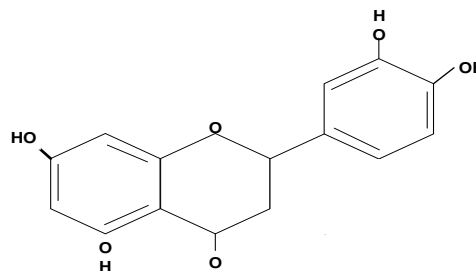
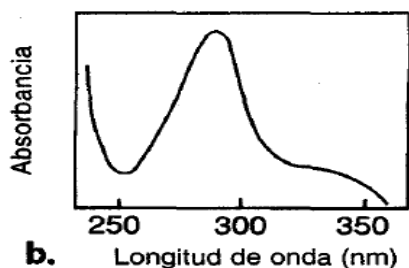
bencénicos, conectados a un heterociclo de pirano. La posición del anillo B de catecol en el anillo C de pirano (heterocíclico) y el número y posición de los grupos hidroxilo en el grupo catecol del anillo B influyen en la capacidad antioxidante de los flavonoides (D'Amelia *et al.*, 2018).

### 2.6.3. Propiedades físicas de los flavonoides

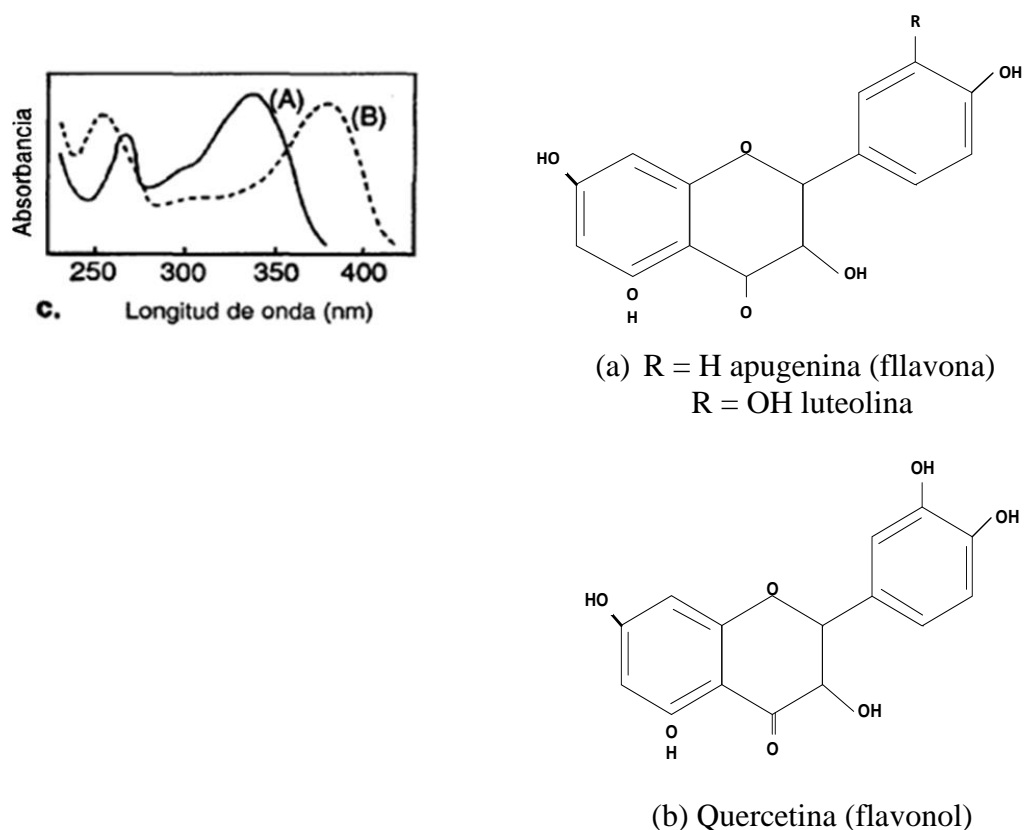
La absorción de luz en los flavonoides demuestra una relación de color e instauración de una molécula y el impacto de auxóchromos. Los flavanoles con sustituyentes hidroxilo, Catequina y proantocianidina, la instauración se interrumpe entre dos anillos de benceno y por ende la adsorción de luz es parecida a los fenoles, la adsorción máxima de luz es de 275 y 280 nm. (Figura 6 A). La flavanona naringenina, el grupo hidroxilo solo existen en conjugación con el grupo carbonilo en C-4 por ende no ejercen su característica aux crómicas (Figura 6 B) y su absorción de luz es similar a los flavanos. Para el caso de la flavona luteolina el grupo hidroxilo se asocia a ambos anillos bencénicos y ejerce su característica aux crómicas por la conjugación del C-4 (Figura 6 C). Tienen una absorción de luz en longitudes de onda mayores de 350 nm se asocia con el anillo B, a longitudes de onda menores se asocian al anillo A. El grupo hidroxilo en C-3 del flavonol quercetina causa un nuevo desplazamiento hacia longitudes de onda todavía mayores (380 nm) para la absorción máxima de la luz, comparada con la de las flavonas (Figura 6 C) (Fennema, 2000).



Catequina (flavano)



Naringenina (flavonona)



**Figura 11: Espectros de absorción de flavonoides específicos.**

FUENTE: Fennema (2000).

#### 2.6.4. Métodos de extracción de los flavonoides

Los métodos convencionales y no convencionales para la extracción de los flavonoides, se detallan en la Tabla 7 y Tabla 8.

**Tabla 7: Método de extracción convencional.**

Método	Descripción
Maceración	Se remoja el material sólido en un solvente etanol o agua.
Percolación	Se remoja el material sólido en un solvente, de esta manera se logra la extracción por medio de difusión, en esta técnica se le agrega solvente de manera constante.
Extracción Soxhlet	La muestra sólida, previamente pulverizada, se introduce en un cartucho de material poroso alejado en la cámara de la extracción Soxhlet. El disolvente, al ser calentado en el matraz, se vaporiza y sus vapores se condensan, los cuales son arrastrados por el disolvente hacia el matraz.

FUENTE: Ramirez (2020).

**Tabla 8: Método de extracción no convencional.**

<b>Método</b>	<b>Descripción</b>
Extracción asistida por ultrasonido (EAU)	Se utilizan ondas ultrasónicas, donde se produce cavitación, la onda del ultrasonido se propaga en las moléculas del medio y se forman burbujas de cavitación. La transferencia de calor mejora la eficiencia de extracción.
Extracción asistida por microondas (MAE)	EUA incluye bajo consumo de solvente y energía, la reducción de temperatura y poco tiempo de extracción. La radiación de microondas actúa sobre los dipolos de materiales polares y polarizables. Provocan un calentamiento cerca de la superficie. Se utilizan menos solventes tóxicos, poco tiempo de extracción, menos consumo de energía y menos costos.
Extracción de líquido presurizado (PLE)	Aplica alta presión, los solventes permanecen líquidos por encima de su punto de ebullición, requiere menos tiempo de extracción y menos consumo de energía
Extracción de fluido supercrítico (SFE)	SFE se define como fluido por encima de su temperatura y presión crítica específica. Se requiere una presión mínima para convertir un gas en un estado líquido a su propia temperatura.
Extracción de flavonoides asistida por enzimas (EAE)	Es un pretratamiento enzimático se realiza con la adición de enzimas hidrolizantes como celulosa, amilasa y pectinasa durante la extracción, con el uso de enzimas, la pared celular se rompe los polisacáridos estructurales, los cuerpos lipídicos se hidrolizan.
Dispersión de fase sólida de matriz (MSPD)	Este proceso implica homogeneización, extracción y purificación simultáneas.
Extracción por cavitación por presión negativa (NPCE).	En la etapa inicial del proceso se introduce a una corriente de nitrógeno en el sistema de extracción. Este proceso promueve turbulencia, colisión y transferencia de masa entre el extractor y la matriz de la planta.

FUENTE: Gioffre (2023).

## 2.7. Microencapsulación

La microencapsulación es una tecnología que consiste en atrapar materiales sólidos, líquidos o gaseosos con una película continua como recubrimiento o agente encapsulante para formar pequeñas cápsulas (Neves *et al.*, 2021), aumentando su vida útil y protegiendo contra la luz, la humedad, las reacciones con otros productos y el oxígeno (Souza, 2021), cuya estructura es relativamente simple y es aceptada en el sector alimentario (Pereira *et al.*, 2018). El estudio de la microencapsulación de compuestos bioactivos, como compuestos fenólicos a partir de extractos naturales, no es muy común, siendo encontrado, principalmente, en trabajos relacionados con la microencapsulación de compuestos purificados o sintetizados en el laboratorio (Shishir y Chen, 2017).

Nedovic *et al.* (2011), mencionan las ventajas de microencapsulación:

- Mejora las propiedades del material encapsulado, enmascarando las características organolépticas desagradables (sabores, olores y color) de algunos materiales.
- Permite la optimización de formulaciones con respecto a la modulación de liberación de la sustancia a encapsular.
- Disminuye la toxicidad del compuesto bioactivo.
- Controla la biodisponibilidad.
- Protege los compuestos volátiles, evitando su pérdida.
- Protege las sustancias de los agentes atmosféricos (luz, humedad, calor, oxígeno entre otros.).

### 2.7.1. Métodos de microencapsulación

Los métodos de microencapsulación dependen de una serie de factores interrelacionados, tales como el costo de producción, el tamaño de partícula, la aplicación final del producto y el perfil de liberación deseada. Según Ozkan *et al.* (2019), reportan diversos métodos los cuales se dividen en tres grupos:

- **Métodos físicos:** Secado por atomización, liofilización, evaporación de solventes, lecho fluidizado, precipitación de fluidos supercríticos y evaporación de solventes.
- **Métodos químicos:** Polimerización in situ y acomplejamiento de inclusión molecular.

- **Métodos fisicoquímicos:** Gelificación iónica, emulsificación, coacervación y liposomas.

Estos métodos dependen del tamaño de microcápsula deseado. En la actualidad el proceso de secado por atomización y la extracción son más empleadas en la industria alimentaria, debido a los bajos costos y con procesos simples y flexibles (Shishir y Chen, 2017).

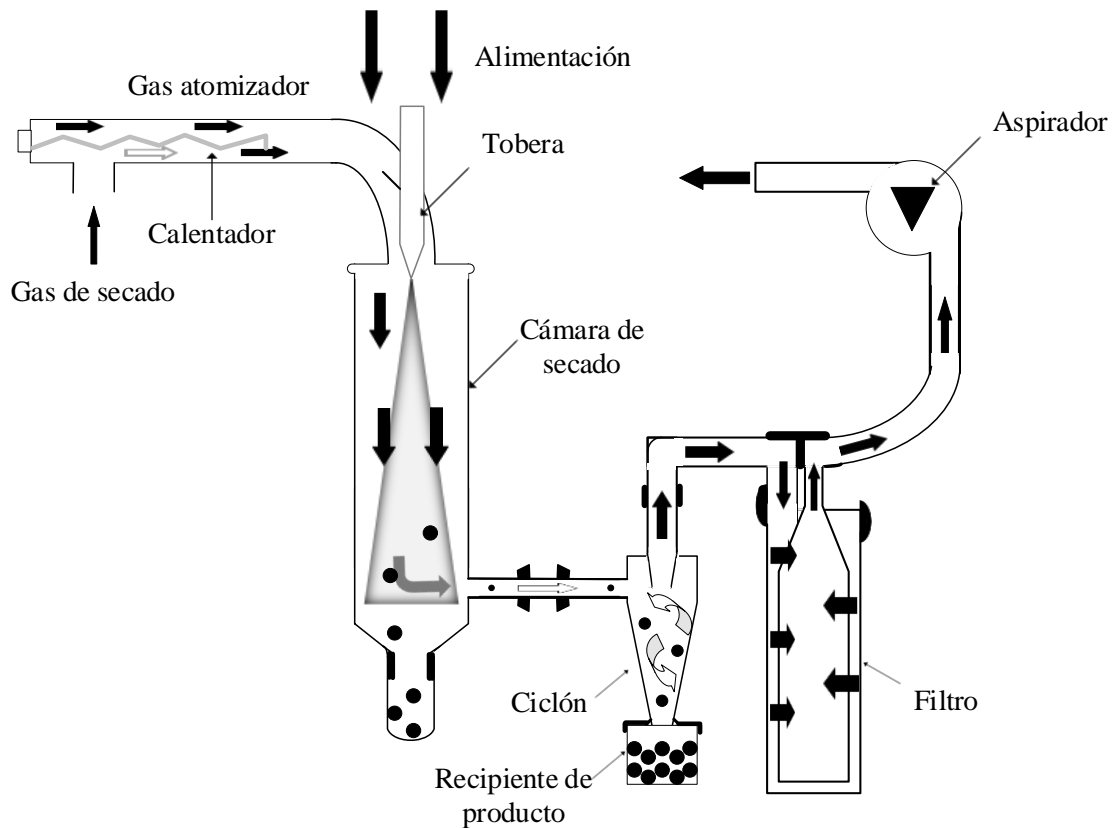
#### **a. Secado por atomización**

El secado por atomización es un método de encapsulación relacionada con la atomización, es ampliamente utilizado en la industria alimentaria como acidulantes, aromatizantes, edulcorantes, colorantes, aceites, vitaminas, minerales, enzimas y microorganismos (Barroso, 2020; Ray *et al.*, 2016). Este método tiene la capacidad de convertir una suspensión de base biológica en un polvo seco por medio de un inyector que incluye una corriente de gas de secado caliente, que provoca una rápida evaporación del solvente y la producción de sistemas secos (De Souza *et al.*, 2017), y por ende tiende a conservar atributos sensibles de calidad, por ejemplo, nutrientes, colores y sabores.

Según Schafroth *et al.* (2012), indican que el proceso de secado por atomización, consta de tres pasos fundamentales:

1. Primer paso: Homogeneización del extracto y los agentes microencapsulante se atomiza.
2. Segundo paso: La solución alimentada se somete a un proceso de secado por el cual un gas caliente, al entrar en contacto con ella, provoca la evaporación del solvente, dejando como residuo el soluto.
3. Tercer paso: Acumulación de partículas secas, también conocidas como microcápsulas, se realiza mediante el uso de ciclones o filtros.

El secado por atomización es un proceso relativamente simple y ofrece varias ventajas como método de encapsulación (De Souza *et al.*, 2017), los parámetros a tener en cuenta son: las temperaturas de entrada y salida del aire de secado, el flujo de alimentación, el tiempo y el acondicionamiento de materia prima, estos parámetros junto con el encapsulante son responsables para la eficiencia del proceso (García-Gutiérrez *et al.*, 2004; Nunes *et al.*, 2015).



**Figura 12:** Esquema ilustrativo del proceso de microencapsulación por secado por atomización.

FUENTE: Santos (2014).

### **b. Agentes utilizados para la microencapsulación**

En la industria alimentaria los métodos de encapsulación son limitados, además, existe una gran variedad de materiales que pueden ser utilizados como agentes encapsulantes en el secado por atomización (Corilla, 2019; Dordević *et al.*, 2016; García-Gutiérrez *et al.*, 2004), básicamente son:

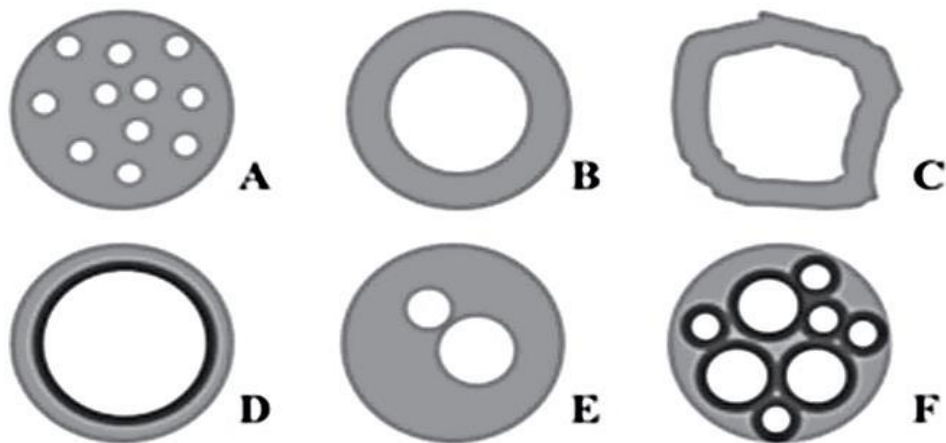
- **Carbohidratos:** Maltodextrinas, almidón y derivados, ciclodextrinas, dextrinas, quitosano,
- **Celulosas:** Carboximetilcelulosa y metilcelulosa.
- **Gomas:** Goma arábica, agar, carragenano, mezquite y alginato de sodio
- **Lípidos:** Ceras, parafinas, grasas y aceites.
- **Proteínas:** Gelatina, proteína de soya, caseinatos, albúmina, péptidos, suero de leche y zeína.

El material encapsulante más utilizado en el secado por atomización es la maltodextrina, ya que son incoloras, inodoras y de baja viscosidad a altas concentraciones, además permiten la formación de polvos de libre flujo sin enmascarar el sabor original (Dordević *et al.*, 2016), además, aumenta el rendimiento, reducen la pegajosidad y la higroscopicidad del producto en polvo (Shishir y Chen, 2017), también es utilizado como encapsulante las gomas y el almidón comercial y/o modificado.

### c. Morfología de microcápsulas

Las microcápsulas son diminutas esferas, que son rodeadas por una membrana protectora, es decir, esta envoltura, a menudo esférica y semipermeable, actúa como una barrera que controla la liberación del material contenido. Las micropartículas obtenidas pueden variar en tamaño, desde 1 hasta 100  $\mu\text{m}$ . El tamaño y forma de las microcápsulas dependen del material activo y del proceso para la fabricación (Estevinho *et al.*, 2013; Lorenzoni *et al.*, 2015).

La Figura 13, presenta los principales modelos de microcápsulas, donde: A) Matriz, B) microcápsula simple, C) microcápsula irregular, D) microcápsula de pared múltiple, E) microcápsula de núcleos múltiples, y F) agregado de microcápsulas.



**Figura 13: Morfología en diferentes formas de microcápsulas.**

FUENTE: Estevinho *et al.* (2013).

## **CAPÍTULO III**

### **MATERIALES Y MÉTODOS**

#### **3.1. HIPÓTESIS DE LA INVESTIGACIÓN**

##### **3.1.1. Hipótesis General**

Existe efecto significativo al evaluar la extracción y microencapsulación del extracto hidroalcohólico de compuestos bioactivos de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) Negra Collana mediante el método secado por atomización.

##### **3.1.2. Hipótesis Específicas**

- El extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana con mayor contenido de compuestos bioactivos depende de la temperatura y pH en la extracción por el método sólido-líquido.
- Las matrices poliméricas y la temperatura de entrada y salida influyen de manera favorable en la técnica de microencapsulación al mejor tratamiento de compuestos bioactivos extraídos de la quinua negra collana.
- Las propiedades fisicoquímicas y físicas tienen relación directa con las microcápsulas obtenidas de la quinua Negra Collana
- Las características morfológicas tienen relación directa con las microcápsulas obtenidas de la quinua Negra Collana.

#### **3.2. MATERIALES Y MÉTODOS**

##### **3.2.1. Lugar de Ejecución**

El presente trabajo de investigación se desarrolló en el laboratorio de la Escuela Profesional de Ingeniería en Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional de Juliaca (UNAJ) - Sede Ayabacas. El secado por atomización y los análisis fisicoquímicos y físicas se realizaron en el laboratorio de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional

del Centro del Perú – Huancayo. Las características morfológicas se desarrollaron en el Centro de Microscopía Electrónica Técnica de Laboratorio – Universidad Nacional de San Agustín – Arequipa.



**Figura 14: Ubicación geográfica de la Universidad Nacional de Juliaca – Sede Ayabacas.**

FUENTE: Google Maps (2024a).



**Figura 15: Ubicación geográfica de la Universidad Nacional del Centro del Perú Huancayo.**

FUENTE: Google Maps (2024b).



**Figura 16: Ubicación geográfica de la Universidad Nacional San Agustín – Arequipa.**

FUENTE: Google Maps (2024c).

### 3.2.2. Materia Prima

En el presente trabajo se utilizó como materia prima la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) de variedad INIA 420 - Negra Collana sin procesar (Figura 17), que fue adquirida del Instituto Nacional de Investigación Agraria INIA – Puno.



**Figura 17: Quinua INIA 420 - Negra Collana.**

FUENTE: INIA (2009).

### 3.2.3. Materiales, Equipos, Reactivos e Insumos

#### a. Materiales

- Papel aluminio.
- Vasos precipitados 250-500 ml.
- Bolsas herméticas de polietileno.
- Campana de desecación.
- Pipetas de 1, 5, 10 ml.
- Gradillas.
- Buretas.
- Papel toalla.
- Placa Petri.
- Matraz Erlenmeyer 10-25 ml.
- Probeta 100-250 ml.
- Capsula de porcelana 10-30 ml.
- Tubos eppendorf.
- Cronómetro.
- Picnómetro de gases.

## **b. Equipos**

- Atomizador, Mini Spray Dryer, modelo B-290 Buchi.
- Balanza analítica 0-500 g.
- Balanza de plataforma 0-10 kg.
- Agitador Vortex múltiple.
- Molino pulverizador eléctrico de granos 700 - 1000 g.
- Espectrofotómetro.
- Refractómetro.
- Centrífuga.
- Medidor de actividad de agua (Marca: AQUALAB, modelo: 3TE).
- Colorímetro portátil, Konica minolta.
- Estufa (Marca: Memmert, modelo: UN200).
- Potenciómetro.
- Viscosímetro de Fungilab.
- Microscopía Electrónica de Barrido: Scios 2 DualBeam Microscopes (Thermo Fisher).

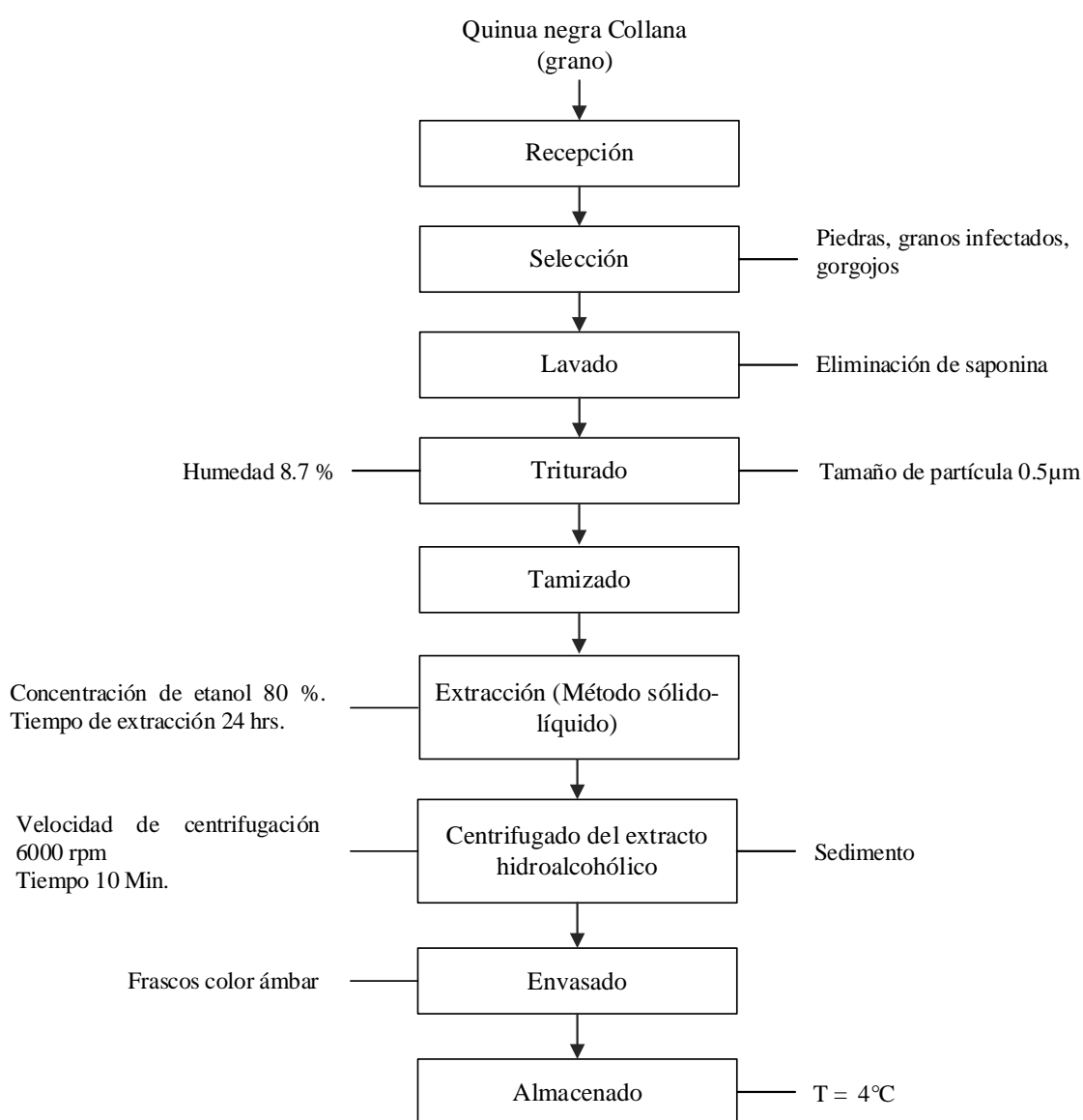
## **c. Reactivos e insumos**

- Maltodextrina.
- Gelatina sin sabor.
- Agua destilada.
- Folin-Ciocalteu.
- Concentración de etanol 80%
- Carbonato de sodio ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ).
- Cloruro de sodio.
- Catequina.
- Acetato de Potasio.
- Cloruro de aluminio.
- Solución Buffer.
- Sulfato de sodio ( $\text{Na}_2\text{SO}_4$ ).

### 3.3. METODOLOGÍA EXPERIMENTAL

Para la extracción de compuestos bioactivos de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) Negra Collana por el método sólido-líquido y para la microencapsulación de compuestos bioactivos de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) Negra Collana, se realizó de acuerdo a los siguientes diagramas de proceso:

#### a. Diseño experimental del proceso de extracción de compuestos bioactivos de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) Negra Collana por el método sólido-líquido



**Figura 18: Diagrama de flujo del proceso de extracción de compuestos bioactivos de la quinua Negra Collana por el método sólido-líquido.**

## Descripción del diagrama de flujo

A continuación, se describe cada una de las etapas del proceso:

**Recepción:** La recepción de la materia prima se realizó en los laboratorios de la Escuela Profesional de Ingeniería en Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional de Juliaca, el cual ingresó 5 kg de quinua Negra Collana.

**Selección:** Se realizó la selección en forma manual las unidades defectuosas: piedras, parte de tallos, granos infectados, gorgojos, etc. Este paso es fundamental para asegurar la excelencia del producto final.

**Lavado:** En este proceso se acondicionó el grano de quinua remojándola por un tiempo de 30 minutos en agua a temperatura ambiente en una relación de 3:1 (3 de agua:1 de quinua) con el fin de facilitar la desaponificación, eliminando posteriormente en el lavado y fricción manual hasta que no se forme más espuma (Borda y Gamarra, 2003). Para determinar la saponina del grano de quinua se utilizó el método de espuma (afrosimétrico) estipulado por INDECOPI (2014). Los resultados se expresaron en porcentaje.

$$\% \text{ de saponina} = \frac{(0.646 \times h) - 0.104}{m \times 10}$$

Donde:

h = altura de espuma, en cm.

m = masa de la muestra, en g.

**Secado:** Este proceso se realizó en una mufla controlando la temperatura, el tiempo y la humedad del grano de la quinua. Según la NTP 205.062 (2014), se secan hasta alcanzar un contenido de humedad del grano de la quinua que no debe exceder al 12.5 %. Este parámetro es crucial porque la humedad influye directamente en la calidad, conservación y vida útil del grano.

**Triturado:** En este proceso el contenido de humedad del grano de quinua fue de 8.7 % y se midió el tamaño de partícula. Según la NTP 205.062 (2014), establece especificaciones de los tamaños de los granos de quinua: granos mayores a 1.70 mm; grano mediano a 1,70 a 1,40 mm y granos pequeños menores a 1,40 mm, posterior al análisis realizado, se llevó a

cabo la molienda utilizando un molino pulverizador eléctrico, donde los granos se trituran hasta obtener un tamaño de partícula específica de 0.5 mm (Quenta y Verapinto, 2017).

**Tamizado:** Se utilizó un tamiz para clasificar la harina en diferentes fracciones según su tamaño de partícula.

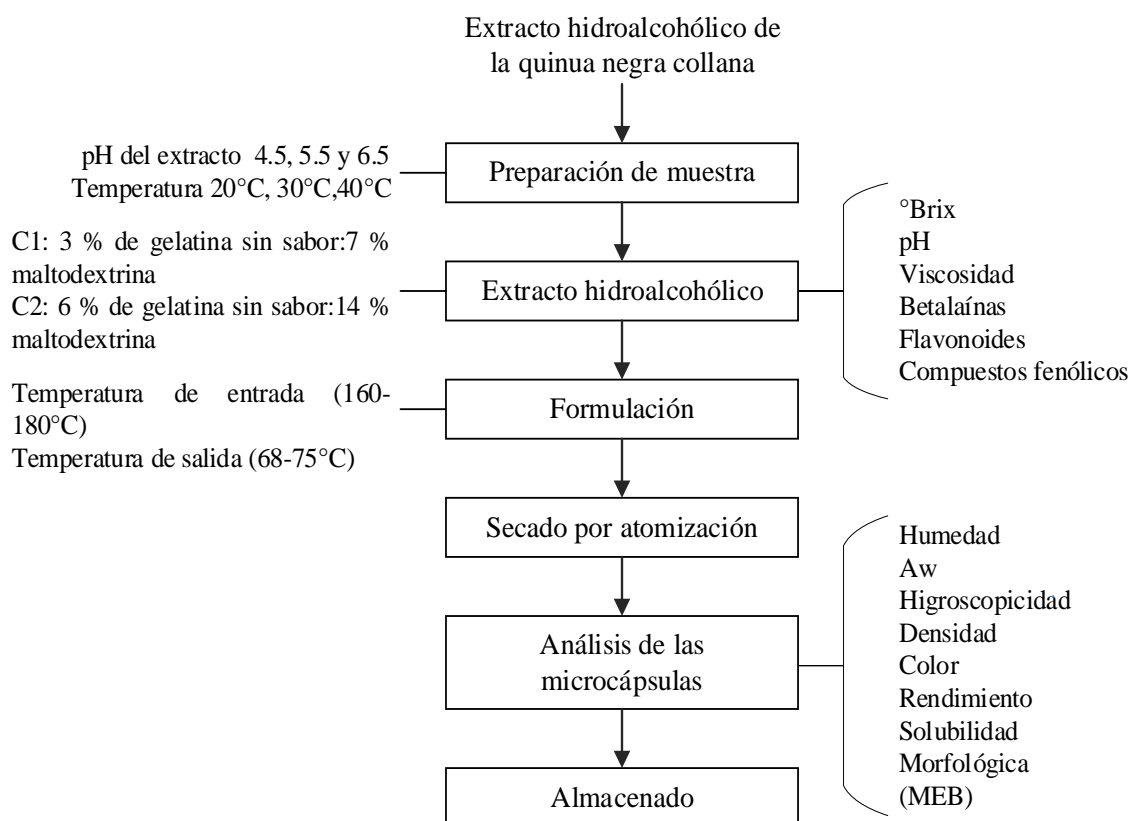
**Extracción sólido-líquido (lixiviación):** Se realizó la extracción del extracto hidroalcohólico de harina de quinua Negra Collana, en relación de 1:10 (10 g de muestra: 100 ml de solvente etanol al 80 %), dejándolo reposar la muestra a temperatura ambiente durante 24 horas. Durante ese tiempo, la muestra se concentra, permitiendo que el pigmento migre hacia el etanol, llevando a cabo la extracción sólido-líquido (lixiviación). Después de 24 horas de almacenamiento, se procedió a filtrar los frascos del extracto hidroalcohólico de compuestos bioactivos obtenidas de la quinua Negra Collana utilizando papel filtro, para separar las partes sólidas del extracto hidroalcohólico (Benites, 2015).

**Centrifugado del extracto hidroalcohólico:** Después de la filtración, las muestras se centrifugaron a una velocidad de 6000 rpm durante 10 minutos a una temperatura de 4 °C cuya finalidad es separar los sólidos insolubles del extracto, obteniendo un concentrado que contiene los compuestos bioactivos disueltos.

**Envasado:** El extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana se envasó en frascos de color ámbar para proteger de los factores externos y evitar la degradación de los compuestos bioactivos debido a que son termo sensibles a la presencia de luz y la oxidación.

**Almacenado:** Finalmente, se almacenaron a una temperatura de 4 °C en envases de vidrio de color ámbar para protegerlo hasta el momento de su uso. Este control es crucial para prolongar su vida útil del extracto.

**b. Diseño experimental del proceso de microencapsulación de compuestos bioactivos de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) Negra Collana**



**Figura 19: Diagrama de flujo del proceso de microencapsulación de compuestos bioactivos de la quinua Negra Collana.**

**Descripción del diagrama de flujo**

A continuación, se presenta la descripción de cada una de las etapas del proceso:

**Preparación de muestra:** En este proceso se sometió el extracto hidroalcohólico a baño maría a temperaturas de 20 °C, 30 °C y 40 °C para la identificación y cuantificación de compuestos bioactivos.

Se ajustó el pH del extracto hidroalcohólico a 4.5, 5.5 y 6.5 con C6H8O7 al 1N en relación p/v.

Estos factores son críticos para maximizar la extracción de los compuestos bioactivos.

**Formulación:** Se procede a formular la mezcla que será sometida al proceso de microencapsulación. Se realizó las siguientes formulaciones del material encapsulante:

- C1: 3 % de gelatina sin sabor y 7 % de maltodextrina.
- C2: 6 % de gelatina sin sabor y 14 % de maltodextrina.

Estas matrices poliméricas ayudan a estabilizar y proteger los compuestos bioactivos (betalaínas, flavonoides y compuestos fenólicos), durante el proceso de secado por atomización.

**Secado por atomización:** De acuerdo el diseño experimental, se pesó cada uno de los agentes microencapsulantes maltodextrina y gelatina sin sabor para cada tratamiento, se continuó con la mezcla hasta conseguir una emulsión totalmente homogénea.

Se emplearon condiciones de secado rigurosas, con temperaturas de entrada 160 °C y 180 °C, mientras que la temperatura de salida se fluctuó en un rango de 68 a 75°C. La velocidad de la alimentación se fijó en un promedio de 12,5 ml/min., y el proceso se llevó a cabo en un ambiente de 17 °C aproximadamente. Además, la incorporación de un encapsulante permitió mejorar la eficiencia del secado y proteger al principio activo de la humedad.

**Análisis de las microcápsulas:** En este procedimiento se realizaron los siguientes análisis fisicoquímicas y físicas de las microcápsulas: humedad, actividad de agua, higroscopicidad, densidad, color, rendimiento, morfología utilizando Microscopía Electrónica de Barrido (MEB), para observar la estructura y forma de las micropartículas, metodologías descritas en los anexos 1, 4, 9, 10, 11, 13 y 14.

**Almacenado:** Finalmente, las microcápsulas se almacenaron en bolsas polietilenos a una temperatura ambiente. El almacenamiento adecuado es crucial para preservar la estabilidad de los compuestos bioactivos microencapsulados, evitando su degradación con el paso del tiempo.

### **3.4. METODOLOGÍA EXPERIMENTAL POR OBJETIVO**

A continuación, se presenta la metodología para los objetivos específicos.

**3.4.1. Para el objetivo N° 1: Determinar el efecto de temperatura y pH en la extracción de compuestos bioactivos de la quinua Negra Collana por el método sólido-líquido.**

**a. Identificación de variables**

• **Variables independientes**

- Temperatura: T1= 20 °C, T2= 30 °C y T3= 40 °C
- pH: pH1= 4.5, pH2= 5.5 y pH3= 6.5

• **Variables dependientes**

- Compuestos bioactivos (Betalaínas, flavonoides y compuestos fenólicos).

**b. Diseño experimental**

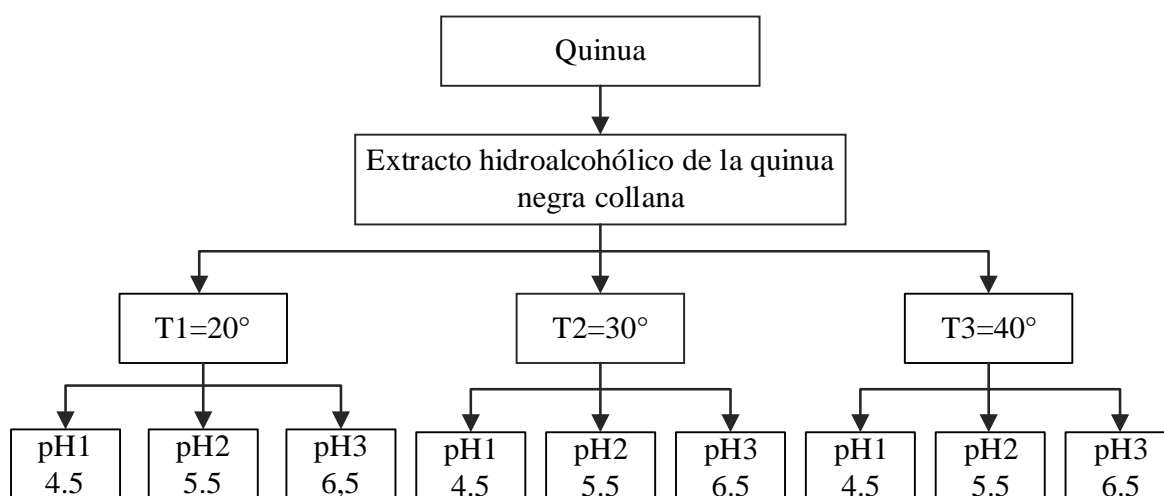
Se empleó el Diseño Completamente al Azar (DCA), realizando cada tratamiento con 3 réplicas, teniendo como variables independientes la temperatura y pH y como variables dependientes los compuestos bioactivos (Betalaínas, Flavonoides y Compuestos Fenólicos).

Para la extracción se utilizó el solvente etanol al 80 % (Dichos parámetros fueron constante para la parte experimental).

Donde:

Temperatura: T1= 20 °C; T2 = 30 °C y T3= 40 °C

pH: pH1= 4.5; pH2= 5.5 y pH3= 6.5



### c. Análisis estadístico

Utilizando el software estadístico Minitab, se realizó un análisis factorial 3x3 para evaluar el efecto de tres factores sobre la variable de respuesta. Para determinar si existen diferencias significativas entre los tratamientos, se aplicó la prueba de Tukey para comparaciones múltiples a un nivel de confianza del 95 %.

#### El modelo de la ecuación:

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

$Y_{ijk}$  = Observación del experimento (% retención de compuestos bioactivos).

$\mu$  = Media poblacional.

$\alpha_i$  = Efecto debido al i-ésimo nivel del factor A, (Temperatura = 20 °C, 30 °C y 40 °C).

$\beta_j$  = Efecto debido al j-ésimo nivel del factor B, pH (4,5; 5,5 y 6,5).

$(\alpha\beta)_{ij}$  = Efecto de interacción en la combinación ij (Temperatura vs pH).

$\varepsilon_{ijk}$  = Error experimental.

### d. Matriz de diseño para el objetivo 1

**Tabla 9:** *Matriz de experimento factorial 3x3 para la extracción de compuestos bioactivos de la quinua Negra collana.*

Variable independiente		Variable dependiente		
Factores		Compuestos bioactivos		
Temperatura	pH	Betalaínas	Flavonoides	Compuestos fenólicos
20°C	4.5	-	-	-
	5.5	-	-	-
	6.5	-	-	-
30°C	4.5	-	-	-
	5.5	-	-	-
	6.5	-	-	-
40°C	4.5	-	-	-
	5.5	-	-	-
	6.5	-	-	-

#### **e. Métodos de análisis**

Se determinó los siguientes análisis al extracto hidroalcohólico de compuestos bioactivos (Betalaínas, Flavonoides y Compuestos Fenólicos) de la quinua Negra Collana:

- Procedimiento para la determinación de los grados °Brix (AOAC 931.12, 2005). (Anexo 2).
- Determinación de pH (AOAC 981.12, 2005). (Anexo 3).
- Determinación de la viscosidad (Barreto *et al.*, 2017). (Anexo 5).
- Determinación de betalaínas (método de espectrofotométrico) (Castellanos-Santiago y Yahia, 2008). (Anexo 6).
- Determinación de flavonoides (método de tricloruro de aluminio) (Tarquino, 2018). (Anexo 7).
- Determinación de compuestos fenólicos (Kim *et al.*, 2003). (Anexo 8).

#### **3.4.2. Para el objetivo 2: Microencapsular mediante secado por atomización utilizando matrices poliméricas al mejor tratamiento de compuestos bioactivos extraídos por método sólido-líquido de la quinua Negra Collana.**

##### **a. Identificación de variables**

- **Variables independientes**

- Concentración de matrices poliméricas:

C1 = (3 % gelatina sin sabor:7 % maltodextrina).

C2 = (6 % gelatina sin sabor:14 % maltodextrina).

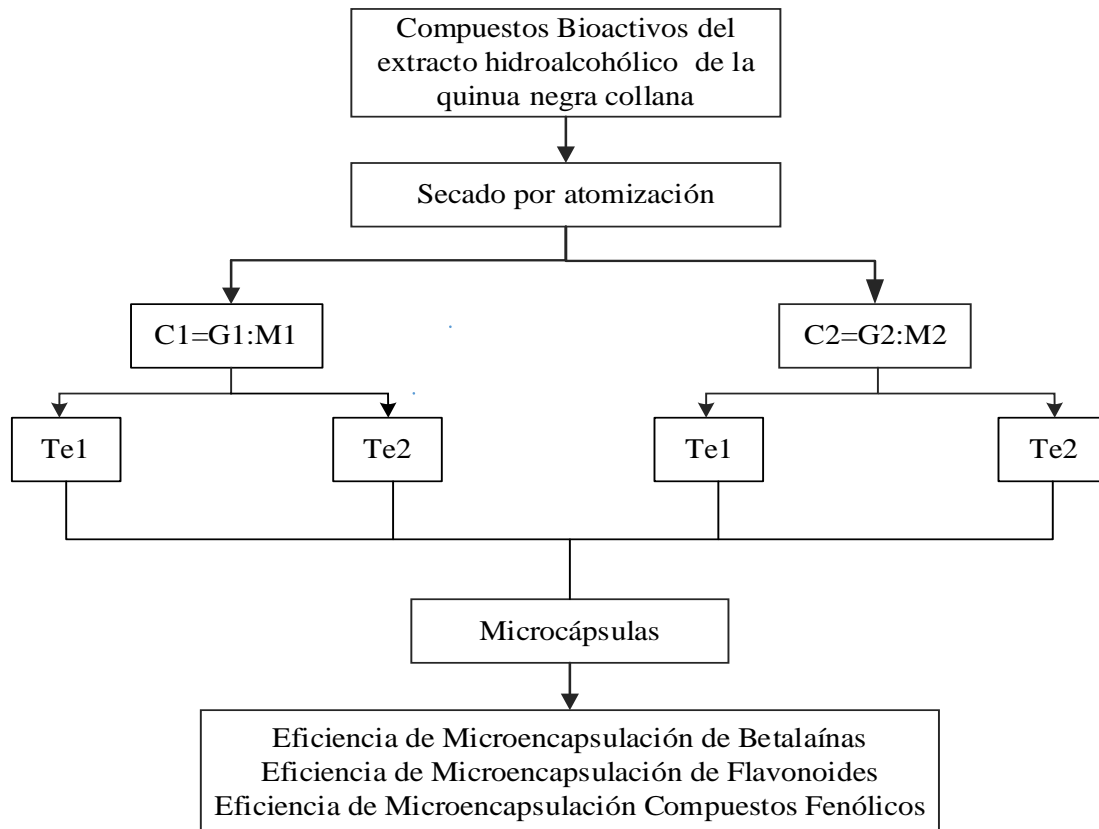
- Temperatura de entrada (160 °C y 180 °C).

- **Variables dependientes**

- Eficiencia de microencapsulación de betalaínas (EMB).
- Eficiencia de microencapsulación de flavonoides (EMF).
- Eficiencia de microencapsulación de compuestos fenólicos (EMCF).

## b. Diseño experimental

Se aplicó el Diseño Completamente al Azar (DCA), realizando cada tratamiento con 3 réplicas, teniendo como variables independientes la concentración de matrices poliméricas y la temperatura de entrada, y como variables dependientes la eficiencia de microencapsulación de betalaínas (EMB), eficiencia de microencapsulación de flavonoides (EMF) y la eficiencia de microencapsulación de compuestos fenólicos (EMCF).



Leyenda:

Compuestos bioactivos del extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana = 100 ml.

Matrices poliméricas: G = Gelatina sin sabor, M = Maltodextrina:

- C1 = G1:M1 = (3 %:7 %)
- C2 = G2:M2 = (6 %:14 %)

Te= Temperatura de entrada:

- Te1= 160 °C
- Te2= 180 °C

### c. Análisis estadístico

Se empleó un arreglo factorial 2x2, para determinar si existen diferencias significativas entre los tratamientos, se aplicó la prueba de Tukey a un nivel de confianza del 95 % utilizando el software Minitab.

### d. Matriz de diseño para el objetivo 2

**Tabla 10: Matriz de experimento factorial 2x2 para la eficiencia de microencapsulación de compuestos bioactivos.**

Variable independiente		Variable dependiente		
Concentración	Temperatura entrada	EMB	EMF	EMCF
C1 (3%:7%)	160 °C	-	-	-
	180 °C	-	-	-
C2 (6%:14%)	160 °C	-	-	-
	180 °C	-	-	-

### e. Método de análisis

**Proceso de secado por atomización:** Se realizó dos tratamientos de secado en un mini spray dryer modelo B-290 (ver Tabla 11), con los siguientes parámetros:

**Tabla 11: Parámetros de atomización.**

Parámetros	Valor
Capacidad máxima	1,0 L/h
Temperatura de entrada	160 – 180°C
Temperatura de salida	68 – 75°C
Velocidad de alimentación	12,5 ml/min.
Velocidad de compresora	100%
Tamaño mínimo de partícula	1 µm
Tamaño máximo de partícula	25 µm
Potencia de calentador	3 Kw a 220 v

FUENTE: Huayllahuamán de la Cruz (2019).

Una vez obtenido el extracto hidroalcohólico de betalaínas, flavonoides y compuestos fenólicos de la quinua Negra Collana se realizó una mezcla con las siguientes

concentraciones de matrices poliméricas C1 = (3 % gelatina sin sabor: 7 % maltodextrina); C2 = (6 % gelatina sin sabor: 14 % maltodextrina) para luego pasar a una homogeneización de la emulsión a 400 rpm durante 30 minutos. Se trabajó con un atomizador operando al 20 % de su capacidad máxima, con una tasa de alimentación de 12.5 ml/min. y se secaron a temperaturas de entrada entre 160 °C y 180 °C. Respecto a la temperatura de salida fluctúa entre 68 °C y 75 °C. posteriormente las micropartículas obtenidas fueron analizadas.

#### - **Eficiencia de microencapsulación de compuestos bioactivos**

Para calcular la eficiencia de microencapsulación (EM) de compuestos bioactivos, se calculó con las siguientes ecuaciones descritos por Salas (2019), con algunas modificaciones:

$$EM (\%) = \frac{\text{cantidad de betalaínas microencapsuladas}}{\text{cantidad de betalaínas totales}} \times 100$$

$$EM (\%) = \frac{\text{cantidad de flavonoides microencapsuladas}}{\text{cantidad flavonoides}} \times 100$$

$$EM (\%) = \frac{\text{cantidad de compuestos fenólicos microencapsuladas}}{\text{cantidad de compuestos fenólicos}} \times 100$$

### **3.4.3. Para el objetivo N° 3: Caracterizar las propiedades fisicoquímicas y físicas de las microcápsulas de compuestos bioactivos obtenidas de la quinua Negra Collana.**

Se realizó el análisis de las propiedades fisicoquímicas y físicas al mejor tratamiento, determinado a partir del análisis estadístico de comparación mediante la prueba Tukey correspondiente al objetivo 2.

#### **a. Identificación de variables**

- **Variables independientes**

- Compuestos bioactivos de la quinua Negra Collana microencapsulado.

- **Variables dependientes**

- Propiedades fisicoquímicas (humedad, actividad de agua).
- Propiedades físicas (higroscopicidad, densidad aparente, solubilidad, rendimiento, color).

## **b. Métodos de análisis**

- **Métodos para determinar las propiedades fisicoquímicas**

- Determinación de humedad (AOAC 950.27, 2005). (Anexo 1).
- Determinación de actividad de agua (Huayllahuamán de la Cruz, 2019). (Anexo 4).

- **Métodos para determinar las propiedades físicas**

- Determinación de higroscopicidad (Cai y Corke, 2000). (Anexo 9).
- Determinación de densidad aparente g/ml (Bhandari *et al.*, 1992). (Anexo 10).
- Determinación del rendimiento (Olguín-Rojas, 2019). (Anexo 11).
- Determinación de solubilidad (Cano-Chauca *et al.*, 2005). (Anexo 12).
- Determinación del color (Colchado y Velasquez, 2015). (Anexo 13).

### **3.4.4. Para el objetivo N° 4: Evaluar las características morfológicas de las microcápsulas de compuestos bioactivos obtenidas de la quinua Negra Collana.**

Se llevó a cabo el análisis de las características morfológicas correspondientes al mejor tratamiento, determinado a través del análisis estadístico de comparación mediante la prueba Tukey, en relación con el objetivo 2.

#### **a. Identificación de variables**

- **Variable independiente**

- Compuestos bioactivos de la quinua Negra Collana microencapsulado.

- **Variable dependiente**

- Características morfológicas (tamaño y geometría de las microcápsulas).

#### **b. Método de análisis**

- **Método para determinar la morfología (tamaño y geometría de las microcápsulas)**

- Determinación de morfología (Lozano, 2009). (Anexo 14).

## CAPÍTULO IV

### RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 4.1. RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICOS DEL GRANO DE LA QUINUA NEGRA COLLANA

En la Tabla 12, se muestran los resultados de los análisis físicoquímicos del grano de quinua Negra Collana (humedad, actividad de agua, saponina).

**Tabla 12: Análisis físicoquímico del grano de quinua Negra Collana.**

Grano entero	
Características	Cantidad
Humedad (%)	8.7±0.012
Actividad de agua (Aw)	0.42±0.087
Saponina (%)	0.04±0.014

La humedad del grano entero de la quinua Negra Collana fue de 8.7±0.012 % el valor obtenido en esta investigación es cercano a los valores reportados por: Huayta (2022), en su proyecto de investigación obtuvo el 8.21 % de humedad en la variedad de quinua Negra Collana, así mismo Vidaurre-Ruiz *et al.* (2017), en su investigación, se reportó que la variedad de quinua Pasankalla presenta un contenido de humedad del 8.56 %, mientras que la variedad Negra Collana un 12.45 % de humedad. (Ramos, 2020), reportó 0,143±0,002 kg H<sub>2</sub>O/100 kg m.s. de humedad en base seca en la quinua Negra Collana. Valencia *et al.* (2017), obtuvieron valores de 8.24 % y 9.51 % de humedad en las muestras molidas de quinua. Repo-Carrasco *et al.* (2010), reportaron en su investigación de granos andinos valores similares al 8.26 % y 11.51% de contenido de humedad para las semillas de quinua. Estas diferencias podrían atribuirse a los factores intrínsecos de cada variedad, como su tamaño, composición y condiciones de cultivo.

La actividad de agua del grano entero fue de 0.42±0.087. Osmayo (2023), reportó 0.4 de actividad de agua en la quinua blanca y Pasankalla indicando que están por debajo de lo

indicado por CODEX (2018), según la norma Codex CAC/RCP 51-2003 establece que el crecimiento fúngico, en diferentes variedades de cereales, inhibe a una actividad de agua menor a 0.7, es decir, que la actividad de agua de 0.7 corresponde a un 15 % de humedad en quinua. Egas *et al.* (2010), en su investigación, la actividad de agua fue sometida a diferentes tratamientos, obteniendo valores que varió desde 0.29 a 0.37. Estos valores reportados ayudan en la estabilidad del producto durante su almacenamiento.

Se obtuvo como resultado  $0.04 \pm 0.014$  % de saponina de la quinua Negra Collana indicando que es un grano dulce, donde Apaza *et al.* (2013), mencionan en su investigación que el contenido de saponina de la quinua Negra Collana es de 0.00 %, mientras que INIA (2013), reporta que el contenido de saponina de la quinua Negra Collana es de 0.015 a 0.018 %. La NTP 205.062 (2014) y Gamboa *et al.* (2018), indican que el contenido de saponina si es inferior a 0.12 % la quinua se considera dulce y amarga si sobrepasa ese valor.

## 4.2. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LA EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS BIOACTIVOS DE LA QUINUA NEGRA COLLANA POR EL MÉTODO SÓLIDO-LÍQUIDO (HIDROALCOHÓLICO)

### 4.2.1. Análisis fisicoquímico del extracto hidroalcohólico

A continuación, se presentan los resultados de los análisis fisicoquímicos del extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana en la Tabla 13, sólidos solubles, pH, viscosidad.

**Tabla 13: Análisis fisicoquímico del extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana.**

Extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana	
Características	Cantidad
°Brix	$20.7 \pm 0.067$
pH	$7.02 \pm 0.026$
Viscosidad (cP)	$9.2 \pm 0.100$

Se realizó la extracción sólido-líquido de la quinua Negra Collana con un solvente hidroalcohólico a temperatura ambiente durante 24 horas. Una vez finalizado el proceso de extracción, en el extracto hidroalcohólico se observó un cambio de coloración amarillo-verdoso.

El pH del extracto hidroalcohólico obtenido fue de  $7.02 \pm 0.026$  a una temperatura de 18 °C a 20 °C, evidenciando que el disolvente empleado, etanol al 80 % en este caso, influyó

directamente en el pH final del extracto obtenido. Para la microencapsulación se reguló el pH con el ácido cítrico al 1 % p/v, puesto que la acidificación mejora su estabilidad. Imbacuan (2023), obtuvo  $6.56 \pm 0.01$  de pH en el extracto de quinua. Sandoval *et al.* (2004), indican que el rango de pH del extracto es de 3 a 7 y el óptimo es de 4 a 6 fuera de este rango presentan baja estabilidad, los extractos antes de concentrar y después de ser concentrado se encuentran dentro de los rangos mencionados por los autores.

Se obtuvo un valor de  $20.7 \pm 0.067$  °Brix en el extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana. Alvarez y Veliz (2015), obtuvo un valor de 19.7 °Brix del extracto concentrado de betarraga. Imbacuan (2023), tuvo como resultado  $6.37 \pm 0.005$  °Brix en el extracto de quinua. Osterloh *et al.* (1996), mencionan que el contenido de sólidos solubles está constituido por 80 % a 95 % de azúcares, por ello, se encuentran asociadas con los azúcares disueltos en el jugo celular.

La viscosidad del extracto hidroalcohólico fue de  $9.2 \pm 0.100$  cP a 18 °C. Zárate (2019), en su investigación la variedad blanca presentó mayor viscosidad 4128 cP y temperatura de gelatinización 74.5 °C, por otro lado, en la investigación realizada por Pardo *et al.* (2017), el extracto de pulpa de maracuyá presentó una viscosidad de 40 a 60 mPas estas varían según la concentración de solvente.

#### 4.2.2. Resultados de la extracción de compuestos bioactivos

En la Tabla 14, se muestran los resultados de los compuestos bioactivos obtenidos del extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana.

**Tabla 14:** *Compuestos bioactivos del extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana.*

Variable independiente		Variable dependiente		
Factores		Compuestos bioactivos		
Temperatura	pH	Betalaínas (mg/en 100 g de muestra)	Flavonoides mg Catequina/100g de muestra	Compuestos fenólicos (mg GAE/100g de muestra)
20 °C	4.5	$2.539 \pm 0.005$	$66.094 \pm 0.169$	$88.843 \pm 0.108$
	5.5	$1.691 \pm 0.003$	$66.443 \pm 0.112$	$61.668 \pm 0.108$
	6.5	$1.405 \pm 0.000$	$41.926 \pm 0.00$	$57.223 \pm 0.000$

<<continuación>>

	4.5	2.291±0.000	53.442±0.169	82.020±0.108
<b>30 °C</b>	5.5	1.656±0.006	44.063±0.000	66.614±0.000
	6.5	1.478±0.001	52.722±0.112	76.755±0.339
	4.5*	3.194±0.013	68.456±0.169	130.848±0.217
<b>40 °C</b>	5.5	2.889±0.003	62.045±0.169	87.841±0.217
	6.5	1.644±0.003	49.798±0.172	73.875±0.143

(\*): Mejor tratamiento de la extracción de compuestos bioactivos

Respecto a los resultados obtenidos en la Tabla 14, de los compuestos bioactivos del extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana, el mejor Tratamiento fue a una temperatura de 40 °C con un pH de 4.5, obteniendo: 3.194±0.013 mg/100 g de betalaínas totales, 68.456±0.169 catequina mg/100 g de flavonoides y 130.848±0.217 mg GAE/100 g de compuestos fenólicos.

La temperatura, pH y tiempo de extracción afectaron en el proceso de extracción sólido-líquido, ya que influyeron directamente en la composición del extracto hidroalcohólica obtenido de la quinua Negra Collana, optimizando la extracción de los compuestos bioactivos. Las altas temperaturas y el tiempo son factores que causan la disminución y oxidación de los compuestos bioactivos por la luz, exposición de oxígeno y la degradación (Heras *et al.*, 2013).

#### 4.2.3. Resultados de la extracción de betalaínas

En la Tabla 15, se muestra los contenidos de betalaínas totales (sumatoria de betacianinas y betaxantinas) pigmentos responsables de su color característicos cuantificadas en el extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana utilizando un método espectrofotométrico basado en la lectura de microplacas.

**Tabla 15: Cuantificación de betacianinas y betaxantinas**

T*	Temperatura	pH	Absorbancia	Contenido de	Absorbancia	Contenido de
			Promedio	betacianinas	Promedio	betaxantinas
				(mg/g)		(mg/g)
<b>T1</b>	20 °C	4,5	0.033±0.001	0.002±0.000	0.518±0.001	0.023±0.000
<b>T2</b>		5,5	0.026±0.000	0.002±0.000	0.339±0.001	0.015±0.00

<<continuación>>

<b>T3</b>		6,5	0.023±0.000	0.001±0.000	0.280±0.000	0.013±0.000
<b>T4</b>		4,5	0.028±0.000	0.002±0.000	0.470±0.000	0.021±0.000
<b>T5</b>	30 °C	5,5	0.023±0.001	0.001±0.000	0.335±0.001	0.015±0.000
<b>T6</b>		6,5	0.023±0.001	0.002±0.000	0.295±0.001	0.013±0.000
<b>T7</b>		4,5	0.076±0.001	0.005±0.000	0.602±0.002	0.027±0.000
<b>T8</b>	40 °C	5,5	0.03±0.000	0.002±0.000	0.600±0.001	0.027±0.000
<b>T9</b>		6,5	0.025±0.000	0.002±0.000	0.330±0.001	0.015±0.000

T\* = Tratamiento.

Para la cuantificación de betacianinas se calculó utilizando un método espectrofotométrico a 538 nm. Se obtuvo como mínimo en el Tratamiento 3 y 6 (0.023±0.001 mg/100 g de muestra) y como máximo en el Tratamiento 7 (0.076±0.001 mg/100 g de muestra).

Las betaxantinas se calcularon a partir de las lecturas de absorbancia de 483 nm. Como resultado obtuvimos valores mínimos en el tratamiento 3 y 6 (0.013±0.000 mg/g.) y valores máximos en el tratamiento 7 y 8 (0.027±0.000 mg/g.). Se observó mayor cantidad en betaxantinas que betacianinas en esta muestra de extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana.

Se observó también que al momento de regular la temperatura mayor a 40 °C, se degradan las betalaínas, es importante mencionar que el aumento de la temperatura o al someter a tratamientos térmicos, mayor es la inestabilidad y la degradación de estos compuestos bioactivos según Fernández-López *et al.* (2013).

En la tabla 16, se muestra la concentración total de las betalaínas totales, calculada a partir de la suma de sus componentes individuales, determinada mediante espectrofotometría de lector de microplacas existentes en el extracto hidroalcohólico.

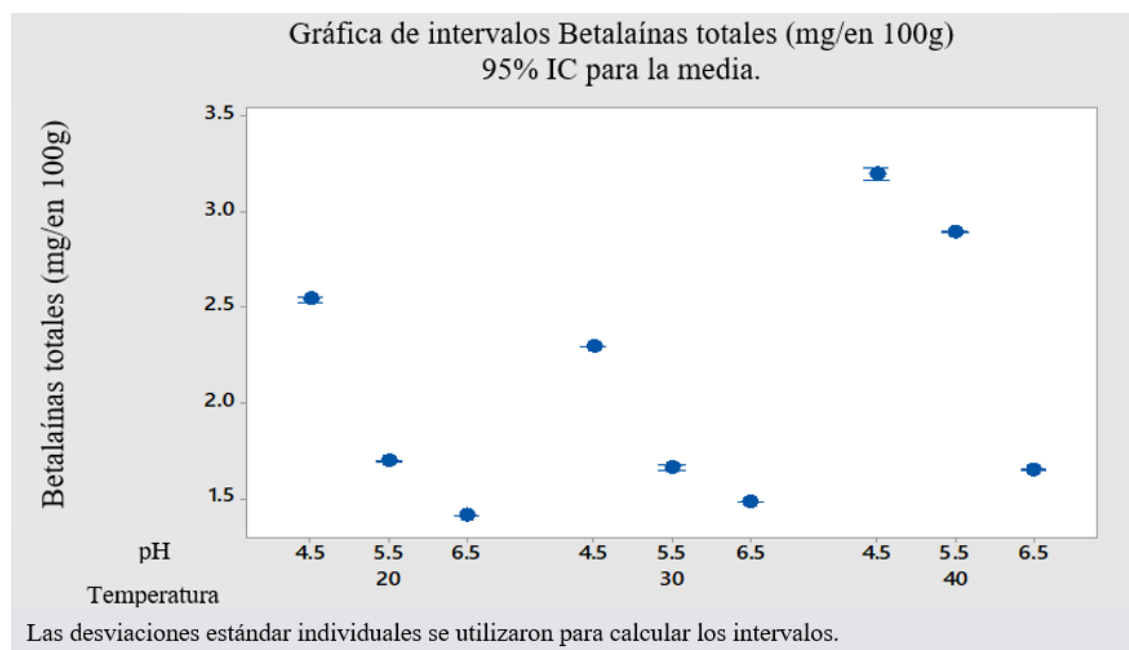
**Tabla 16: Cuantificación de betalaínas totales**

<b>Tratamiento</b>	<b>Temperatura</b>	<b>pH</b>	<b>BC (mg/g)</b>	<b>BX (mg/g)</b>	<b>BT (mg/g)</b>	<b>BT (mg/en 100 g de muestra)</b>
<b>T1</b>		4.5	0.002±0.000	0.023±0.000	0.025±0.000	2.539±0.005
<b>T2</b>	20 °C	5.5	0.002±0.000	0.015±0.000	0.017±0.000	1.691±0.003
<b>T3</b>		6.5	0.001±0.000	0.013±0.000	0.014±0.000	1.405±0.000

<<continuación>>

<b>T4</b>		4.5	0.002±0.000	0.021±0.000	0.023±0.000	2.291±0.000
<b>T5</b>	30 °C	5.5	0.001±0.000	0.015±0.000	0.017±0.000	1.656±0.006
<b>T6</b>		6.5	0.002±0.000	0.013±0.000	0.015±0.000	1.478±0.001
<b>T7</b>		4.5	0.005±0.000	0.027±0.000	0.032±0.000	3.194±0.013
<b>T8</b>	40 °C	5.5	0.002±0.000	0.027±0.000	0.029±0.000	2.889±0.003
<b>T9</b>		6.5	0.002±0.000	0.015±0.000	0.016±0.000	1.644±0.003

Nota: BC= Betacianinas, BX= Betaxantinas, BT= Betalaínas Totales.



**Figura 20: Gráfica de intervalos de Betalaínas totales.**

En la Tabla 16 y la Figura 20, se observa que el mejor resultado de la extracción hidroalcohólica de betalaínas totales fue a temperatura de 40 °C y pH 4.5 de acuerdo al análisis de varianza y la prueba de comparación Tukey (Anexo 16), se concluye que la temperatura y pH influyen significativamente en el contenido de betalaínas totales. Los intervalos de confianza al 95 % para la concentración de betalaínas totales (mg/100 g de muestra) en funciones de variación de pH y temperatura. Un pH más bajo (4.5) y temperaturas más altas (30 °C y 40 °C) favorecen una mayor concentración de betalaínas. La estabilidad y síntesis de betalaínas parecen ser óptimas a pH 4.5 y 6.5 a temperaturas elevadas.

De acuerdo a los resultados mostrados en la Tabla 16, el tratamiento que obtuvo mejores resultados fue a temperatura de 40 °C y a un pH de 4.5, obteniendo los siguientes resultados: betacianinas 0.005±0.000 mg/100 g con una lectura de absorbancia de 538 nm, betaxantinas

0.027±0.000 mg/100 g con lectura de absorbancia de 483 nm y betalaínas totales de 3.194 mg/en 100 g de muestra. En la investigación de Valencia *et al.* (2017), obtuvieron una concentración de betacianinas de 0.278 a 0.883 mg/100 g y para la betaxantina de 1.139 a 13.760 mg/100 g en granos de quinua, químicamente las betalaínas son alcaloides que derivan de la tirosina y se divide en betacianinas (rojo-violáceo) con una adsorción de 540 nm y betaxantinas (anaranjadas amarillentas) con una adsorción de 480 nm. En otra investigación de Vidaurre-Ruiz *et al.* (2017), para la obtención de betalaínas, se extrajeron los pigmentos betalámicos de la quinua mediante maceración con etanol al 96 % durante 24 horas. La cuantificación espectrofotométrica a 537 nm y 479 nm revelaron diferencias significativas indicando que la variedad Negra Collana presentó un contenido ligeramente superior de betalaínas totales (0.17 mg/100 g) en comparación con la variedad Pasankalla (0.13 mg/100 g). Los resultados de betacianinas y betaxantinas descritos por los autores mencionados se asemejan a los valores obtenidos en la investigación. En la extracción de betacianinas por ultrasonido en cáscaras de quinua se obtuvo 96.477 mg de betalaínas/100 g, los parámetros del ultrasonido fue amplitud de 70 %, un ciclo de 0.6 y con un tiempo de extracción de 9.2 segundos y para las betaxantinas 201,01 mg de betalaínas/100 g con una amplitud de 0.7 y un tiempo de 40 segundos hicieron una comparación con el método convencional donde el tiempo empleado para la extracción fue de 30 minutos a temperatura ambiente y obtuvieron resultados similares (Laqui-Vilca *et al.*, 2018).

#### 4.2.4. Resultados de la extracción de flavonoides

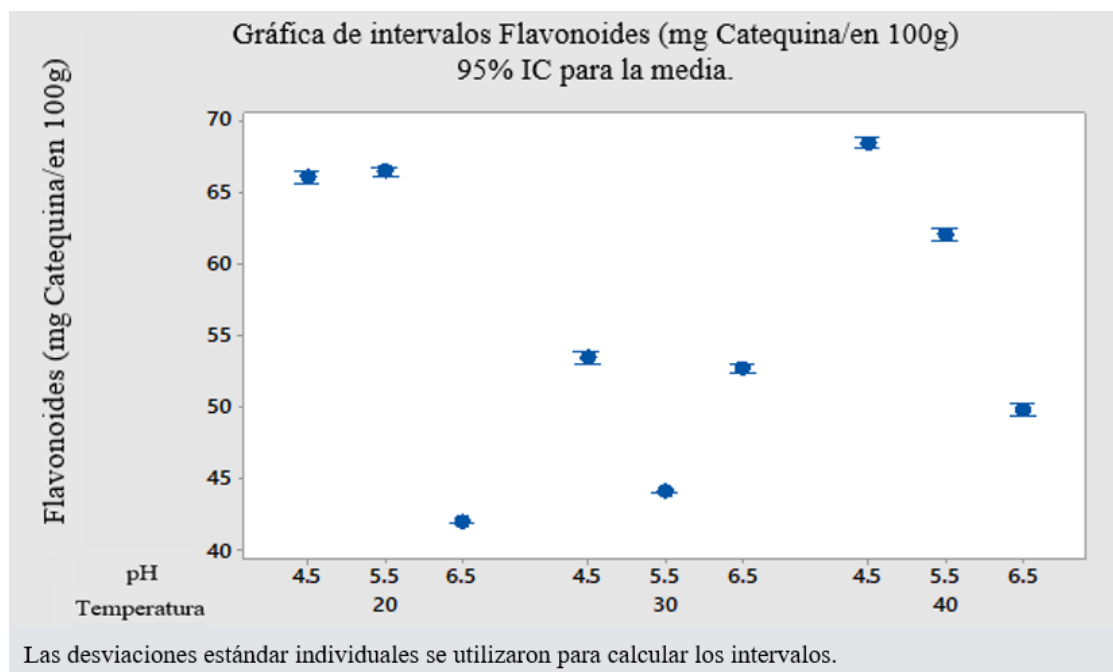
En la Tabla 17, se muestra los valores de medida de absorbancia de los extractos hidroalcohólicos de la quinua Negra Collana, los cuales son indicativos del contenido de compuestos bioactivos presentes en cada muestra.

**Tabla 17: Medida de absorbancia de cada extracto a 427 nm de la extracción sólido-líquido de la quinua Negra Collana.**

Tratamientos	Temperatura	pH	Absorbancias	Concentración de Catequina mg/g	Concentración Catequina mg Catequina/100 g de muestra
			Promedio		
T1	20 °C	4.5	0.421±0.001	0.661±0.002	66.094±0.169
T2		5.5	0.620±0.001	0.664±0.001	66.443±0.112
T3		6.5	0.402±0.000	0.419±0.000	41.926±0.000

<<continuación>>

<b>T4</b>		4.5	0.346±0.001	0.534±0.002	53.442±0.169
<b>T5</b>	30 °C	5.5	0.421±0.000	0.441±0.000	44.063±0.000
<b>T6</b>		6.5	0.498±0.001	0.527±0.001	52.722±0.112
<b>T7</b>		4.5	0.435±0.001	0.685±0.002	68.456±0.169
<b>T8</b>	40 °C	5.5	0.397±0.001	0.62±0.002	62.045±0.169
<b>T9</b>		6.5	0.472±0.002	0.498±0.002	49.798±0.172



**Figura 21: Gráfica de intervalos de flavonoides.**

Respecto a los resultados de los flavonoides en la Tabla 17 y Figura 21, el mejor resultado de la extracción hidroalcohólica de flavonoides fue a temperatura 40 °C y pH 4.5 donde en el análisis de varianza y la prueba de comparación Tukey (Anexo 17), se concluye que la temperatura y pH influyen significativamente en el contenido de flavonoides, en la comparación de la prueba Tukey se muestra que a temperatura de 20 °C: pH 5.5 y temperatura de 20 °C: pH 4.5 comparten una media lo que indica que estos dos tratamientos no son diferentes. Los intervalos de confianza al 95 % para la concentración de flavonoides (mg de catequina/100 gr) en funciones de variación de pH y temperatura. Un pH más bajo (4.5) y temperaturas más altas (30 °C y 40 °C) favorecen una mayor concentración de flavonoides. La estabilidad y síntesis de los flavonoides parecen ser óptimas a pH 4.5 y 6.5 a temperaturas elevadas.

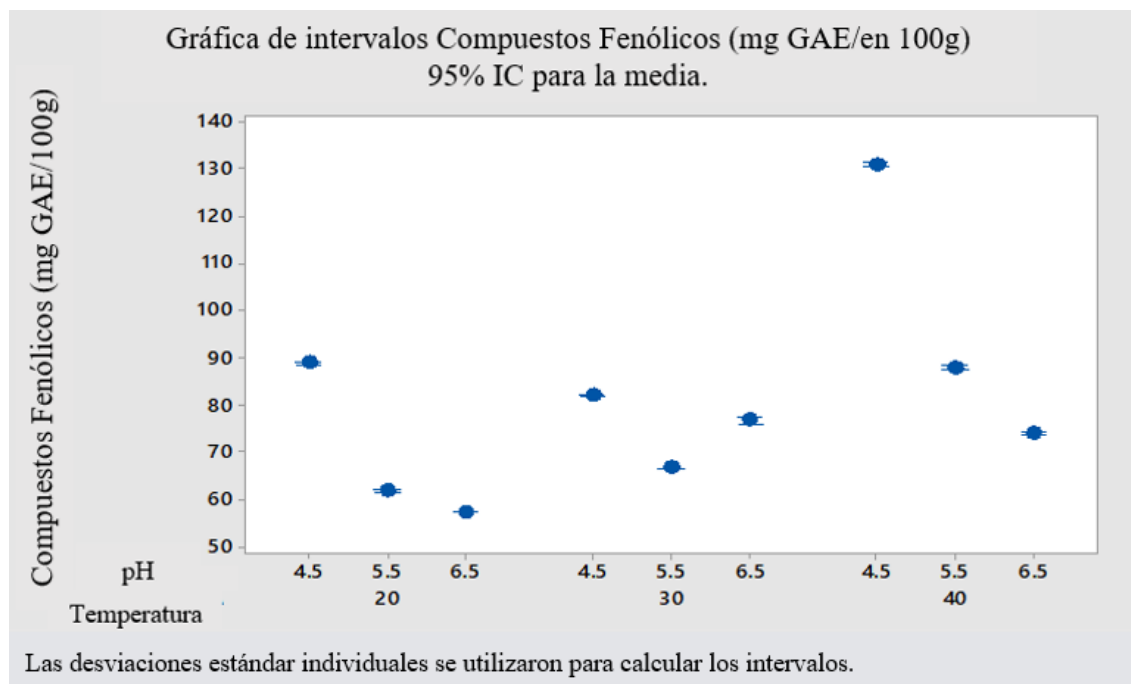
En la Tabla 17, el mejor tratamiento T7 obtuvo como resultado  $68.456 \pm 0.169$  mg Catequina/100 g de muestra, este valor fue similar a los que reportó Vidaurre-Ruiz *et al.* (2017), quienes determinaron la cantidad de flavonoides en la variedad Negra Collana obteniendo 60,34 mg EC/100 g b.s y la variedad Pasankalla (45,67 mg EC/100 g b.s). Por otro lado, Repo-Carrasco y Encina Zelada (2008), determinó los flavonoides en diez variedades de quinua osciló entre 36,2 a 144,3 mg/100 g, los flavonoides presentes fueron la Quercetina y el kaempferol y en otras variedades se encontró miricetina e isorhamnetina. Esto se debe a que los flavonoides se acumulan en las vacuolas y estas están protegidas por las células, los flavonoides que se encuentran en más abundancia en los granos de quinua son los flavonoles como la quercetina, la miricetina y el kaempferol, La quercetina tiene la mayor capacidad antioxidante, por lo tanto, aporta múltiples beneficios a la salud (Cañarejo-Antamba *et al.*, 2021). Valencia *et al.* (2017), en la evaluación del contenido de flavonoides de la quinua obtuvo valores desde 0,119 mg de catequina/g y 1,029 mg de catequina/g. Tang *et al.* (2015), en los ecotipos blanco, rojo y negro de quinua, reportó valores cercanos a los 0.5 equivalentes mg de catequina/g., inferiores a los resultados hallados en la investigación.

#### 4.2.5. Resultados de la extracción de compuestos fenólicos

En la Tabla 18, se detallan los compuestos fenólicos y cuantificados en el extracto hidroalcohólico obtenido de la quinua Negra Collana.

**Tabla 18: Resultados de la extracción de compuestos fenólicos de la extracción sólido-líquido de la quinua Negra Collana.**

Tratamientos	Temperatura	pH	Absorbancia	Concentración	Concentración
			Promedio	de ácido gálico mg/g	de ácido gálico mg GAE/100g de muestra
T1	20 °C	4,5	0.510±0.001	0.888±0.001	88.843±0.108
T2		5,5	0.693±0.001	0.617±0.001	61.668±0.108
T3		6,5	0.646±0.000	0.572±0.000	57.223±0.000
T4	30 °C	4,5	0.473±0.001	0.820±0.001	82.020±0.108
T5		5,5	0.746±0.000	0.666±0.000	66.614±0.000
T6		6,5	0.854±0.004	0.768±0.003	76.755±0.339
T7	40 °C	4,5	0.733±0.001	1.308±0.002	130.848±0.217
T8		5,5	0.504±0.001	0.878±0.002	87.841±0.217
T9		6,5	0.823±0.002	0.739±0.001	73.875±0.143



**Figura 22: Gráfica de intervalos de los compuestos fenólicos.**

En la Tabla 18 y Figura 22, el rendimiento de la extracción hidroalcohólica de compuestos fenólicos el que presentó un mejor resultado fue a temperatura de 40 °C y pH 4.5. Los resultados del análisis de varianza y la prueba Tukey (Anexo N° 18), revelan que tanto la temperatura y pH influyen de manera considerable en la concentración de compuestos fenólicos, en comparación con la prueba Tukey son significativamente diferentes. Los intervalos de confianza al 95 % para la concentración de compuestos fenólicos (mg de GAE/100gr) en funciones de variación de pH y temperatura, proporcionan una medida de la precisión y confiabilidad de las estimaciones del valor medio. Un pH más bajo (4.5) y temperaturas más altas (30 °C y 40 °C), favorecen una mayor concentración de compuestos fenólicos. La estabilidad y síntesis de compuestos fenólicos parecen ser óptimas a pH 4.5 y 6.5 a temperaturas elevadas.

Respecto a los resultados de los compuestos fenólicos en la Tabla 18, se obtuvo 130.848±0.217 mg GAE/100 g de muestra en el tratamiento T7, sin embargo, este valor estaría dentro de los resultados obtenidos por Repo-Carrasco y Encina Zelada (2008), reportó que los compuestos fenólicos en granos de quinua fluctuaron entre 35,29 a 139,94 mg EAG/100 g b.s. Por otro lado, en la investigación realizada por Abderrahim (2015), reportó valores inferiores de 1.23 a 3.24 mg GAE /g de compuestos fenólicos en la quinua roja hallados en la investigación. Vidaurre-Ruiz *et al.* (2017), obtuvieron 142,3 mg GAE/ 100 g de muestra en la quinua Negra Collana y en la variedad Pasankalla obtuvo 108.9 mg GAE /100 g de

muestra. Por otro lado en la investigación realizada por Ramos (2020), según a sus resultados que obtuvo en su investigación la quinua Negra Collana antes de su extracción fue sometida a diferentes operaciones donde en la quinua de grano entero obtuvo 35.25 mg GAE/100g, en el grano escarificado 42.78 mg GAE/100g y grano tostado 43.83 mg GAE/100g sin embargo cabe mencionar que los resultados mostrados en la investigación se asemejan a los resultados mostrados de los diferentes autores. Tang *et al.* (2015), en su investigación realizada de ecotipos de quinua de color blanco, rojo y negro presentó contenidos entre 2 mg GAE/g y 3 mg GAE/g. Dini *et al.* (2010), obtuvo 7.72 mg GAE/g en quinas dulces y 8.64 mg GAE/g. Es importante mencionar que los polifenoles son más solubles a solventes orgánicos de naturaleza polar de etanol, metanol, acetato de etilo, agua o la aplicación de ondas de ultrasonido que facilitan el pase de metabolitos desde el interior de las células al solvente de extracción.

Muñoz *et al.* (2015), mencionan en su investigación que la mejor condición de extracción de compuestos fenólicos fue con el disolvente la mezcla de etanol 70:30 a una temperatura de 70 °C donde obtuvieron  $5272,51 \pm 424,89 \mu\text{gAG/g}$  de pulpa liofilizada ( $896,32 \pm 72,23 \mu\text{g AG/g}$  de pulpa húmeda), donde cabe mencionar que los polifenoles son más solubles a disolventes de etanol al 70 %. Teniendo en cuenta que la alta solubilidad en medios acuosos y alcohólicos generalmente incluyen una significativa proporción de difenoles y polifenoles, especialmente flavonoides, es plausible que la *C. lineatifolia* contenga una variedad de compuestos fenólicos enriqueciendo a su perfil fitoquímico.

#### **4.3. RESULTADOS DE LA MICROENCAPSULACIÓN AL MEJOR TRATAMIENTO DE LOS COMPUESTOS BIOACTIVOS (Betalaínas, flavonoides y compuestos fenólicos)**

El método utilizado en esta investigación fue secado por aspersion, Figueroa *et al.* (2016), menciona que es el método más fundamental en la industria alimentaria para impedir la degradación química y biológica.

Según Carneiro *et al.* (2013), señalan que la eficiencia en el proceso de microencapsulación es influenciada por las matrices poliméricas que se forman a partir de los materiales de pared utilizados. Es decir, las emulsiones con un mayor estabilidad y tamaño de gota más pequeñas conducen a un mejor proceso de microencapsulación y mayor es la eficiencia (Shamaei *et al.*, 2017; Barbosa-Cánovas *et al.*, 2005).

Macias-Cortés *et al.* (2020), indica que los principales factores de la eficiencia de microencapsulación son las temperaturas de entrada como la temperatura de salida, por ende, dependen de la termosensibilidad.

En la Tabla 19, se muestran los resultados de las eficiencias de la microencapsulación con dos concentraciones C1 (3 % gelatina sin sabor: 7 % maltodextrina), C2 (6% gelatina sin sabor: 14 % maltodextrina).

**Tabla 19: Resultados de las eficiencias de los compuestos bioactivos de la microencapsulación.**

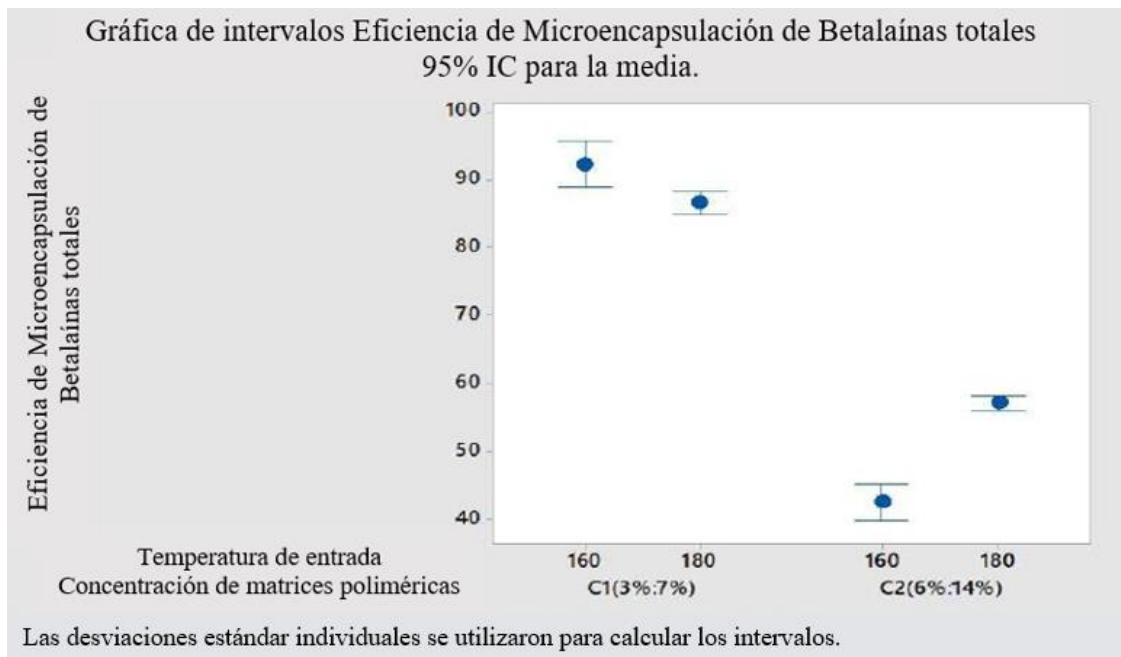
Variable independiente		Variable dependiente		
Concentración	Temperatura entrada	EMB (%)	EMF (%)	EMCF (%)
C1 (3%:7%)	160 °C	92.38±1.368	85.30±0.332	51.218±0.066
	180 °C	86.61±0.668	80.62±0.244	40.489±0.123
C2 (6%:14%)	160 °C	42.5±1.070	60.60±0.997	31.813±0.175
	180 °C	57.2±0.424	76.04±0.488	32.745±0.080

#### 4.3.1. Resultado de la eficiencia de microencapsulación de betalaínas totales

Los resultados de las eficiencias de la microencapsulación de las betalaínas se muestran en la Tabla 20.

**Tabla 20: Resultados de las eficiencias de la microencapsulación de los compuestos bioactivos (Betalaínas) de la quinua Negra Collana.**

Concentración	Temperatura entrada	EMB %
C1 (3%:7%)	160 °C	92.38±1.368
	180 °C	86.61±0.668
C2 (6%:14%)	160 °C	42.5±1.070
	180 °C	57.2±0.424



**Figura 23: Gráfica de intervalo de Eficiencia de Microencapsulación de Betalainas Totales.**

En la Tabla 20, Figura 23 y en el ANOVA, se analizó los factores de concentración y temperatura de entrada (Anexo 19), según ANOVA, se observa que son significativos y que existe una diferencia. Así mismo, se muestra los valores de eficiencia de la microencapsulación de las betalainas que variaron desde  $42.5 \pm 1.070$  % a  $92.38 \pm 1.368$  %. Obteniendo mayor eficiencia de betalainas de  $92.38 \pm 1.368$  % en la concentración C1 (3 % de gelatina sin sabor: 7 % de maltodextrina) a una temperatura de entrada de 160 °C.

Los datos obtenidos resultaron similares a algunos autores. Aguilar-Tuesta *et al.* (2018), reportaron a la eficiencia de microencapsulación de betacianina en el extracto de quinua de color como el valor más alto de 100 % en cada tratamiento de secado por pulverización. Vergara (2013), tuvo como resultado valores entre 95.5-99.7 % para betacianinas, así mismo, trabajaron con una temperatura de entrada de 210-175°C respectivamente y una relación de 0,58:1- 5,42:1 de agente microencapsulante de tuna y Capsul, y 94.8-97.9 % de eficiencia betaxantinas con una temperatura de entrada de 175-133°C respectivamente, con una relación de 0,58:1 a 3:1 de agente microencapsulante tuna y Capsul. Para sistema de micropartículas con pulpa de tuna y agente encapsulante (K4484) varió entre 94.8-100 % de eficiencia de microencapsulación donde trabajaron a una temperatura de entrada entre 165°-110°C respectivamente y 88.8-98.8 % con una temperatura de entrada entre 165-210°C respectivamente, indicando que la eficiencia tuvo alta interacción entre las betalainas con ambos agentes encapsulantes. Castillo (2013), obtuvo una mayor eficiencia de valores entre

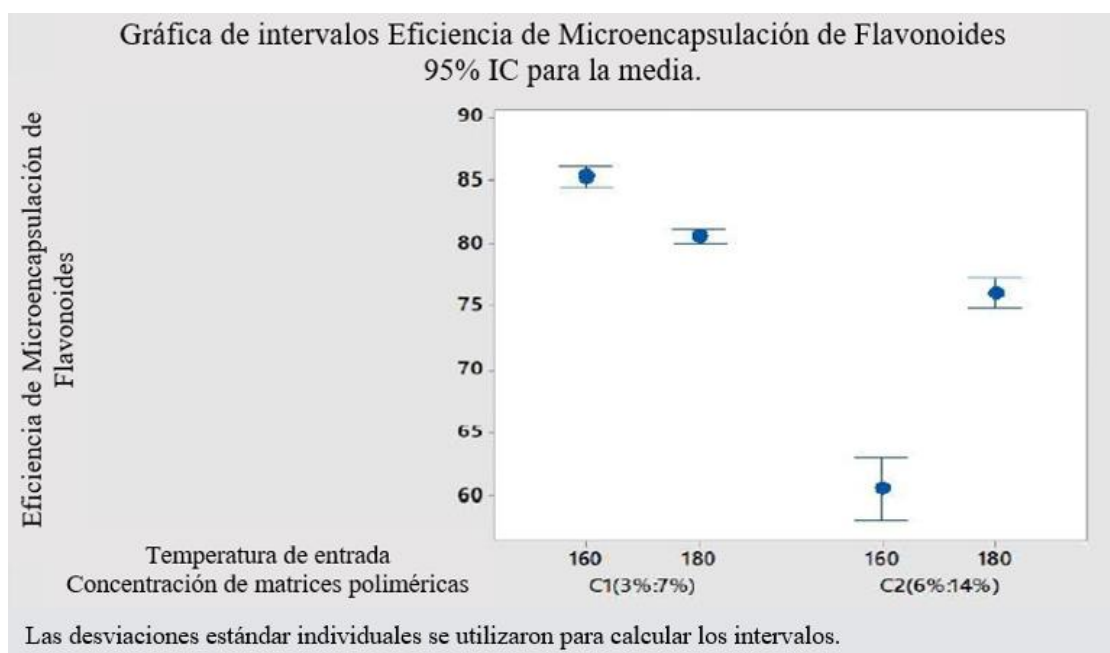
99,1-99,6 % y 98,3-99,3 % de encapsulación para betacianinas y betaxantinas a base de pulpa y extracto de tuna púrpura. Gandía-Herrero *et al.* (2010), reportaron que la eficiencia de las microcápsulas de indicaxantina formuladas con maltodextrina oscilaban entre 90-93 % de eficiencia. Carmona (2013), obtuvo altos valores de eficiencia de encapsulación de betacianinas 96 % y de betaxantinas 98 % para todos los sistemas de micropartículas del extracto nanofiltrado y extracto ultrafiltrado de tuna púrpura. Calva (2021), logró una eficiencia de encapsulación de betalaínas del extracto de garambullo hasta un 83 %.

#### 4.3.2. Resultados de la eficiencia de microencapsulación de flavonoides

En la Tabla 21, se presentan los resultados de la eficiencia de la microencapsulación de flavonoides.

**Tabla 21: Resultados de las eficiencias de la microencapsulación de los compuestos bioactivos (flavonoides) de la quinua Negra Collana.**

Concentración	Temperatura entrada	EMF %
C1 (3%:7%)	160 °C	85.30±0.332
	180 °C	80.62±0.244
C2 (6%:14%)	160 °C	60.60±0.997
	180 °C	76.04±0.488



**Figura 24: Gráfica de intervalos de Eficiencia de Microencapsulación de Flavonoides.**

En la Tabla 21, Figura 24 y en el ANOVA (Anexo 20), se analizó los factores de concentración y temperatura de entrada respecto a la eficiencia de microencapsulación de flavonoides (Anexo 20). Según el análisis de varianza se observa que son significativos y que existe una diferencia, según la prueba de comparación Tukey las medias son significativamente diferentes.

Se obtuvo  $85.30 \pm 0.332$  % de eficiencia de la microencapsulación de los flavonoides a una temperatura de entrada de  $160$  °C y a una concentración de gelatina sin sabor + maltodextrina (3 %:7 %).

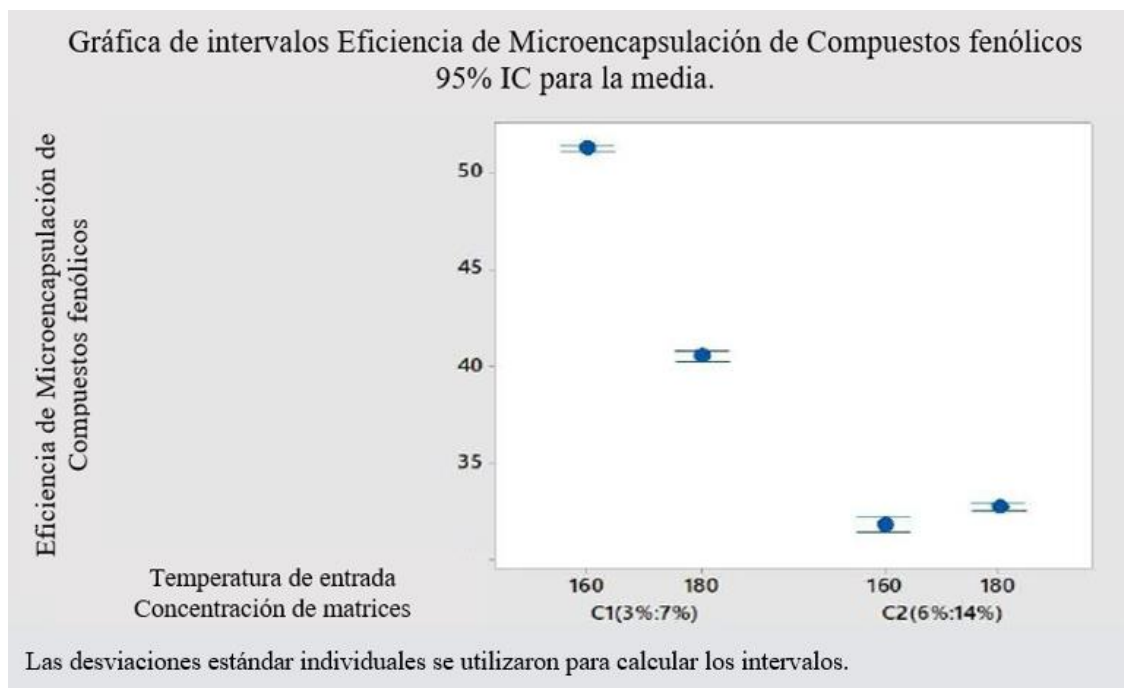
Los datos experimentales no evidenciaron diferencias notables entre el uso de maltodextrina y almidones como agentes encapsulantes. López y Figueroa (2020), reportó un valor de 94.32 % de eficiencia del microencapsulado del extracto a partir de la cáscara de pitahaya roja con goma arábiga. Wainwright (2022), obtuvo una eficiencia de encapsulación de 23.94 % para flavonoides con valores de solubilidad superiores a 90 %. Castro-Muñoz *et al.* (2015), 75.86 % de eficiencia obtuvo para flavonoides utilizando maltodextrina con gelatina como material encapsulante como soporte de encapsulación de jugo clarificado de nopal morado. Najera y Castillo (2022), reportó que la eficiencia de encapsulación de flavonoides totales se encuentra entre el 51.48 % y el 60.35 % encapsulados con maltodextrina, goma guar y gelatina. Vanden (2016), obtuvo el 77 % de eficiencia de microencapsulación de quercetina y genisteína en matrices de quitosano.

#### 4.3.3. Resultados de la eficiencia de microencapsulación de los compuestos fenólicos

En la Tabla 22, se muestran los resultados obtenidos de la eficiencia de microencapsulación de los compuestos fenólicos.

**Tabla 22: Resultados de las eficiencias de la microencapsulación de los compuestos bioactivos (Compuestos fenólicos) de la quinua Negra Collana.**

Concentración	Temperatura entrada	EMCF %
C1 (3%:7%)	160 °C	$51.218 \pm 0.066$
	180 °C	$40.489 \pm 0.123$
C2 (6%:14%)	160 °C	$31.813 \pm 0.175$
	180 °C	$32.745 \pm 0.080$



**Figura 25: Gráfica de intervalos de Eficiencia de Microencapsulación de Compuestos Fenólicos.**

En la Tabla 22 y Figura 25 y en el ANOVA (Anexo 21), se analizó los factores de concentración y temperatura de entrada respecto a la eficiencia de microencapsulación de compuestos fenólicos (Anexo 21), se observa que existen diferencias significativas según el análisis de varianza.

Los valores de la eficiencia de la microencapsulación de compuestos fenólicos oscilaron entre  $31.813 \pm 0.066$  % y  $51.26 \pm 0.066$  %. En la C1 (3 % gelatina sin sabor: 7 % maltodextrina) a una temperatura de entrada de 160 °C considerando que el mejor resultado fue el  $51.218 \pm 0.066$  % de eficiencia de compuestos fenólicos. Los datos reportados de microcápsulas del extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana son más cercanos a los mencionados por otros autores. Considerando que los valores superiores de eficiencias se ven influenciados principalmente por las concentraciones y características de los agentes microencapsulantes, así mismo, por las temperaturas de secado (Mehta *et al.*, 2022).

Salas (2019), obtuvo valores de eficiencia de encapsulación de fenoles totales entre 55 % a 90 %. Rezende *et al.* (2018), reportaron que la eficiencia de encapsulación de fenoles totales de pulpa de acerola fue 69.34% por el método de secado por aspersión. Cilek *et al.* (2012), en su investigación obtuvo el 69% de eficiencia de microencapsulación de fenoles de orujo de cereza agria empleando una mezcla de maltodextrina y goma arábica. Fernández y

Sancho (2023), evaluó la eficiencia del proceso de microencapsulación de los extractos de cúrcuma y jengibre mediante la cuantificación de fenoles totales, utilizando el método de Folin Ciocalteu, obteniendo un valor de 142.37 mg AG/g, mediante ello, determinaron el porcentaje de eficiencia que tuvo valor de 69.87. Luna-Guevara *et al.* (2017), reportaron que la eficiencia para la encapsulación de nuez con maltodextrina + gelatina + goma arábiga fueron 12.82 y 44.1 % que variaron el contenido inicial de aceite de nuez fueron los valores más bajos a una temperatura de entrada al secador (180 °C). Pérez y Rojas (2022), indica que a una temperatura de aire de entrada de 150 °C y con un flujo de alimentación a 500 mL/h, la eficiencia de microencapsulado del extracto rico en polifenoles provenientes de la planta de sunfo presentó un valor más alto de 91.34 %.

#### 4.4. CARACTERIZACIÓN DE LAS PROPIEDADES FISICOQUÍMICAS Y FÍSICAS DE LAS MICROCÁPSULAS DE COMPUESTOS BIOACTIVOS OBTENIDAS DE LA QUINUA NEGRA COLLANA

La caracterización de las propiedades fisicoquímicas y físicas de las microcápsulas se realizó únicamente al mejor tratamiento, los resultados se muestran en la Tabla 23.

**Tabla 23:** *La caracterización de las propiedades fisicoquímicas y físicas de las microcápsulas*

Variables independientes		Variables dependientes					
Concentración	Temperatura de entrada °C	Propiedades fisicoquímicas			Propiedades físicas		
		Humedad %	Actividad de agua	Higroscopicidad %	Densidad aparente g/cm <sup>3</sup>	Solubilidad %	Rendimiento %
CI=(3%:7%)	160	4.5±0.010	0.198±0.1	8.80±0.1	0.402±0.00	99.17±0.023	42.87±0.678

##### 4.4.1. Humedad

El contenido de humedad determina diferentes propiedades que influyen en las reacciones físicas, químicas, enzimáticas y microbiológicas en las microcápsulas, además, es un parámetro muy importante en los productos deshidratados (Picot y Lacroix, 2004). Por ello, la humedad es una propiedad principal del polvo, que está vinculado con la eficiencia del secado (Cynthia *et al.*, 2015).

El secado se realizó a una temperatura de 105 °C durante 5 horas, obteniendo como resultado un 4.50±0.010 % de humedad en las microcápsulas. Resultados similares reportaron los siguientes autores. Rezende *et al.* (2018), obtuvieron 3.12 % a 7.05 % de contenido de humedad en la microencapsulación de extractos de compuestos bioactivos obtenidos a partir de la pulpa y residuo de acerola por los métodos de pulverización y liofilización. Sanchez (2016), menciona en su investigación que los valores de humedad de las microcápsulas varían entre 1.05 % a 4.00 % valores que están por debajo de las especificaciones mínimas de polvo seco para la industria alimentaria, estos se encuentran entre 3 a 4 %. Cynthia *et al.* (2015), reportaron que, el contenido de humedad de los polvos del extracto de pulpa de tamarindo varió entre 2.69 y 3.52 %. García-Gutiérrez *et al.* (2004), en su proyecto de investigación presentó 9.69 % en el contenido de humedad de los polvos a una temperatura de secado de 160 °C, con un flujo de alimentación 13 ml/min., como agente microencapsulante fue la maltodextrina al 5 %, a una temperatura de entrada de 140 °C, obteniendo 4.4 % de humedad.

#### **4.4.2. Actividad de agua**

La actividad de agua es distinta al contenido de humedad, ya que mide la disponibilidad de agua libre en el sistema alimentario que es responsable de los cambios deteriorativos y la humedad mide la composición del agua en un alimento (Fazaeli *et al.*, 2012).

Respecto a la actividad de agua se muestran valores bajos de 0.198±0.1, el valor bajo de actividad de agua de las microcápsulas se debe a las altas temperaturas del aire de secado y la temperatura de salida se mantuvieron desde 68 a 75 °C. Tonon *et al.* (2009), indican que mientras más alto sea su valor y se encuentre más cercano a 1, mayor será su inestabilidad y mientras los valores sean más bajos reflejan una mayor estabilidad de las cápsulas al presentar menos agua disponible, lo que a su vez extiende su vida útil. Queck *et al.* (2007), en su estudio, la actividad de agua de los polvos se reportó valores de 0.15 y 0.32, por lo que consideró que son estables microbiológicamente.

El bajo valor de la actividad de agua de las microcápsulas se debe a las altas temperaturas del aire utilizados durante su proceso de secado, por consiguiente, las temperaturas de salida se fluctuaron entre 68 °C y 75 °C, lo que favoreció una mayor reducción del contenido de agua en las partículas.

#### 4.4.3. Higroscopicidad

Los resultados obtenidos en este proyecto de investigación se observó una correlación entre los cambios estructurales de las microcápsulas y su comportamiento higroscópico, indicando que la estructura de estas partículas influye en su interacción con la humedad.

Las muestras de cada microcápsula, se tomó 1 gramo de polvo y se colocó en un desecador con solución saturada de NaCl durante una semana y se calculó en % de higroscopicidad obteniendo el  $8.80 \pm 0.1$  %, los resultados obtenidos están por debajo de los de Cai y Corke (2000), en su investigación, el resultado de higroscopicidad oscilaba entre 10 a 40.9 g/100g, por otro lado la higroscopicidad se asocia a la temperatura de transición vítrea Tg, es decir, aquella a la que un polímero amorfo pasa de un estado duro/vítreo a un estado blando/correoso o viceversa, donde altos valores de Tg muestra baja higroscopicidad, es importante mencionar que la maltodextrina como agente encapsulante permite que los valores de Tg sean altos (Sánchez, 2016). Huayllahuamán de la Cruz (2019), registro 6.31 g humedad/100 de sólido seco, además, menciona que a temperaturas entrada de aire más alta es más higroscópico debido al menor contenido de humedad en las microcápsulas. Cyntia *et al.* (2015), indican que la higroscopicidad de las microcápsulas de pulpa de tamarindo el valor fue 0.54 a 0.72, durante 2 horas a 21 °C y una humedad relativa de 76 %, se presentaron en términos de la tasa de absorción de humedad en g de H<sub>2</sub>O/Kg de sólidos secos min<sup>-1</sup>. Sin embargo, los polvos de bajo peso molecular integran más grupos hidrófilos y estos suelen ser más vulnerables a la absorción del agua. Alvarez y Veliz (2015), obtuvieron valores de higroscopicidad en los polvos de betarraga que varían de 6.59 a 8.44 %. Newman y col (2008), indicaron que entre el valor de 2 a 15 % son considerados productos moderadamente higroscópicos, y estas al mismo tiempo sufren reacciones de inestabilidad durante su almacenamiento.

#### 4.4.4. Densidad aparente

El valor obtenido de la densidad aparente de los microencapsulados fue de  $0.402 \pm 0.00$  g/cm<sup>3</sup> esto puede deberse a una menor humedad o a la cantidad de aire atrapado en el ticles, ya que la maltodextrina es un material que forma la piel por ello disminuye la densidad. Este valor se encuentra por debajo de los valores obtenidos por Cai y Corke (2000), 0.52 y 0.67 g/cm<sup>3</sup> de densidad aparente en las cápsulas de betacianina de amaranto. Aguilar-Tuesta *et al* (2018), obtuvieron valores que varió entre 0.41 a 0.55 g/cm<sup>3</sup> de la quinua microencapsulado.

Weerachet *et al.* (2011), tuvo como valores 0.35 a 0.55 g/ml, indica que el aumento de la temperatura de aire de entrada provocó una disminución en la densidad aparente. Fazaeli *et al.* (2012), indican que a altas temperaturas pueden influir en la porosidad de las partículas esto debido a una tasa de evaporación de agua rápida que reduce la densidad aparente del polvo de secado por pulverización. Cuanto menor es la densidad aparente, mayor es la solubilidad de polvo. Goula y Adamopoulos (2010), mencionan que a medida que aumenta la temperatura, las tasas de evaporación son más rápidas, lo que resulta en un secado más rápido y en la formación de estructuras más porosas o fragmentadas es baja la contracción de las gotas, por ello, es menor la densidad del polvo. Por su parte, Cynthia *et al.* (2015), indican que a una menor densidad aparente favorece la retención de aire en los polvos, por ende, mayor es la posibilidad de oxidarse el producto y reduce la estabilidad del producto durante su almacenamiento.

Las partículas producidas con maltodextrina y gelatina sin sabor mostraron la densidad aparente más baja, además, un aumento de la maltodextrina conduce a un aumento de la densidad aparente, quiere decir, que a cuanto mayor es la maltodextrina y menor sea el valor de temperatura de transición del vidrio más pegajosa será la mezcla (Goula y Adamopoulos, 2010).

#### **4.4.5. Solubilidad**

De acuerdo a los resultados las microcápsulas obtuvieron un  $99.17 \pm 0.023$  % de solubilidad a temperatura de 160 °C, en la investigación de Sánchez (2016), obtuvo una máxima solubilidad de 88.27 % con un flujo de alimentación de 1L/h y a una temperatura de 200 °C, a una mayor temperatura y flujo de alimentación mejor es la solubilidad de las microcápsulas, Becerra y Venturo (2017), en sus resultados obtuvieron el 89.9 % de solubilidad a una temperatura de 130 °C con 15 % de maltodextrina, se define que el factor que influye en la solubilidad es la elevada temperatura de aire de secado por aspersión donde se produce mayor porosidad de los polvos, es importante mencionar que la temperatura utilizada en la presente investigación tuvo un efecto positivo en el alto % de solubilidad del polvo atomizado. Huayllahuamán de la Cruz (2019), registro en su T2 el 91.25 % de solubilidad de las microcápsulas de aceite esencial de menta negra. Ceballos *et al.* (2012), reportó valores de solubilidad entre 84.8 a 91.5 % para polvos deshidratados de frutas. Oberoi y Sogi (2015), indican que a bajas concentraciones de maltodextrina los tiempos de reconstitución disminuyen, es decir, la cantidad de maltodextrina reduce la solubilidad de

polvo. Weerachet *et al.* (2011), mencionan que el secado por atomización la temperatura de secado tiene un efecto positivo sobre la solubilidad, por ende, produce más porosidad de las microcápsulas.

La maltodextrina fue la más utilizada como agente aditivo en secado por atomización debido a sus propiedades físicas, tales como alta solubilidad en agua (Cai y Corke, 2000).

#### **4.4.6. Rendimiento**

Las microcápsulas mostraron el  $42.87 \pm 0.678$  % de rendimiento con agentes microencapsulados de gelatina sin sabor y maltodextrina, esto se debe a que, con una mayor concentración de la emulsión afecta el rendimiento de manera negativa. Cerda y Cazorla (2018), microencapsuló la extracción a partir la de remolacha con maltodextrina (50 %) y gelatina sin sabor (30 %) a una temperatura de entrada de 140°C y de salida 80 °C obteniendo un rendimiento de 11.33 %, indicando que el mejor microencapsulante de betalainas es la maltodextrina con gelatina sin sabor. Arteaga y Arteaga (2016), microencapsulado el polvo de arándano con mezclas de hidrocoloides (goma arábiga, maltodextrina y almidón modificado) presentaron un rendimiento de 12.09 % y 11.80 %, respectivamente. Ortega *et al.* (2018), desarrolló un saborizante microencapsulado de mango, microencapsulado con goma arábiga 14 %, maltodextrina 18%, gelatina base 1.5 %, 12 % de núcleo aromático y 54.5 % de agua tratada y en el proceso de secado por atomización obtuvo un rendimiento de 88%. Investigaciones similares mostraron que el porcentaje de rendimiento varía entre 27.48 % a 49.60 % de producto, cabe mencionar que la temperatura de entrada, la alta velocidad de alimentación y la capacidad de succión del ciclón influyen bastante en el secado por atomización. Por ello la transferencia de calor y masa es más lenta, además, Tonon *et al.* (2008), demostró que el aumento de la concentración de maltodextrina disminuye el rendimiento del proceso debido al aumento de la viscosidad de la mezcla, así también, indica que la temperatura de aire de entrada presenta efectos significativos en el rendimiento del proceso de secado por aspersión del extracto de Euterpe oleracea. Además, al emplear mayor velocidad de alimentación se presentaron aglomeraciones de microcápsulas en el equipo de atomización, por ende, disminuye el rendimiento, así también lo refieren Roccia *et al.* (2014), indicando que a mayor temperatura de entrada se produce un incremento en la velocidad de evaporación del agua, finalmente se obtiene gran cantidad de microencapsulado.

Pajaro (2017), en su investigación realizada, trabajo a una temperatura de entrada de 160 °C y 12.5 % de maltodextrina donde obtuvo menos del 50% de rendimiento, donde indican que el agente microencapsulante (maltodextrina) es una agente que mejora el rendimiento de los productos atomizados, ya que al ser un oligosacárido incrementa los sólidos totales y su rendimiento.

Otro factor que influye son los agentes microencapsulantes y la cantidad utilizados en la emulsión, entre mayor es el contenido de sólidos en la mezcla, la viscosidad aumenta, provocando que estos se aglomeran a la pared del atomizador, reduciendo así el rendimiento del microencapsulado (Rosenberg *et al.*, 1990).

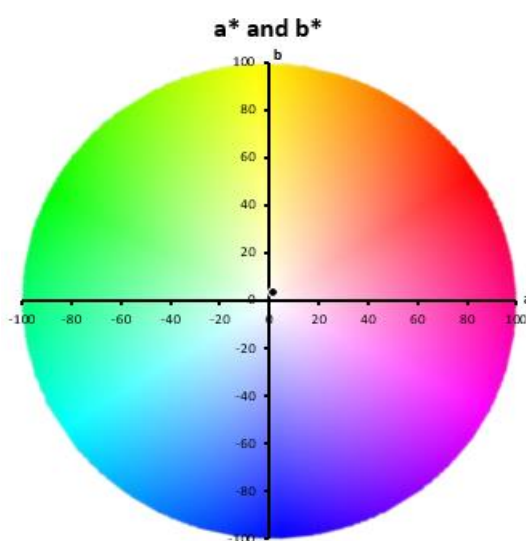
#### 4.4.7. Color

En la Tabla 24, se presentan los parámetros de color CIELAB (L\*, a\*, b\*) de las microcápsulas obtenidas.

**Tabla 24: Resultado de los parámetros de color CIELAB de las microcápsulas del mejor tratamiento**

Muestra	Parámetro de color		
	L*	a*	b*
C1 (3%:7%) T° 160 °C	104.7±0.064	1.207±0.064	3.63±0.108

Nota: L\*, representa la medida de luminosidad de un color variando desde cero para un negro hasta 100 para blanco; a\* representa una medida del contenido de rojo o de verde de un color y b\* (+) indican contenido de amarillo y (-) indican contenido de azul (Talens, 2017).



**Figura 26: Coordenadas del espacio de color CIELAB de las microcápsulas obtenidas.**

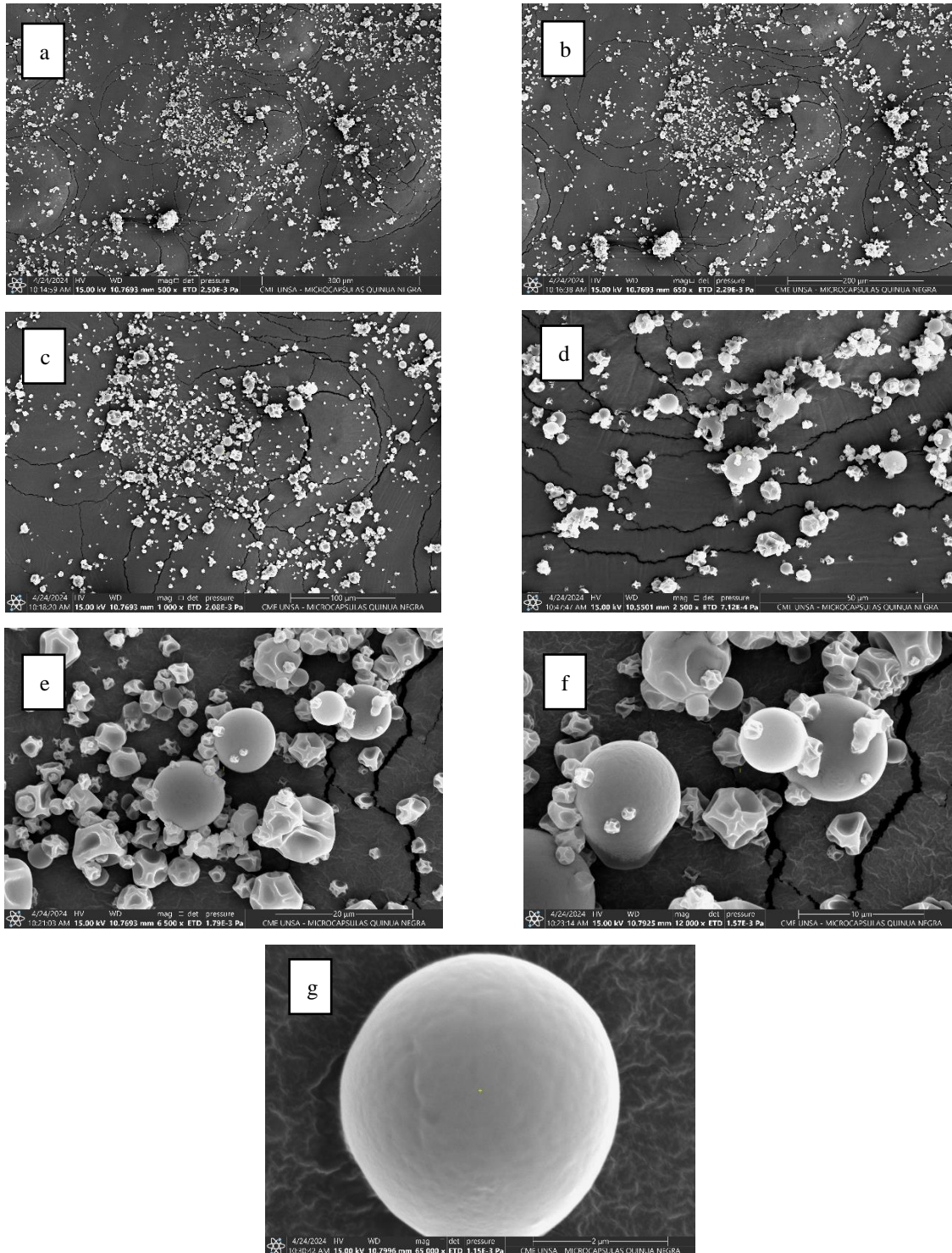
En la Tabla 24 y Figura 26, se obtuvieron valores positivos de los polvos producidos a una temperatura de entrada (160 °C) con concentración (3 % gelatina sin sabor: 7% maltodextrina). Los parámetros de color de las microcápsulas obtenidas del mejor tratamiento fueron:  $L^* 104.713 \pm 0.064$  indicando que tiene una tonalidad bastante clara, puesto que,  $L^*$  varía entre 0 para los colores negro y para los colores blancos debe estar cerca de 100, en la coordenada  $a^*$  se obtuvo un valor de  $1.207 \pm 0.064$ , esto sugiere una ligera tendencia hacia el color rojo porque los valores positivos de  $a^*$  indican tonalidades rojas y en la coordenada  $b^*$  se obtuvo  $3.63 \pm 0.108$  indicando una inclinación hacia el amarillo y valores positivos de  $b^*$  corresponden a matices amarillos. La evaluación de los parámetros del color Cie  $L^*$ ,  $a^*$ ,  $b^*$ , es un factor influyente, esto depende de los siguientes factores como: la temperatura de entrada, temperatura de salida, flujo de aire y las concentraciones de los agentes microencapsulantes.

Por otro lado, en la investigación realizada por Sánchez (2016), mostró que las microcápsulas obtuvieron valores de  $L^* 69,14 - 77,01$  para valores de  $a^* 5.00-7.12$  y finalmente para valores de  $b^* 12.89-5.50$ , se debió a que cuando se emplean encapsulante de color blanco y se encuentra en mayor proporción que el núcleo, los valores obtenidos para el parámetro brillo ( $L^*$ ) son más altos. Adicional a ello, el licor de cacao presenta un color marrón que puede causar la disminución del brillo con el aumento de su porcentaje en la mezcla (Janiszewska *et al.*, 2015; De Souza *et al.*, 2015). Lozano (2009), indica que la intensidad del color de un producto en polvo es definida como la absorbancia de una disolución determinada al valor de la longitud de onda máxima de absorción de las betaninas, además, señala que la maltodextrina mantiene el color de las microcápsulas.

#### **4.5. RESULTADOS DE LAS CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE LAS MICROCÁPSULAS DE COMPUESTOS BIOACTIVOS OBTENIDAS DE LA QUINUA NEGRA COLLANA**

##### **4.5.1. Microscopía Electrónica de Barrido**

En cuanto a la morfología y tamaño de las microcápsulas del mejor tratamiento C1 (3 % de gelatina sin sabor: 7 % de maltodextrina) a una temperatura de entrada 160 °C presentaron formas irregulares, algunas esféricas, poliédricas y otras con deformaciones similares a cráteres como se muestra en la Figura 27.



a) con una barra de medida de 300 $\mu$ m-amplitud 500, b). con una barra de medida 200  $\mu$ m-amplitud 650, c). con una barra de medida 100  $\mu$ m-amplitud 1000 las microcápsulas presentan poca aglomeración, y al observar las microfografías: d). con una barra de medida 50  $\mu$ m-amplitud 2500, e). con una barra de medida 20  $\mu$ m-amplitud 6500, f). con una barra de medida 10  $\mu$ m-amplitud 12000 g). con una barra de medida 2  $\mu$ m-amplitud 65000 se observa las microcápsulas de forma esférica.

**Figura 27: Micrografías obtenidas por Microscopía Electrónica de Barrido (SEM) de las microcápsulas del mejor tratamiento.**

En la Figura 27, se analizaron las microcápsulas en diferentes escalas de tamaño con el Microscopio Electrónico de Barrido (MEB), observando las siguientes imágenes: a) con una barra de medida de 300 $\mu$ m y una amplitud de 500, b) barra de medida 200  $\mu$ m con una amplitud de 650, c) con una barra de medida 100  $\mu$ m con una amplitud 1000. En estas micrografías, las microcápsulas muestran poca aglomeración, y al observar imágenes: d) con una barra de medida 50  $\mu$ m y amplitud de 2500, e) con una barra de medida 20  $\mu$ m y amplitud de 6500, f). Barra de medida 10  $\mu$ m y amplitud de 12000 g) con una barra de medida 2  $\mu$ m y amplitud de 65000, se observa que la mayoría de las microcápsulas presentan una forma esférica, sin embargo, hay algunas microcápsulas tienen una forma irregular, es decir, presentan abolladuras superficiales. Esto podría deberse a que, durante el secado por aspersión, la muestra pudo haber sufrido algún tipo de modificación lo cual sería provocado por la temperatura de entrada y salida. Santiago-Adame (2015), indicaron que las irregularidades morfológicas de las microcápsulas están asociadas a la velocidad de evaporación de agua en el transcurso del proceso de secado por atomización. Pastuña-Pullutasi *et al.* (2016), menciona que las características de la morfología de las microcápsulas se confieren a que en el método secado por atomización sucede una transferencia de calor y masa, los agentes microencapsulantes son atomizadas dentro de la cámara de secado, a una presión de aire que se genera en el equipo, por ende, la rápida evaporación del solvente en el flujo de aire caliente provoca que las gotas se sequen rápidamente, formando esferas donde el material insoluble queda encapsulado en el interior y la parte soluble se solidifica en la superficie, constituyendo así la cubierta de la microcápsula. Figueroa *et al.* (2016), en las microcápsulas que obtuvo con maltodextrina mostraron una estructura esférica y redondeada con una superficie lisa como también algunas con pequeñas abolladuras.

Las deformaciones de las microcápsulas son comunes en el proceso por atomización, por ende, se atribuye al porcentaje alto de sólidos contenidos en la emulsión o a un secado variable. (Karaca *et al.*, 2013). Esquivel *et al.* (2015), indican que a temperaturas bajas provoca una baja velocidad de evaporación, por lo tanto, las microcápsulas son capaces de aglomerarse, además, pueden contener un alto contenido de agua y poca fluidez. Y a temperaturas altas de aire de entrada provoca una evaporación excesiva y llega a romperse la membrana provocando una degradación de los ingredientes del microencapsulado.

Los microscopios electrónicos de barrido trabajan a un vacío de  $10^{-6}$  torr para evitar la dispersión del haz de electrones y asegurar una mayor duración de la fuente de emisión electrones, las muestras orgánicas tales como las microcápsulas de quinua requieren ser recubiertas de oro porque son un buen conductor de calor y electricidad o se recubren con carbono cuando se quiere realizar análisis químico elemental con el EDX, para así evitar una carga eléctrica y se produzcan daños por radiación (Kang *et al.*, 2013).

El tamaño y forma de las microcápsulas dependen mucho de los métodos de obtención. En la Tabla 25, se muestra el análisis de la morfología superficial – SEM de las microcápsulas obtenidas del mejor tratamiento.

**Tabla 25: Análisis de morfología superficial – SEM.**

<b>Resultados de análisis de morfología superficial – SEM</b>			
<b>N°</b>	<b>Código de muestra</b>	<b>Morfología</b>	<b>Diámetro promedio</b>
1	23-0015-M2	Esférica y poliédricas	8.68 $\mu\text{m}$

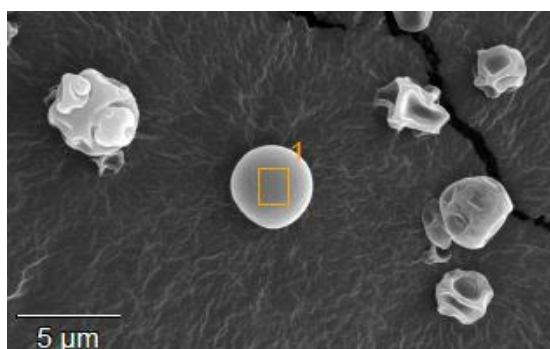
La morfología y el tamaño de las microcápsulas es un parámetro fisicoquímico importante que se analiza con el Microscopio Electrónico de Barrido para obtener características micrométricas (Calero *et al.*, 2008). Las micropartículas obtenidas del extracto hidroalcohólico de los compuestos bioactivos de la quinua Negra Collana presentaron formas esféricas y poliédricas, además, se observó que las partículas examinadas exhiben dimensiones que varían con diámetros específicos de: 7.98  $\mu\text{m}$  (radio=3.99  $\mu\text{m}$ ), 14.68  $\mu\text{m}$  (radio =7.34  $\mu\text{m}$ ) y 3.38  $\mu\text{m}$  (radio =1.69  $\mu\text{m}$ ). El diámetro promedio de estas micropartículas obtuvo un valor de 8.68  $\mu\text{m}$ , por ende, podría favorecer una liberación controlada de los compuestos bioactivos, así mismo, es ideal para aplicaciones alimentarias.

La esfericidad y la superficie lisa de las micropartículas en su mayoría es por la presencia de la maltodextrina (Figuroa *et al.*, 2016; Ozkan *et al.*, 2019). Los factores que afectan el tamaño y la morfología de las micropartículas son: la concentración de la solución de los agentes microencapsulantes, el tamaño de orificio de goteo, la distancia de goteo, la velocidad del flujo, las altas temperaturas, entre otros. (Leong *et al.*, 2016).

**Tabla 26: Análisis químico proximal elemental con el EDX (Espectro de Energía Dispersiva).**

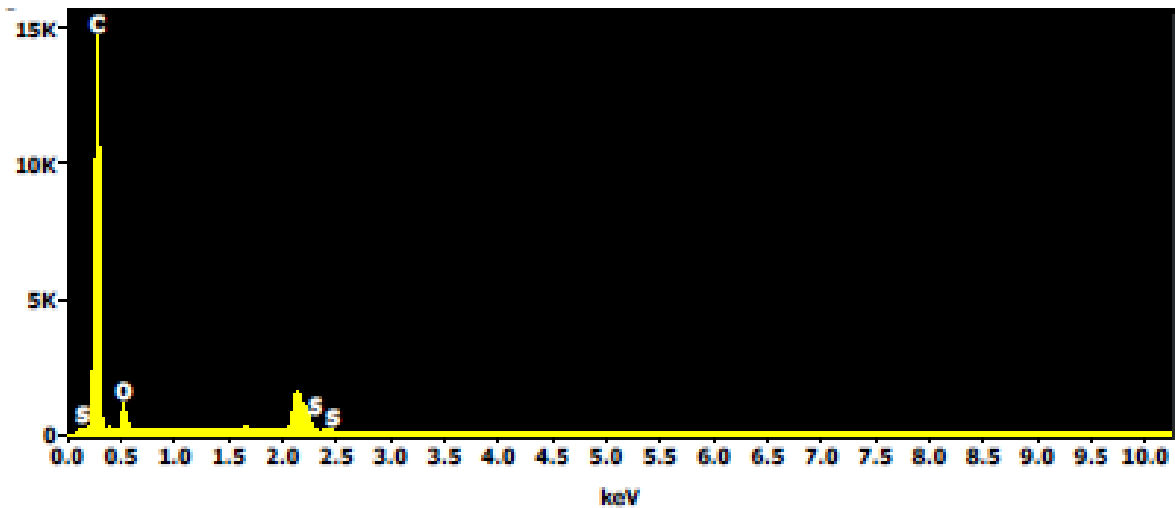
Resultados de análisis químico elemental con el EDX		
Muestra	Resultados de la composición elemental de la muestra	
	Elemento	% Peso
23-0015-M1	C	82.35
	O	17.65
	S	0.0
		100.00

Resultados de análisis químico elemental con el EDX		
Muestra	Resultados de la composición elemental de la muestra	
	Elemento	% Átomo
23-0015-M1	C	86.14
	O	13.86
	S	0.0
		100.00



**Figura 28: Micrografía de las microcápsulas del extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana a una medida de barra de 5  $\mu\text{m}$ .**

En la Figura 28, se muestra la microcápsula a una medida de barra 5  $\mu\text{m}$ , la imagen de resolución fue de 1024 by 682, el tamaño de pixel 0.03  $\mu\text{m}$ , Acc. Tensión 15.0 kV y la magnificación de 7500, presentando una forma predominantemente esférica, lo cual es común en la microencapsulación. Esta forma esférica indica que puede contribuir a una mejor protección del compuesto encapsulado. Y las formas con superficie rugosa podría indicar la presencia de poros o irregularidades.



**Figura 29: Análisis químico elemental por EDX.**

La Espectroscopia de Energía Dispersiva es una técnica analítica que permite caracterizar el análisis elemental de las microcápsulas por una fuente de energía (haz de electrones del Microscopio Electrónico de Barrido), lo que provoca que los electrones de los átomos se mueven a niveles de energía muy altos (De la Torre Mendoza, 2022). En la Tabla 26 y Figura 29 el análisis por EDX mostró el porcentaje átomo: C=86.14%, O= 13.86% y S= 0%, como elementos mayoritarios en las microcápsulas fueron el carbono y oxígeno, este análisis químico elemental se midió a recuentos de escala completa (14733) y las cuentas integrales (148389).

## CAPÍTULO V

### CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

#### 5.1. CONCLUSIONES

- La mejor concentración de compuestos bioactivos del extracto hidroalcohólico de la quinua Negra Collana fue el tratamiento 7 ( $T = 40\text{ °C}$  y  $\text{pH} = 4.5$ ), los resultados obtenidos fueron:  $3.194 \pm 0.013$  mg/100 g de betalaínas totales,  $68.456 \pm 0.169$  mg catequina/100 g de flavonoides y  $130.848 \pm 0.217$  mg GAE/100 g de compuestos fenólicos, de esta manera se pudo evidenciar que la temperatura y pH si es un factor importante que influye en la extracción.
- La eficiencia de microencapsulación de los compuestos bioactivos, los factores que influyeron fueron la temperatura y pH de acuerdo a los resultados obtenidos en el primer objetivo, siendo significativos al 95% según ANOVA. Como mejor tratamiento y mayor eficiencia de microencapsulación fue la concentración C1 (3 % gelatina sin sabor: 7 % maltodextrina) con temperatura de entrada de  $160\text{ °C}$ . Las eficiencias de microencapsulación fueron:  $92.38 \pm 1.368$  % de EMB,  $85.30 \pm 0.332$  % de EMF y  $51.218 \pm 0.066$  % de EMCF.
- Las propiedades fisicoquímicas y físicas de las microcápsulas de los compuestos bioactivos del mejor tratamiento fueron: humedad  $4.5 \pm 0.010$  %,  $0.198 \pm 0.1$  actividad de agua, higroscopicidad  $8.80 \pm 0.1$  %, densidad aparente  $0.402 \pm 0.00$  g/cm<sup>3</sup>, solubilidad  $99.17 \pm 0.023$  % y rendimiento  $42.87 \pm 0.678$  %. Los parámetros de color fueron: ( $L^*$ )  $104.7 \pm 0.064$ , ( $a^*$ )  $1.207 \pm 0.064$  y ( $b^*$ )  $3.63 \pm 0.108$ .
- Respecto a las características morfológicas y tamaño, la morfología de las microcápsulas fue analizada a diferentes escalas. Se obtuvieron morfologías en forma esférica y poliédrica (con abolladuras superficiales) y un diámetro promedio  $8.68\text{ }\mu\text{m}$  en las microcápsulas de la C1 (3 % gelatina sin sabor: 7 % maltodextrina) con temperatura de entrada de  $160\text{ °C}$ , mucho depende del método de obtención.

## 5.2. RECOMENDACIONES

A partir de los hallazgos de esta investigación, se proponen las siguientes recomendaciones:

- Trabajar a diferentes temperaturas, tiempo y pH en la extracción hidroalcohólica de la quinua Negra Collana, ya que estos parámetros son más influyentes en la degradación de algunos compuestos bioactivos, por ejemplo, en las betalaínas, altas temperaturas degradan su contenido y estabilidad de betacianinas y betaxantinas.
- Realizar variaciones de temperaturas de entrada en el método de secado por atomización para determinar los efectos de la temperatura en las microcápsulas.
- Se recomienda realizar un estudio exhaustivo de la estabilidad fisicoquímica de las microcápsulas durante su almacenamiento para evaluar su comportamiento a largo plazo.
- Utilizar un material para el refuerzo de la matriz, para mayor estabilidad del agente microencapsulante, por ejemplo: goma arábiga, alginato de sodio, lípidos, etc.

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abderrahim, F., Huanatico, E., Segura, R., Arribas, S., Gonzalez, M., & Condezo, H. L. (2015). Physical features, phenolic compounds, betalains and total antioxidant capacity of coloured quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Food Chemistry*, 183, 83–90. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.03.029>
- Aguilar-Tuesta, S., Mamani-Navarro, W., Espinoza-Silva, C., Basilio-Atencio, J., & Condezo-Hoyos, L. (2018). Microencapsulated betacyanin from colored organic quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): optimization, physicochemical characterization and accelerated storage stability. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 98(15), 5873 - 5883. <https://doi.org/10.1002/jsfa.9152>
- AINIA. (2010). *La microencapsulación, ¿qué beneficios nos puede aportar?* Recuperado el 28 de Noviembre de 2022, de <https://www.ainia.es/ainia-news/la-microencapsulacion-que-beneficios-nos-puede-aportar/>
- Akbar, E., Sadiq, Z., & Zia-UI-Haq, M. (2018). *Betalains: Biomolecular Aspects*. Suiza: Springer International Publishing AG. ISBN : 978-3-319-95623-7. <http://dx.doi.org/10.1007/978-3-319-95624-4>
- Akhavan, M. S., Mahdi, J. S., Ghorbani, M., & Assadpoor, E. (2014). Spray-Drying Microencapsulation of Anthocyanins by Natural Biopolymers: A review. *Review, Drying Technology*, 32(5), 509-518. <https://doi.org/10.1080/07373937.2013.839562>
- Alvarez, R. J., & Veliz, J. D. (2015). *Microencapsulación del extracto de betanina del Beta vulgaris por atomización y evaluación de sus propiedades funcionales como colorante natural*. Facultad de Ciencias Aplicadas - Universidad Nacional del Centro del Perú. Obtenido de <http://hdl.handle.net/20.500.12894/1930>
- Anandharamakrishnan, C., & Padma Ishwarya, S. (2015). *Spray Drying Techniques for Food Ingredient Encapsulation*. By John Wiley & Sons, Ltd. <http://dx.doi.org/10.1002/9781118863985>
- AOAC 931.12. (2005). °Brix: refractometría.
- AOAC 950.27. (2005). Humedad (g/100g).
- AOAC 981.12. (2005). pH: potenciometría.
- Apaza, V., Cáceres, G., Estrada, R., & Pinedo, R. (2013). *Catálogo de variedades comerciales de quinua en el Perú*. Lima: Lima: Instituto Nacional de Innovación Agraria INIA; Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación FAO. Obtenido de <https://hdl.handle.net/20.500.12955/76>

- Arteaga, A., & Arteaga, H. (2016). Optimization of the antioxidant capacity, anthocyanins and rehydration in powder of cranberry (*Vaccinium corymbosum*) microencapsulated with mixtures of hydrocolloids. *Scientia Agropecuaria*, 7, 191-200. <http://dx.doi.org/10.17268/sci.agropecu.2016.03.05>
- Baas, L. V. (2014). *Obtención de extractos polifenólicos con actividad biológica a partir de harinas elaboradas con subproductos de limon italiano*. Mérida: Centro de Investigación y Asistencia en Tecnología y Diseño de Estado de Jalisco, A. C. Obtenido de <http://ciatej.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1023/89>
- Barzola-Miranda, S. E., Casariego-Año, A., Nuñez de Villavincencio, M., & Rodríguez-Sánchez, J. L. (2018). Optimización de las condiciones de extracción de los pigmentos de las hojas de teca (*Tectona grandis* L.) utilizando la metodología de superficie de respuesta. *Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 28(2), 11-16. Obtenido de <https://link.gale.com/apps/doc/A636225241/IFME?u=anon~4c748771&sid=google Scholar&xid=a89d7507>
- Becerra, Z. E., & Venturo, M. (2017). *Evaluación del tipo de encapsulante y temperatura de entrada en la estabilidad de carotenoides y actividad antioxidante del Jugo de Zanahoria (*Daucus carota*) en la Microencapsulación por Spray-Drying*. Huancayo: Universidad Nacional del Centro del Perú. Obtenido de <http://hdl.handle.net/20.500.12894/4116>
- Benites, H. P. (2015). *Comparación de los solventes agua y etanol en la extracción de betalainas a partir de las brácteas de Buganvilla (*Bougainvillea Glabra* Ch.)*. Huancayo-Perú: Universidad Nacional del Centro del Perú, Facultad de Ingeniería en Industrias Alimentarias. Obtenido de <http://hdl.handle.net/20.500.12894/1225>
- Bonfill, M., Malik, S., Mohammad, M., Goleniowski, M., Cusido, R., & Palazón, J. (2013). Natural Products: Phytochemistry, Botany and Metabolism of Alkaloids, Phenolics and Terpenes. *Production and Genetic Engineering*, 2761-2796. [http://dx.doi.org/10.1007/978-3-642-22144-6\\_123](http://dx.doi.org/10.1007/978-3-642-22144-6_123)
- Borda, W., & Gamarra, W. (2003). *Diseño y construcción de un equipo mejorado para el desaponificado de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.)*. Puno-Perú: Investigaciones Agroindustriales (*Chenopodium quinoa* Willd.) y Cañihua (*Chenopodium pallidicaule* Aellen).
- Burak, M., & Imen, Y. (1999). Flavonoids and their antioxidant properties. *Turkiye Klin Tip Bil Derg*, 19, 296–304.

- Cai, Y. Z., & Corke, H. (2000). Production and Properties of Spray-dried Amaranthus Betacyanin Pigments. *Journal of Food Science*, 65(7), 1248-1252. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2000.tb10273.x>
- Calero, J., Sánchez, Y. F., Tórrez, R., Hernann, E., & López, K. (2008). Elaboración y Caracterización de microcápsulas gastrorresistentes de Diclofenac obtenidas por Gelificación Iónica. *Revista Científica de la UNAM León*, 2(1), 27-30. Obtenido de <https://revistasnicaragua.cnu.edu.ni/index.php/universitas/article/view/785>
- Calva, A. (2021). *Estabilidad de betalainas (Betacianinas y Betaxantinas) encapsuladas en emulsiones obtenidas con surfactantes naturales y métodos de alta energía*. Tesis (Maestría). Universidad Autónoma de Chihuahua. Obtenido de <http://repositorio.uach.mx/id/eprint/376>
- Cañarejo-Antamba, M., Bañuelos-Trejo, O., Reyes-Trejo, B., Espinosa-Solares, T., & Guerra-Ramirez, D. (2021). Comparison of nutritional and nutraceutical properties of Chenopodium quinoa cultivated in Mexico and Ecuador. *Chilean journal of agricultural research*, 81(4), 507-517. <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-58392021000400507>
- Carmona, F. (2013). *Cinética de degradación de betalainas en micropartículas de pulpa de atún (Opuntia ficus-indica), extracto ultrafiltrado y nanofiltrado*. Facultad de Ciencias Agronómicas Escuela de Postgrado. Obtenido de <https://repositorio.uchile.cl/handle/2250/147798>
- Carneiro, E., Tonon, R., Grosso, C., & Hubinger, M. (2013). Encapsulation efficiency and oxidative stability of flaxseed oil microencapsulated by spray drying using different combinations of wall materials. *Journal of Food Engineering*, 115, 443-451. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2012.03.033>
- Castellanos-Santiago, E., & Yahia, E. (2008). Identification and quantification of betalains from the fruits of 10 mexican prickly pear cultivars by high-performance liquid chromatography and electrospray ionization mass spectrometry. *Journal of agricultural and food chemistry*, 56(14), 5758-5764. <https://doi.org/10.1021/jf800362t>
- Castillo, I. (2013). *Estabilidad de betalainas en una mezcla seca para bebidas refrescantes, a base de pulpa y extracto de tuna púrpura (Opuntia ficus-indica) microencapsuladas*. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacéuticas - Departamento de Ciencia de los Alimentos y Tecnología Química. Obtenido de <https://repositorio.uchile.cl/handle/2250/113994>

- Castro, D. (2020). *Encapsulación de betalaínas en una matriz de gluteninas aplicadas sobre una película de ácido poliláctico modificada y su evaluación como un sensor de pH en alimentos*. Student thesis: Doctoral Thesis. Obtenido de <https://investigadores.unison.mx/en/studentTheses/encapsulaci%C3%B3n-de-betala%C3%ADnas-en-una-matriz-de-gluteninas-aplicadas>
- Castro-Enríquez, D., Montaña-Leyva, B., Del Toro-Sánchez, C., Juaréz-Onofre, J., Carvajal-Millan, E., Burruel-Ibarra, S., Tapia-Hernández, J.; Barreras-Urbina, C. (2020). Stabilization of betalains by encapsulation. *J Food Sci Technol.*, 57(5), 1587-1600. <https://doi.org/10.1007/s13197-019-04120-x>
- Castro-Muñoz, R., Barragán-Huerta, B. E., & Yáñez-Fernandez, J. (2015). Use of gelatin-maltodextrin composite as an encapsulation support for clarified juice from purple cactus pear (*Opuntia stricta*). *LWT - Food Science and Technology*, 62(1), 242-248. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2014.09.042>
- Cataldo, G. (2015). *Extracción, microbiología de las frutas y hortalizas, costos de calidad*. Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa, Facultad de Ingeniería de Procesos-Escuela Profesional de Ingeniería de Industrias Alimentarias. Obtenido de <http://repositorio.unsa.edu.pe/handle/UNSA/3292>
- Ceballos, A., Giraldo, G., & Orrego, C. (2012). Effect of freezing rate on quality parameters of freeze dried soursop fruit pulp. *Journal of Food Engineering*, 111(2), 360-365. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2012.02.010>
- Cerda, L. A., & Cazorla, J. G. (2018). *Aplicación de la técnica de microencapsulación de betalaínas extraídas a partir de la remolacha (Beta vulgaris)*. Universidad Técnica de Ambato. Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos. Maestría en Tecnología de Alimentos. Obtenido de <https://repositorio.uta.edu.ec/jspui/handle/123456789/28230>
- Cilek, B., Luca, A., Hasirci, V., Sahin, S., & Sumnu, G. (2012). Microencapsulation of phenolic compounds extracted from sour cherry pomace: effect of formulation, ultrasonication time and core to coating ratio. *European Food Research and Technology*, 235, 587-596. <https://doi.org/10.1007/s00217-012-1786-8>
- Cissé, M., Bohuon, P., F., S., Kane, C., Sakho, M., & Dornier, M. (2012). Aqueous extraction of anthocyanins from Hibiscus sabdariffa: Experimental kinetics and modeling. *19(1)*, 16-21. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2011.10.012>
- CODEX. (2018). *Draft two sections of the standard for quinoa*. Codex Alimentarius Commission.

- Colchado, M. Y., & Velasquez, A. E. (2015). *Efecto del método de liofilización, densidad de carga y temperatura de placa en la de fresa (Fragaria vesca L.) deshidratada*. Universidad Nacional del Santa Ana - Facultad de Ingeniería Escuela Académico Profesional de Ingeniería Agroindustrial. Obtenido de <http://repositorio.uns.edu.pe/handle/UNS/1984>
- Corilla, D. (2019). Extracción, Microencapsulación y cuantificación de Compuestos Fenólicos asistida por ultrasonido a partir de residuos de Café. *Tesis - Maestría - Ingeniería en Industrias Alimentarias*. Obtenido de <http://hdl.handle.net/20.500.12894/5733>
- Cynthia, S. J., Bosco, J. D., & Bhol, S. (2015). Physical and Structural Properties of Spray Dried Tamarind (*Tamarindus indica* L.) Pulp Extract Powder with Encapsulating Hydrocolloids. *International Journal of Food Properties*, 18(8), 1793-1800. <https://doi.org/10.1080/10942912.2014.940536>
- D'Amelia, V., Aversano, R., Chiaiese, P., & Carputo, D. (2018). The antioxidant properties of plant flavonoids: their exploitation by molecular plant breeding. *Phytochemistry Reviews*, 17(3), 611-625. <https://doi.org/10.1007/s11101-018-9568-y>
- De la Torre Mendoza, A. (2022). *Evaluación de la resistencia a la corrosión de aleación intermetálica Mo<sub>3</sub>Si, dopada a diferentes concentraciones de Tántalo inmersa en sales fundidas*. Facultad de Ciencias Químicas e Ingeniería. Obtenido de <http://riaa.uaem.mx/handle/20.500.12055/2814>
- De Souza, V., Thomazini, M., Baleiro, J., & Fávaro-Trindade, C. (2015). Effect of spray drying on the physicochemical properties and color stability of the powdered pigment obtained from vinification byproducts of the Bordo grape (*Vitis labrusca*). *Food and Bioproducts Processing*, 93, 39-50. doi:<https://doi.org/10.1016/j.fbp.2013.11.001>
- Dini, I., Tenore, G., & Dini, A. (2010). LWT - Food Science and Technology. *Antioxidant compound contents and antioxidant activity before and after cooking in sweet and bitter Chenopodium quinoa seeds*, 43(3), 447-451. doi:<https://doi.org/10.1016/j.lwt.2009.09.010>
- Egas, L., Villacrés, E., Salazar, D., Peralta, E., & Ruilova, M. (2010). Elaboración de un Cereal para Desayuno con Base a Quinua. *Revista Tecnológica ESPOL - RTE*, 23(2), 9-15. Obtenido de <http://repositorio.iniap.gob.ec/handle/41000/1498>
- Esatbeyoglu, T., Wagner, A. E., Schini-Kerth, V. B., & Rimbach, G. (2015). Betanin – A food colorant with biological activity. *Molecular Nutrition & Food Research*, 59(1), 36-47. <https://doi.org/10.1002/mnfr.201400484>

- Esquivel-González, B., Ochoa Martínez, L., & Rutiaga-Quiñones, O. (2015). Microencapsulación mediante secado por aspersion de compuestos bioactivos. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, 16(2), 180-192. Obtenido de <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=81343176006>
- Estevinho, B., Rocha, F., Santos, L., & Alves, A. (2013). Microencapsulation with chitosan by spray drying for industry applications. A review. *Trends in Food Science and Technology*, 31(2), 138–155. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2013.04.001>.
- Fathi, M., Mozafari, M. R., & Mohebbi, M. (2012). Nanoencapsulation of food ingredients using lipid based delivery systems. *Trends in Food Science & Technology*, 23(1), 13-27. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2011.08.003>
- Fazaeli, M., Emam-Djomeh, Z., Kalbasi Ashtari, A., & Omid, M. (2012). Effect of spray drying conditions and feed composition on the physical properties of black mulberry juice powder. *Food and Bioproducts Processing*, 90(4), 667-675. doi:<https://doi.org/10.1016/j.fbp.2012.04.006>
- Fennema, O. (2000). Colorantes . En *Química de los alimentos* (pág. 820). España: Editorial Acribia, Zaragoza,.
- Fernández, D., & Sancho, A. V. (2023). *Microencapsulación de compuestos bioactivos a partir de la raíz de cúrcuma (Curcuma longa) y jengibre (Zingiber officinale) como alternativa al uso de antiinflamatorios convencionales*. Universidad Técnica de Ambato. Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología. Carrera de Biotecnología. Obtenido de <https://repositorio.uta.edu.ec/jspui/handle/123456789/37960>
- Fernández-Lopéz, J. A., Angosto, J. M., Giménez, P. J., & León, G. (2013). Thermal stability of selected natural red extracts used as food colorants. *Plant foods for human nutrition (Dordrecht, Netherlands)*, 68(1), 11-17. <https://doi.org/10.1007/s11130-013-0337-1>
- Figuerola, P. M., Ceballos, M. A., & Hurtado, A. M. (2016). Microencapsulation by spray drying of blackberry (*Rubus glaucus*) oil extracted with supercritical CO<sub>2</sub>. *Revista Colombiana de Química*, 45(2), 39-47. <https://doi.org/https://dx.doi.org/10.15446/rev.colomb.quim.v45n2.57481>
- Flores, M., Renterí, A., Sánchez, R., & Chávez, A. (2019). Estructura y estabilidad de las betalaínas. *Asociación Interciencia*, 44(6), 318-325. Obtenido de [https://www.interciencia.net/wp-content/uploads/2019/07/318\\_6534\\_A\\_Chavez\\_v44n6.pdf](https://www.interciencia.net/wp-content/uploads/2019/07/318_6534_A_Chavez_v44n6.pdf)

- Gamboa, C., Van den Broeck, G., & Maertens, M. (2018). Smallholders' Preferences for Improved Quinoa Varieties in the Peruvian Andes. *10(10)*, 3735. <https://doi.org/10.3390/su10103735>
- Gandía-Herrero, F., Jiménez-Atiénzar, M., Cabanes, J., García-Carmona, F., & Escribano, J. (2010). Stabilization of the bioactive pigment of opuntia fruits through maltodextrin encapsulation. *Journal of agricultural and food chemistry*, *58(19)*, 10646-10652. doi:<https://doi.org/10.1021/jf101695f>
- Garazd, M., Garazd, Y., & Khilya, V. (2003). Neoflavones. 1. Natural distribution and spectral and biological properties. *Chemistry of Natural Compounds*, *39(1)*, 54–121. <http://dx.doi.org/10.1023/A:1024140915526>
- García-Gutiérrez, C., Gonzalo-Maldonado, M., Ochoa-Martínez, L., & Medrano-Roldán, H. (2004). Microencapsulación de jugo de cebada verde mediante secado por aspersión. *Ciencia y Tecnología Alimentaria*, *4(4)*, 262-266. <https://doi.org/10.1080/11358120409487769>
- Gioffre, P. (12 de Octubre de 2023). *Efectividad en métodos de purificación y extracción de flavonoides*. Obtenido de <https://www.cosmeti-clatam.com/index.php/2020/10/12/metodos-de-purificacion-y-extraccion-de-flavonoides/>
- Google Maps. (2024a). *Direcciones de Google Maps para la ubicación geográfica de la Universidad Nacional de Juliaca sede Ayabacas*. Recuperado el 22 de Marzo de 2024, de <https://www.google.com/maps/@-15.4093187,-70.0944037,925m/data=!3m1!1e3>
- Google Maps. (2024b). *Direcciones de Google Maps para la ubicación geográfica de la Universidad Nacional del Centro del Perú - Huancayo*. Recuperado el 22 de Marzo de 2024, de <https://www.google.com/maps/place/Universidad+Nacional+del+Centro+del+Per%C3%BA/@-12.032802,-75.2320979,933m/data=!3m1!1e3!4m5!3m4!1s0x910ebdfa14060b33:0xa08d3ae6c78c7aaf!8m2!3d-12.0330464!4d-75.237332>
- Google Maps. (2024c). *Direcciones de Google Maps para la ubicación geográfica de la Universidad Nacional de San Agustín - Arequipa*. Recuperado el 18 de Abril de 2024, de <https://www.google.com/maps/search/universidad+Nacional+de+san+agustin+facu>

- ltad+de+ingenieria/@-16.4067611,-  
71.5211221,625m/data=!3m2!1e3!4b1!5m1!1e1?entry=ttu
- Goula, A., & Adamopoulps, K. (2010). A new technique for spray drying orange juice concentrate. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, 11(2), 342-351. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2009.12.001>
- Henriette, M. (2009). Betalains: properties, sources, applications, and stability - a review. *International Journal of Food Science & Technology*, 44, 2365-2376. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2007.01668.x>
- Heras, I., Alvis, A., & Arrazola, G. (2013). Optimización del Proceso de Extracción de Antocianinas y Evaluación de la Capacidad Antioxidante de Berenjena (Solana melonera L.). *Información Tecnológica*, 24(5), 93-102. <http://dx.doi.org/10.4067/S0718-07642013000500011>
- Hernández, S. N., Marino, L., Isern, D. M., Coria, I. D., & Irunzun, I. (2019). Flavonoides: aplicaciones medicinales e industriales. *Instituto de Investigación Fisicoquímicas Teóricas y Aplicadas- CONICET(40)*, 11-27. Obtenido de <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/113738>
- Hernández-Sampieri, R., & Mendoza, C. (2018). *Metodología de la investigación. Las rutas cuantitativa, cualitativa y mixta*. Editorial Mc Graw Hill Education. <https://doi.org/10.22201/fesc.20072236e.2019.10.18.6>
- Hernández-Sampieri, R., Fernández-Collado, C., & Baptista-Lucio, P. (2014). *Metodología de la investigación*. McGraw Hill España. Sexta edición. Obtenido de <https://www.esup.edu.pe/wp-content/uploads/2020/12/2.%20Hernandez,%20Fernandez%20y%20Baptista-Methodolog%C3%ADa%20Investigacion%20Cientifica%206ta%20ed.pdf>
- Herrera, J. (2017). *Regulación de malezas en el cultivo de quinua (Chenopodium quinoa Will.) variedad negra collana. Canaán, 2735 msnm - Ayacucho*. Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Obtenido de <http://repositorio.unsch.edu.pe/handle/UNSCH/2677>
- Huayllahuamán de la Cruz, E. (2019). *Microencapsulación de aceite esencial de menta negra (Mentha piperita L.) por atomización*. Escuela Profesional de Ingeniería de Alimentos - Universidad Peruana Unión. Obtenido de <http://repositorio.upeu.edu.pe/handle/20.500.12840/2076>
- Huayta, F. (2022). *Optimización del porcentaje de adición de harina de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) negra collana y spirulina (Arthrospira platensis) en*

- la elaboración de queque con alto valor proteico*. Facultad de Ingeniería de Procesos Industriales - Universidad Nacional de Juliaca. Obtenido de <http://repositorio.unaj.edu.pe:8080/xmlui/handle/UNAJ/265>
- IICA. (22 de 11 de 2022). *MIDAGRI*. Obtenido de Marco Orientador de Cultivos 2021 - 2022: <https://gestionparticipativa.pe.iica.int/Procesos/MOC/resumen/cultivo-priorizado/Quinoa.aspx>
- Imbacuan, M. (2023). *Evaluación de la fermentación con cultivos lácticos de una bebida a base de extracto de amaranto (Amaranthus) y quinua (Chenopodium quinua) saborizada con chilguacán*. UPEC. Obtenido de <http://181.198.77.137:8080/jspui/handle/123456789/1949>
- INDECOPI. (2014). (*Instituto Nacional de Defensa de la Competencia y de la Protección de la Propiedad Intelectual, Perú*). Lima: Quinoa: Requisitos. NTP 205.062. 2 ed. El Peruano. 28 dic.
- INIA. (2013). *Quinoa INIA 420 - Negra Collana*. Puno. Obtenido de <https://hdl.handle.net/20.500.12955/77>
- Iwashina, T. (2013). Flavonoid properties of five families newly incorporated into the order Caryophyllales. *Bulletin of the National Museum of Nature and Science*, 39(1), 25-51. Obtenido de [https://jglobal.jst.go.jp/en/detail?JGLOBAL\\_ID=201302236735656110](https://jglobal.jst.go.jp/en/detail?JGLOBAL_ID=201302236735656110)
- Janiszewska, E., Jedlińska, A., & Witrowa-Rajchert, D. (2015). Effect of homogenization parameters on selected physical properties of lemon aroma powder. *Food and Bioproducts Processing*, 94, 405-413. doi:<https://doi.org/10.1016/j.fbp.2014.05.006>
- Jensen, S. (2011). *Modelagem e investigação experimental dos processos de secagem e extração de erva-mate (Ilex paraguariensis)*. Tese (Doutorado em Tecnologia de Alimentos)- Universidade Federal do Paraná. Obtenido de <http://hdl.handle.net/1884/25581>
- Kang, K., Echarri, J., & Llorente, C. (2013). *Servicio de microscopía electrónica de barrido y microanálisis del LIMF*. Facultad de Ingeniería - UNLP. Obtenido de <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/38238>
- Koksal, E., Bayram, O., Moral, E., & Gode, F. (2022). Microencapsulation of quinoa extract (*Chenopodium quinoa* Willd.) in response surface methodology conditions: preparation and characterization. *Particulate Science and Technology*, 41(2), 231-240. <https://doi.org/10.1080/02726351.2022.2072429>

- Kris-Etherton, P. M., Hecker, K. D., Bonanome, A., Coval, S. M., Binkoski, A. E., & otros. (2002). Bioactive compounds in foods: their role in the prevention of cardiovascular disease and cancer. *The American journal of medicine*, 113(9), 71-88. doi:[https://doi.org/10.1016/S0002-9343\(01\)00995-0](https://doi.org/10.1016/S0002-9343(01)00995-0)
- Laqui-Vilca, C., Aguilar-Tuesta, S., Mamani-Navarro, W., Montaña-Bustamante, J., & Condezo-Hoyos, L. (2018). Ultrasound-assisted optimal extraction and thermal stability of betalains from colored quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) hulls. *Industrial Crops & Products*, 111, 606-614. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2017.11.034>
- Laus, M., Gagliardi, A., Soccio, M., Flagella, Z., & Pastore, D. (2012). Antioxidant activity of free and bound compounds in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) seeds in comparison with durum wheat and emmer. *Journal of Food Science*, 77, 1150-1155. Obtenido de <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2012.02923.x>
- Leong, J. Y., Lam, W. H., Ho, K. W., Voo, W. P., Lee, M. F., Lim, H. P., Lim, S. L. Tey, B. T.; Poncelet, D. (2016). Advances in fabricating spherical alginate hydrogels with controlled particle designs by ionotropic gelation as encapsulation systems. *Particuology*, 24, 44-60. <https://doi.org/10.1016/j.partic.2015.09.004>
- Lim, J. G., Park, H. M., & Yoon, K. S. (2019). Analysis of saponin composition and comparison of the antioxidant activity of various parts of the quinoa plant (*Chenopodium quinoa* Willd). *Food Science & Nutrition*, 8(1), 694-702. <https://doi.org/10.1002/fsn3.1358>
- Llanos-Ticona, A. S. (2021). *Calidad física - química y sanitaria de granos de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) destinados a la comercialización en tres cooperativas de la región Puno*. Universidad Nacional del Altiplano. Obtenido de <http://repositorio.unap.edu.pe/handle/20.500.14082/15928>
- López, O., & Figueroa, J. (2020). *Microencapsulación de antocianinas con actividad antioxidante extraídas a partir de la cáscara de pitahaya roja (Hylocereus undatus)*. Facultad de Ciencia e Ingeniería y Universidad Técnica de Ambato. Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología. Carrera de Ingeniería Bioquímica en Alimentos y Biotecnología. Obtenido de <https://repositorio.uta.edu.ec/jspui/handle/123456789/30832>
- Lorenzoni, G., Marques da Silva, T., Tasch, A., Schley, V., & Ragagnin de Menezes, C. (2015). Microencapsulação de culturas probióticas: princípios do método de spray

- drying. *Ciência e Natura*, 37(5), 132-141. Recuperado el 29 de Agosto de 2024, de <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=467547645015>
- Lozano, M. (2009). *Obtención de microencapsulados funcionales de zumo de opuntia stricta mediante secado por atomización*. Universidad Politécnica de Cartagena. Obtenido de <http://hdl.handle.net/10317/954>
- Luna-Guevara, J., Ochoa-Velasco, C., & Hernández-Carranza, P. (2017). Microencapsulation of walnut, peanut and pecan oils by spray drying. *Food Structure*, 12, 26-32. doi:<https://doi.org/10.1016/j.foostr.2017.04.001>
- Luna-Guevara, L., Luna-Guevara, J., Hernández-Carranza, P., Ruíz-Espinosa, H., & Ochoa-Velasco, C. (2018). Phenolic Compounds: A Good Choice Against Chronic Degenerative Diseases. *Studies in Natural Products Chemistry*, 59, 79-108. <https://doi.org/10.1016/B978-0-444-64179-3.00003-7>
- Macías-Cortés, E., Gallegos-Infante, J. A., Rocha-Guzmán, N. E., Moreno-Jiménez, M. R., Medina-Torres, L., & González-Laredo, R. F. (2020). Microencapsulation of phenolic compounds: Technologies and novel polymers. *Revista Mexicana de Ingeniería Química*, 19(2), 491-521. <https://doi.org/10.24275/rmiq/Alim642>
- Matthies, A., Clavel, T., M., G., Engst, W., Haller, D., Blaut, M., & Braune, A. (2008). Conversion of daidzein and genistein by an anaerobic bacterium newly isolated from the mouse intestine. *Applied and environmental microbiology*, 74(15), 4847-4852. <https://doi.org/10.1128/aem.00555-08>
- Mendes, L. G. (2012). *Microencapsulação do corante natural de urucum: uma análise da eficiência da goma do cajueiro como material de parede*. Dissertação (Mestrado em Tecnologia de Alimentos) - Universidade Federal do Ceará. Obtenido de <http://repositorio.ufc.br/handle/riufc/17650>
- MINAGRI. (2017). *Quinoa: Producción y Comercio del Perú. Perfil Técnico N°2*. Ed. Dirección de Estudios Económicos e Información Agraria - Dirección General de Políticas Agrarias. Obtenido de <https://www.midagri.gob.pe/portal/analisis-economico/analisis-2017?download=10867:quinua-comercio-y-produccion-del-peru-2017>
- Miranda, M., Vega-gálvez, A., Martínez, E., López, J., Marín, R., M., A., & Fuentes, F. (2013). Influence of contrasting environments on seed composition of two quinoa genotypes: nutritional and functional properties. *Chilean journal of agricultural research*, 73, 108 - 116. <https://dx.doi.org/10.4067/S0718-58392013000200004>

- Mujica, A., & Jacobsen, S. E. (2007). *La quinua (Chenopodium quinoa Willd.) y sus parientes silvestres*. M. Moraes R., B. Øllgaard, L. P. Kvist, F. Borchsenius, & H. Balslev (Eds). Botánica Económica de los Andes Centrales. Obtenido de <https://www.beisa.dk/Publications/BEISA%20Book%20pdfer/Capitulo%2027.pdf>
- Muñoz, C., Chavez, W., Pabón, L., Rendón, M., Chaparro, M., & Otálvaro-Álvarez, A. (2015). Extracción de compuestos fenólicos con actividad antioxidante a partir de Champa (*Campomanesia lineatifolia*). *Revista CENIC. Ciencias Químicas*, 46, 38-46. Obtenido de <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=181643224027>
- Najera, E., & Castillo, U. (2022). *Cuantificación de compuestos bioactivos del extracto etanólico de chipilín (Crotalaria longirostata Hook. & Arn.) encapsulados con maltodextrina, goma guar y gelatina*. Zamorano: Escuela Agrícola Panamericana Departamento de Agroindustria Alimentaria. Obtenido de <https://bdigital.zamorano.edu/handle/11036/7345>
- Navruz-Varli, S., & Sanlier, N. (2016). Nutritional and health benefits of quinoa (*Chenopodium quinoa Willd*). *Journal of Cereal Science*, 69, 371-376 . <https://doi.org/10.1016/j.jcs.2016.05.004>
- Nedovic, V., Kalusevic, A., Manojlovic, V., Levic, S., & Bugarski, B. (2011). An overview of encapsulation technologies for food applications. *Procedia Food Science*, 1, 1806-1815. <https://doi.org/10.1016/j.profoo.2011.09.265>
- NTP 205.062. (2014). *Ganos andinos. Quinua. Requisitos*. Lima-Perú: 2da. Edición.
- Oberoi, D. P., & Sogi, D. (2015). Effect of drying methods and maltodextrin concentration on pigment content of watermelon juice powder. *Journal of Food Engineering*, 165, 172-178. doi:<https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2015.06.024>
- Olguín-Rojas, J. A. (2019). *Microencapsulación de extractos de Chile Habanero (Capsicum chinense) empleando secado por aspersión y CO2 supercritico*. Universidad de Cádiz. Obtenido de <https://rinacional.tecnm.mx/bitstream/TecNM/1603/1/2019%20Olguin%20Rojas%20Jose%20Arturo.pdf>
- Ortega, A., Rondon, M., Roncal, E., Rogert, E., Cedré, J., Bocurt, G., Izquierdo, M.; Ruz, O. (2018). Desarrollo de un saborizante de mango microencapsulado. *Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 28(1), 50-55. Obtenido de <https://link.gale.com/apps/doc/A636225225/AONE?u=anon~9f982c7a&sid=google Scholar&xid=886a3c7c>

- Osmayo, B. (2023). *Propiedades termodinámicas e isothermas de sorción de agua de granos de quinua (Chenopodium quinoa)*. Escuela Profesional de Ingeniería Agroindustrial - Universidad Nacional de Moquegua. Obtenido de <https://repositorio.unam.edu.pe/handle/UNAM/502>
- Osmayo, B. (2023). *Propiedades termodinámicas e isothermas de sorción de agua de granos de quinua (Chenopodium quinoa)*. Escuela Profesional de Ingeniería Agroindustrial - Universidad Nacional de Moquegua.
- Ozkan, G., Franco, P., De Marco, I., & Capanoglu, E. (2019). A review of microencapsulation methods for food antioxidants: Principles, advantages, drawbacks and applications. *Food Chemistry*, 272, 494-506. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.07.205>
- Pajaro, E. (2017). *Evaluación de las propiedades fisicoquímica, bromatológicas y antioxidantes de pulpa de mango microencapsulada por el método secado por aspersión*. Universidad de Cartagena. Obtenido de <https://repositorio.unicartagena.edu.co/handle/11227/6166>
- Panche, A., Diwan, A., & Chandra, S. (2016). Flavonoids: an overview. *Journal of Nutritional Science*, 5, 47. <https://doi.org/10.1017/jns.2016.41>
- Pardo, A., Matute, N., & Echavarría, A. P. (2017). *Determinación de compuestos bioactivos y actividad antioxidante de la pulpa de maracuyá (passiflora edulis)*. Ecuador: Facultad de Ciencias Químicas y de la Salud, Universidad Técnica de Machala, UTMACH, Machala, <https://ojs.unemi.edu.ec/index.php/facsalud-unemi/article/view/538/450>.
- Pardo, M. S., Burga, R. A., & Romero, V. L. (2019). Estudio comparativo en rendimiento y calidad de 12 variedades de quinua orgánica en la comunidad campesina de San Antonio de Manallasac, Ayacucho. *Campus*, 25(29), 57-65. <http://dx.doi.org/10.24265/campus.2019.v25n29.04>
- Pastuña-Pullutasig, A., López-Hernández, O., Debut, A., Vaca, A., Rodríguez-Leyes, E., Vicente, R., Gonzales, V.; González-Sanabria, M.; Tapia-Hernández, F. (2016). Microencapsulación de aceite de sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) mediante secado por aspersión. *Revista Colombiana de Ciencias Químico - Farmacéuticas*, 45(3), 422-437. <https://doi.org/10.15446/rcciquifa.v45n3.62029>
- Pereira, E., Encina-Zelada, C., Barros, L., Gonzales-Barron, U., & Cadavez, V. (2019). Chemical and nutritional characterization of *Chenopodium quinoa* Willd (quinua)

- grains: A good alternative to nutritious food. *Food Chemistry*, 280, 110-114. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.12.068>
- Pérez, C., & Rojas, J. (2022). *Microencapsulación de compuestos fenólicos de la planta de sunfo (Clionopodium nubigenum Kunth Kuntze), mediante secado por aspersión*. Universidad Técnica de Cotopaxi. Obtenido de <http://repositorio.utc.edu.ec/handle/27000/9076>
- Picot, A., & Lacroix, C. (2004). Encapsulation of bifidobacteria in whey protein-based microcapsules and survival in simulated gastrointestinal conditions and in yoghurt. *International Dairy Journal*, 14(6), 505-515. <https://doi.org/10.1016/j.idairyj.2003.10.008>
- Pompeu, D. R., Silva, E. M., & Rogez, H. (2009). Optimisation of the solvent extraction of phenolic antioxidants from fruits of Euterpe oleracea using Response Surface Methodology. *Bioresource technology*, 100(23), 6076-6082. doi:<https://doi.org/10.1016/j.biortech.2009.03.083>
- Queck, S. Y., Chok, N. K., & Swedlund, P. (2007). The physicochemical properties of spray-dried watermelon powders. *Chemical Engineering and Processing: Process Intensification*, 46(5), 386-392. <https://doi.org/10.1016/j.cep.2006.06.020>
- Quenta, L., & Verapinto, G. (2017). *Obtención de harina de quinua malteada (chenopodium quinoa willd) y suplementada en minerales esenciales: Hierro, Calcio, Magnesio y Zinc*. Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa. Obtenido de <http://repositorio.unsa.edu.pe/handle/UNSA/3168>
- 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. Obtenido de <http://hdl.handle.net/10261/101372>
- Ramirez, C. (2020). *Evaluación de la extracción de flavonoides a partir de la cáscara de naranja*. Fundación Universidad de América, Facultad de Ingeniería Química. Obtenido de <https://hdl.handle.net/20.500.11839/8180>
- Ramírez, P. (2015). *Cambios producidos por la cocción y el lavado sobre las betalaínas de la quinua (chenopodium quinoa Willd)*. Universidad Nacional Agraria La Molina. Escuela de Posgrado. Maestría en Tecnología de Alimentos. Obtenido de <https://hdl.handle.net/20.500.12996/2560>
- Ramos, J. (2020). *Estabilidad de betalaínas, polifenoles y actividad antioxidante en quinua durante las operaciones de procesamiento y cocción*. Unidad de Posgrado de la

Facultad de Ingeniería en Industrias Alimentarias. Obtenido de <http://hdl.handle.net/20.500.12894/6300>

- Razzeto, G., Uñates, M., Moreno, J., López, R., Aguilar, E., Sturniolo, H., & Escudero, N. (2019). Evaluation and comparative study of the nutritional profile and antioxidant potential of new quinoa varieties. *Asian Journal of Agricultural and Horticultural Research*, 3(3), 1-11. <https://doi.org/10.9734/ajahr/2019/v3i330002>
- Repo-Carrasco, R., & Encina-Zelada, C. R. (2008). Determinación de la capacidad antioxidante y compuestos fenólicos de cereales andinos: Quinoa (*Chenopodium quinoa*), Kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*) y Kiwicha (*Amaranthus caudatus*). *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 74(2), 85-99. Obtenido de <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=371937609002>
- Repo-Carrasco-Valencia, R., Hellström, J. K., J., P., & Mattila, P. (2010). Flavonoids and other phenolic compounds in Andean indigenous grains: Quinoa (*Chenopodium quinoa*), kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*) and kiwicha (*Amaranthus caudatus*). *Food Chemistry*, 120(1), 128-133. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.09.087>
- Repo-Carrasco-Valencia, R., Hellström, J. K., J., P., & Mattila, P. (2010). Flavonoids and other phenolic compounds in Andean indigenous grains: Quinoa (*Chenopodium quinoa*), kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*) and kiwicha (*Amaranthus caudatus*). *Hellström b, Juha-Matti Pihlava c, Pirjo H. uha-Matti Pihlava b*, 120(1), 128-133. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.09.087>
- Rezende, Y. R., Nogueira, J. P., & Narian, N. (2018). Microencapsulation of extracts of bioactive compounds obtained from acerola (*Malpighia emarginata* DC) pulp and residue by spray and freeze drying: Chemical, morphological and chemometric characterization. *Food Chemistry*, 254, 281-291. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.02.026>
- Roccia, P., Martinez, M., Llabot, J., & Ribotta, P. (2014). Influence of spray-drying operating conditions on sunflower oil powder qualities. *Powder Technology*, 254, 307-313. <https://doi.org/10.1016/j.powtec.2014.01.044>
- Rosenberg, M., Kopelman, I., & Talmon, Y. (1990). Factors affecting retention in spray drying encapsulation of volatile material. *Journal Agriculture Food Chemical*, 38(5), 1288-1294. <https://doi.org/10.1021/jf00095a030>
- Salas, J. (2019). *Encapsulación del ácido ascórbico y compuestos fenólicos del extracto de tumbo serrano (Passiflora mollissima H.B.K.) en alginato de sodio mediante*

- gelificación iónica*. Escuela Profesional de Ingeniería de Alimentos; Ciencia y Tecnología de Alimentos. Obtenido de <http://hdl.handle.net/20.500.12840/1892>
- Sánchez, Z. (2016). *Evaluación de propiedades fisicoquímicas, morfológicas y sensoriales de microencapsulados de cacao obtenidos por Spray Drying*. Universidad Nacional de Colombia. Obtenido de <https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/56654>
- Sandoval, A., Rodriguez, E., & Ayala, A. (2004). Encapsulación de aditivos para la industria de alimentos. *Ingeniería y competitividad*, 5(2), 73-83. Obtenido de [https://revistaingenieria.univalle.edu.co/index.php/ingenieria\\_y\\_competitividad/article/view/2298](https://revistaingenieria.univalle.edu.co/index.php/ingenieria_y_competitividad/article/view/2298)
- Santiago-Adame, R., Medina-Torres, L., Gallegos-Infante, J., Calderas, F., González-Laredo, R., Rocha-Guzmán, N., N.; Ochoa-Martínez, L.; Bernad-Bernad, M. (2015). Spray drying-microencapsulation of cinnamon infusions (*Cinnamomum zeylanicum*) with maltodextrin. *LWT - Food Science and Technology*, 64(2), 571-577. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.06.020>
- Santos, G. (2014). *Encapsulación por la tecnología de vibración con aplicación en investigación e industrias de alimentos, química, farmacéutica y biotecnología*. Obtenido de <https://es.slideshare.net/slideshow/presentacion-seminario-encapsulacion-cimatec/39629913>
- Schafroth, A., Arpagaus, C., Jadhav, U., Makne, S., & Douroumis, D. (2012). Nano and microparticle engineering of water insoluble drugs using a novel spray-drying process. *Colloids and Surfaces B: Biointerfaces*, 90, 8-15. <https://doi.org/10.1016/j.colsurfb.2011.09.038>
- Shishir, M. R., & Chen, W. (2017). Trends of spray drying: A critical review on drying of fruit and vegetable juices. *Trends in Food Science & Technology*, 65, 49-67. doi:<https://doi.org/10.1016/j.tifs.2017.05.006>
- Simon-Brown, K., Solval, K. M., Chotiko, A., Alfaro, L., Reyes, V., Liu, C., & Sathivel, S. (2016). Microencapsulation of ginger (*Zingiber officinale*) extract by spray drying technology. *LWT - Food Science and Technology*, 70, 119-125. doi:<https://doi.org/10.1016/j.lwt.2016.02.030>
- Sivapalan, S. (2018). Nutritional aspects of quinoa. *Agriculture and Food-Department of Primary Industries and Regional Development*. Obtenido de <https://www.agric.wa.gov.au/irrigated-crops/nutritional-aspects-quinoa>
- Soto, E., Mercado, W., Estrada, R. R., Díaz, F., & Díaz, G. (2015). *El mercado y la producción de quinua en el Perú*. Instituto Interamericano de Cooperación para la

- Agricultura – IICA. Instituto Nacional de Innovación Agraria - INIA. Obtenido de <http://repositorio.iica.int/handle/11324/2652>
- Souza, P. (2021). *Microencapsulação de extratos vegetais e suas aplicações na indústria: revisão sistemática*. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Engenharia Química ) – Universidade Federal do Pampa. Obtenido de <https://repositorio.unipampa.edu.br/jspui/handle/rii/6018>
- Talens, P. (2017). *Evaluación del color y tolerancia de color en alimentos a través del espacio CIELAB*. Universitat Politècnica de Valencia. Obtenido de <https://riunet.upv.es/bitstream/handle/10251/83392/talens%20-%20evaluaci%C3%B3n%20del%20color%20y%20tolerancia%20de%20color%20en%20alimentos%20a%20trav%C3%A9s%20del%20espacio%20cielab.pdf?sequence=1>
- Tang, Y., Li, X., Zhang, B., Chen, P., Liu, R., & Tsao, T. (2015). Characterisation of phenolics, betanins and antioxidant activities in seeds of three *Chenopodium quinoa* Willd. genotypes. *Food Chemistry*, 166(1), 380-388. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.06.018>
- Tarquino, L. (2018). *Valoración fotoprotectora IN VITRO de extractos fenólicos a partir de cuatro variedades de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) de la provincia de Aroma del departamento de la Paz*. Universidad Mayor de San Andrés Facultad de Ciencias puras y naturales-Carrera de Ciencias Químicas. Obtenido de <https://repositorio.umsa.bo/handle/123456789/18237>
- Thermo Fisher Scientific. (26 de Abril de 2024). *Scios 2 DualBeam*. Obtenido de DualBeam Microscopes: <https://www.thermofisher.com/pe/en/home/electron-microscopy/products/dualbeam-fib-sem-microscopes/scios-2-dualbeam-microscope.html>
- Tonon, R. V., Brabet, C., & Hubinger, M. D. (2008). Influence of process conditions on the physicochemical properties of açai (*Euterpe oleraceae* Mart.) powder produced by spray drying. *Journal of Food Engineering*, 88(3), 411-418. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2008.02.029>
- Tonon, R. V., Brabet, C., Pallet, D., Brat, P., & Hubinger, M. D. (2009). Physicochemical and morphological characterisation of açai (*Euterpe oleraceae* Mart.) powder produced with different carrier agents. *International Journal of Food Science and Technology*, 44(10), 1950-1958. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2009.02012.x>

- Torres, R., Yumang, R., Jose, C., & Canillo, C. D. (2019). Microencapsulation of Betalain from Philippine Beta vulgaris as stable colorant powder. *Open Journal of Food and Nutritional Research*, 1(1), 17-25. <https://doi.org/10.36811/ojfnr.2019.110003>
- Valencia, Z., Cámara, F., Ccapa, K., Catacora, P., & Quispe, F. (2017). Compuestos bioactivos y actividad antioxidante de semillas de quinua peruana (*Chenopodium quinoa* W.). *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 83(1), 16-28. <https://doi.org/10.37761/rsqp.v83i1.100>
- Vanden, N. (2016). *Evaluación de la actividad de compuestos bioactivos microencapsulados en Quitosano en modelos de Inflamación*. Facultad de Ciencias Químicas - Universidad Nacional de Córdoba. Obtenido de <http://hdl.handle.net/11086/14603>
- Vargas Zambrano, P., Arteaga Solorzano, R., & Cruz Viera, L. (2019). Análisis bibliográfico sobre el potencial nutricional de la quinua (*Chenopodium quinoa*) como alimento funcional. *Centro Azúcar*, 46(4), 89-100. Obtenido de <https://biblat.unam.mx/es/revista/centro-azucar/articulo/analisis-bibliografico-sobre-el-potencial-nutricional-de-la-quinua-chenopodium-quinoa-como-alimento-funcional>
- Vargas, J., & Pacheco, L. (2022). *Evaluación del potencial antioxidante del extracto de *Margyricarpus pinnatus* (Lam) Kuntze microencapsulado mediante secado por aspersión y su uso en la formulación de una bebida instantánea*. Universidad Técnica de Ambato. Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología. Carrera de Ingeniería en Alimentos. Obtenido de <https://repositorio.uta.edu.ec/jspui/handle/123456789/36054>
- Vergara, C. (2013). *Extracción y estabilización de betalaínas de tuna púrpura (*Opuntia ficus-indica*) mediante tecnología de membranas y microencapsulación, como colorante alimentario*. Facultad de Ciencias Agronómicas, Facultad de Ciencias Químicas y Farmacéuticas, Facultad de Medicina, Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias e Instituto de Nutrición y Tecnología de Alimentos. Obtenido de <https://repositorio.uchile.cl/handle/2250/114868>
- Vidal, C. O., Merchán, M., Granados, M., Nuñez, O., Saurina, J., & Sentellas, S. (2022). Contenido total de polifenoles en muestras de alimentos y nutraceuticos: índices de antioxidantes versus cromatografía líquida. *MDPI*.
- Vidaurre-Ruiz, J., Diaz-Rojas, G., Mendoza-Llamo, E., & Solano-Cornejo, M. (2017). Variación del contenido de Betalaínas, compuestos fenólicos y capacidad

- antioxidante durante el procesamiento de la quinua (*Chenopodium quinoa* W.). *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 83(3), 319-330. Obtenido de <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=9552741>
- Vilcacundo, R., & Hernández-Ledesma, B. (2017). Nutritional and biological value of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Current Opinion in Food Science*, 1-6. <https://doi.org/10.1016/j.cofs.2016.11.007>
- Villanueva, E. (2014). *Contenido de betalaínas, y determinación de la actividad antioxidante de accesiones de Chenopodium quinoa Willd del distrito de Tambillo Ayacucho*. Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga.
- Wainwright, K. N. (2022). *Encapsulación del extracto etanólico de cáscara de pitaya (Hylocereus costaricensis) utilizando maltodextrina como agente encapsulante*. Doctoral dissertation Zamorano: Escuela Agrícola Panamericana. Obtenido de <https://bdigital.zamorano.edu/handle/11036/7386>
- Weerachet, J., Chantara-In, M., Deying, T., & Ratanavong, W. (2011). Production of tamarind powder by drum dryer using maltodextrin and Arabic gum as adjuncts. *Songklanakarin Journal of Science and Technology*, 33(1), 33-41. Obtenido de <https://www.thaiscience.info/journals/Article/SONG/10740959.pdf>
- Zárate, L. (2019). *Aplicación del almidón de quinua (Chenopodium quinoa) en la industria alimentaria de acuerdo a su potencial tecnológico*. Facultad Ciencias Agrarias - Programa de Ciencia y Tecnología de Alimentos.

## ANEXOS

### **Anexo 1: *Determinación de humedad (AOAC 950.27, 2005).***

#### **Procedimiento**

Se realizó el tarado de la cápsula de porcelana previamente.

Se pesó 1 g de muestra en una placa Petri.

Se colocó en la estufa a 105 °C por un lapso de 5 horas.

Se enfrió en el desecador durante 10 minutos hasta que el peso sea constante. Regresándole 10 minutos a la estufa, enfriarlas y pesarlas nuevamente.

Se realizó por triplicado.

$$ss(\%) = \frac{m2 - m1}{m1 - m} \times 100$$

Donde:

SS = Sustancia seca en porcentaje en masa

m = Masa de la cápsula en g

m1 = Masa de cápsula con la muestra en g

m2 = masa de la cápsula con la muestra después del calentamiento en gr.

### **Anexo 2: *Procedimiento para la determinación de los grados °Brix (AOAC 931.12, 2005).***

Los grados °Brix se determinaron empleando refractómetros calibrados a 20 °C. Independientemente de la escala del equipo, todo refractómetro debe ser calibrado con agua destilada antes de cada medida.

#### **Procedimiento**

Poner una o dos gotas de muestra sobre el prisma del refractómetro.

Cubrir el prisma con la tapa con cuidado

Al cerrar, la muestra debe distribuirse sobre la superficie del prisma.

Orientando el aparato hacia una fuente de luz, mirar con el ojo a través del campo visual.

En el campo visual, se observó una transición de un campo claro a uno oscuro.

Leer el número correspondiente en la escalera.

Luego abrir la tapa y limpiar la muestra del prisma con un pedazo de papel suave o gasa limpia.

**Anexo 3: Determinación de pH (AOAC 981.12, 2005).**

Limpiar el potenciómetro con agua desmineralizada.

Secar el bulbo del potenciómetro.

Calibrar con soluciones buffer de 7, 4 y 10 respectivamente.

Verificar el funcionamiento del potenciómetro.

Proceder a realizar las distintas mediciones correspondientes.

**Anexo 4: Determinación para la actividad de agua (Huayllahuamán de la Cruz, 2019).**

Se realizó con dos muestras y se determinó con el equipo de Aqualab.

Se midió por triplicado.

**Anexo 5: Determinación para la viscosidad (Barreto et al., 2017).**

La muestra del extracto se midió en un viscosímetro Fungilab digital empleando una velocidad de agitaciones de 100 rpm, a una temperatura de 25 °C y con un tiempo de agitación de 1 minuto.

Se realizó la lectura directa en el equipo, en unidades de Centipoise (cP).

**Anexo 6: Determinación de betalaína (Castellanos-Santiago y Yahia, 2008).**

Se tomó 14 ml de la muestra preparada y se aforó con la solución buffer McIlvaine en un matraz de aforo de 10 ml.

Se leyó en un espectrofotómetro a longitudes de onda de 538 nm y 483 para betacianinas y betaxantinas respectivamente.

Se midió la absorbancia en presencia de agua destilada como referencia.

El contenido de betalaína se calculó con la siguiente fórmula:

$$\text{Betalainas} = \left( \frac{A * FD * PM * Vd}{E * L} \right)$$

Donde:

A= Absorbancia a 538 nm para la determinación de betacianinas y 483 nm para betaxantinas.

FD= Factor de dilución

PM= Peso molecular de betanina 550g/mol

Vd= volumen de extracto ml

E= Coeficiente de extinción molar 60000 L/mol cm. Aplicado para cuantificar las betacianinas y 48.000 L/mol cm. Para betaxantina.

L= Longitud de camino (1 cm) de la cubeta.

Contenido de betalaínas totales.

$$BT \left( \frac{\text{mg}}{\text{g}} \right) = BC \left( \frac{\text{mg}}{\text{g}} \right) + BX \left( \frac{\text{mg}}{\text{g}} \right)$$

Donde:

BT= Betalaínas totales

BC= Betacianinas

BX= Betaxantinas

**Anexo 7: Determinación de flavonoides (método de tricloruro de aluminio) (Tarquino, 2018).**

### **Fundamento**

Las flavonas y flavonoles, forman complejos estables con el tricloruro de aluminio, además, son susceptibles de analizar mediante espectrofotometría UV-Vis el método básicamente consiste en que el complejo de aluminio-flavonoide presenta una coloración rosa salmón que absorbe a 490 nm. (Tarquino, 2018).

#### **a. Preparación de reactivos**

Preparación de la curva de calibración: el patrón de Quercetina será usado para realizar la curva de calibración 5 mg del reactivo fueron disueltos en etanol al 80% posteriormente diluidos a 5, 10, 15 y 20 µ/ml.

Preparación de cloruro de aluminio al 10 % p/v: se pesó 1,8289 g de  $\text{AlCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$  y se aforó a 10 mL con agua destilada.

Preparación de Acetato de Potasio 1M. Se pesó 0,9913 g de  $\text{C}_2\text{H}_3\text{NaO}_2$  y se aforó a 10 ml con agua destilada.

#### **b. Determinación de flavonoides**

Las disoluciones de los estándares se tomaron 0,5 ml, fueron mezclados con 1,5 ml de etanol al 80 %; 0,1 ml de cloruro de aluminio del 10 %, 0,1 ml de acetato de potasio 1 M y 2,8 ml de agua destilada.

Luego estuvieron incubados a temperatura ambiente por 30 minutos, la absorbancia de la mezcla de reacción fue medida a 427 nm (para el blanco se utilizará agua destilada).

Análogamente, 0,5 ml del extracto en 1000 ppm, se hizo reaccionar con cloruro de aluminio para la determinación del contenido de flavonas y flavonoles.

#### **Anexo 8: Determinación de compuestos fenólicos (Kim et al., 2003).**

##### **a. Metodología**

##### **Preparación del extracto hidroalcohólico:**

Pesar 5 gr de la muestra, adicionar 50 ml de etanol al 80 %.

Centrifugar a 6000 rpm durante un tiempo de 10 minutos y temperatura de 4°C.

Se procedió a filtrar con papel filtro, luego se concentró en rotavapor a 40 °C hasta eliminar la totalidad de etanol.

El extracto hidroalcohólico permaneció en condiciones de oscuridad (frascos ámbar).

##### **b. Determinación de compuestos fenólicos**

Se añadió al extracto 250  $\mu\text{L}$  del reactivo de Folin-Ciocalteu (diluido 1:1), posteriormente se agitó en vortex.

Se añadieron 500  $\mu\text{L}$  de solución saturada de carbonato de sodio y 4 ml de agua destilada.

Se agitó y se mantendrá a temperatura ambiente, protegido de la luz durante 25 minutos. Posteriormente, se centrifugó durante 10 minutos a 3000 rpm.

Para el blanco se utilizó 250  $\mu$ L en lugar de la muestra en las mismas condiciones. Medido a una absorbancia de 725 nm en el espectrofotómetro.

Los resultados se llevaron a la curva de patrón de ácido gálico y se expresó en mg de ácido gálico equivalente (mg/GAE) (Corilla, 2019).

### Preparación de la curva de calibración estándar de ácido gálico

Se preparó una solución stock de 0.1 mg/ml, se pesó 5 mg de ácido gálico.

Se aforó a 50 ml con agua destilada, se preparó cinco diluciones con diferentes concentraciones de ácido gálico. Ver Tabla 27.

**Tabla 27: Diluciones para la preparación de la curva de calibración estándar**

Diluciones (mg/mL)	en para realizar la curva estándar	Concentraciones	Solución	Agua (ml)	Total (ml)
		(mg/ml)	Stock (ml)		
		0.02	1	4	5
		0.04	2	3	5
		0.06	3	2	5
		0.08	4	1	5
		0.1	5	0	5

Tubos	Concentración (mg/mL)	Dilución de Ácido Gálico (mL)	Agua (mL)	Folin Ciocalteu 0.2N (mL)	Reposo	Carbonato de sodio 7.5 % (mL)
Blanco	0	-	0.5	2.5	5 min.	2
P1	0.02	0.5	-	2.5	5 min.	2
P2	0.04	0.5	-	2.5	5 min.	2
P3	0.06	0.5	-	2.5	5 min.	2
P4	0.08	0.5	-	2.5	5 min.	2
P5	0.1	0.5	-	2.5	6 min.	2

Se mezcló y se dejó en reposo durante 30 minutos en oscuridad. Pasado el tiempo se observó la absorbancia a 765 nm.

**Anexo 9: Determinación de higroscopicidad (Cai y Corke, 2000).**

Las micropartículas (1 – 2 g), se colocaron en una placa Petri dentro de un desecador sellado herméticamente, que contendrá una solución de Na<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> al 81 % de humedad relativa, a una temperatura de 25 °C durante 7 días en el desecador cerrado herméticamente.

Los resultados se expresaron como g de humedad por 100 g de sólidos secos (g/100 g), según la fórmula:

$$\%HG = \frac{\frac{m_1 - m_2}{m_3}}{1 - X_w} \times 100$$

Donde:

m<sub>1</sub> = masa de la placa + la muestra hidratada (g).

m<sub>2</sub> = masa de la placa + la muestra inicial (g).

m<sub>3</sub> = masa de muestra inicial (g).

X<sub>w</sub> = humedad de la muestra inicial (g de agua/g de muestra).

**Anexo 10: Determinación de densidad aparente g/ml (Cai y Corke, 2000).**

Se pesó 2 g de microencapsulado y se agregó en una probeta en donde se buscará definir su volumen.

El volumen se leyó después de dos golpes suaves en la superficie plana.

Se calculó el volumen ocupado.

La medición se realizó por triplicado.

$$\% R = \frac{m}{v}$$

Donde:

m = masa.

v = volumen.

**Anexo 11: Determinación del rendimiento (Olguín-Rojas, 2019).**

El rendimiento de producción refleja el porcentaje de microesferas que se obtuvo con respecto a la cantidad total.

Se determinó con la siguiente fórmula:

$$\% R = \frac{\text{cantidad final}}{\text{cantidad inicial}} * 100$$

**Anexo 12: Determinación de la solubilidad (Cano-Chauca et al., 2005).**

Se pesó 1 g de polvo.

Se colocó en 100 ml de agua destilada y se agitó manualmente hasta que se solubiliza la muestra.

Se transfirió a tubos eppendorf para su centrifugación a 5260 rpm, durante 5 minutos.

Se añadieron 25 ml de la muestra y se transfirió a placas Petri.

Se secó en estufa a una temperatura de 105 °C por un tiempo de 5 h. y se procedió a calcular con la siguiente fórmula.

$$\text{Solubilidad} = \left( \frac{m_1 - m_2}{m_1} \right) * 100$$

Donde:

$m_1$  = peso inicial de la muestra.

$m_2$  = peso final de la muestra.

**Anexo 13: Determinación de color – Escala CIElab (Colchado y Velasquez, 2015).**

**Equipo**

Colorímetro portátil, Konica minolta

**Procedimiento**

El color se determinó mediante un colorímetro, utilizando el sistema CIE L\* (luminosidad), a\* (-verde y +rojo), b\* (-azul +amarillo).

Se realizaron 3 a 4 lecturas en diferentes puntos de la muestra.

Se registró los valores de los parámetros L\*, a\*, b\* y se promediaron las lecturas.

**Anexo 14: Determinación de morfología (tamaño y geometría) (Lozano, 2009).**

El Microscopio Electrónico de barrido cuenta con un haz iónico focalizado Scios 2 para la preparación de muestras de alta calidad y caracterización en 3D de muy alta resolución.

Las microcápsulas se caracterizaron en relación a su tamaño y geometría mediante Microscopía Electrónica de Barrido (SEM), que proporciona imágenes de gran resolución y profundidad de campo con una apariencia tridimensional.

Se realizó un estudio por Microscopía Electrónica de Barrido de las microcápsulas con un equipo Scios 2 DualBeam de ThermoFisher empleando el software opcional Thermo Scientific Auto Slice & View 4 (AS&V4), que permite la adquisición totalmente automatizada y con alta calidad de datos 3D multimodales.

Las micropartículas obtenidas se colocaron en un portamuestras SEM tipo pin Stub de aluminio de 0.5 pulgadas con una cinta de carbón de doble cara para el pegado de la muestra.

Luego se hizo una limpieza con aire comprimido.

Para el correcto estudio de las muestras, éstas tendrán que ser metalizadas con una capa de oro durante 120 segundos.

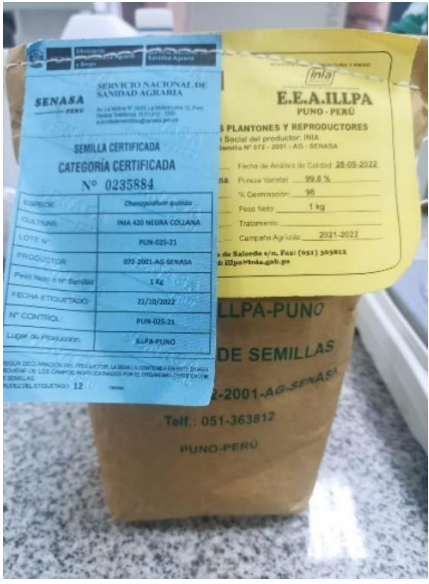
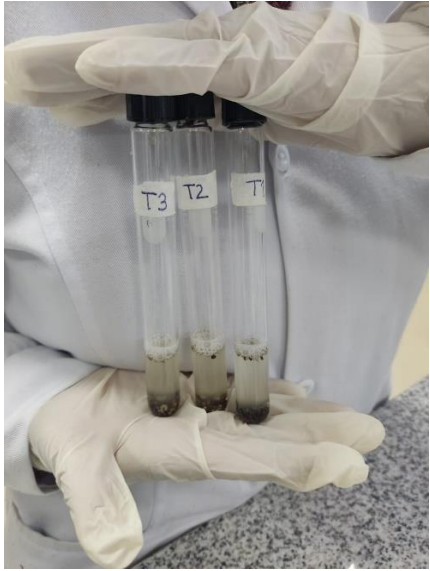
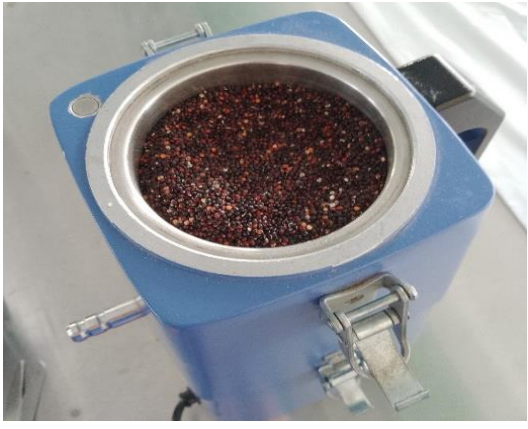

El metalizado servirá para que los pequeños granos de polvo se encuentren más estables y no se muevan cuando la precisa lente del microscopio se encuentre cerca de ellos para visualizarlos.



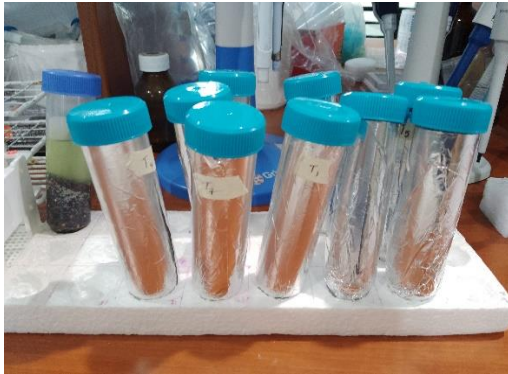
**Figura 30: Microscopio Electrónico de Barrido Scios 2 DualBeam Microscopes.**

FUENTE: Thermo Fisher Scientific (2024).

**Anexo 15: Panel fotográfico del proyecto de investigación.**

<b>RECEPCIÓN DE MATERIA PRIMA Y DETERMINACIÓN DE SAPONINA</b>	
	
<p>Se recepciónó 5 kg de semilla de quinua Negra Collana del INIA-Puno.</p>	<p>Se determino saponina (%) por el método afrosimétrico.</p>
<b>MOLIENDA Y TAMIZADO DE LA MATERIA PRIMA</b>	
	
<p>Se realizó la molienda de los granos de quinua Negra Collana en el pulverizador eléctrico.</p>	<p>Harina de la quinua Negra Collana tamizada (tamiz malla N° 40).</p>

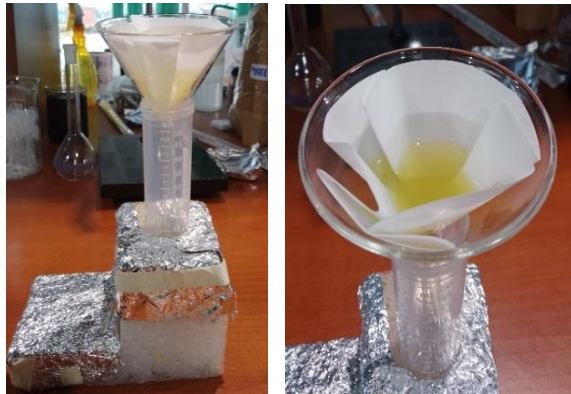
## ACONDICIONAMIENTO DEL EXTRACTO HIDROALCOHÓLICO



Extracción sólido-líquido durante 24 horas.



Muestras centrifugadas.



Filtración de muestras



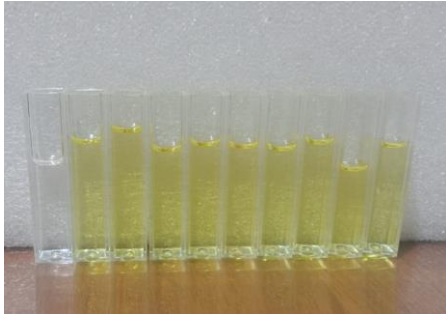
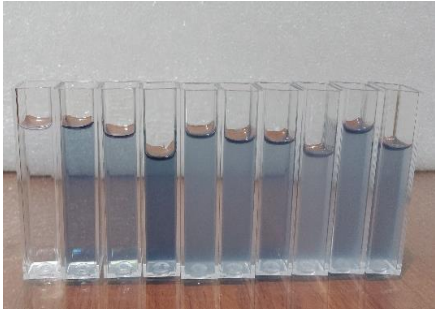
Muestras filtradas



Preparación del ácido cítrico al 1N



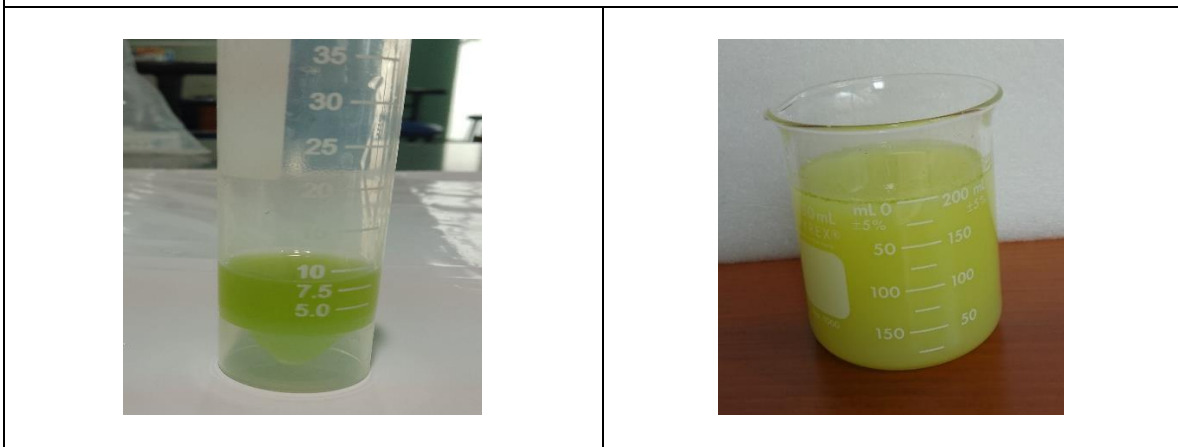
Regulación de pH a 4.5, 5.5 y 6.5

	
<p>Medida espectrofotométrica del extracto hidroalcohólico para determinar los compuestos bioactivos.</p>	<p>Lectura espectrofotométrica del extracto hidroalcohólico para determinar compuestos bioactivos.</p>

**PREPARACIÓN Y CONCENTRACIÓN DEL EXTRACTO  
HIDROALCOHÓLICO AL MEJOR TRATAMIENTO**

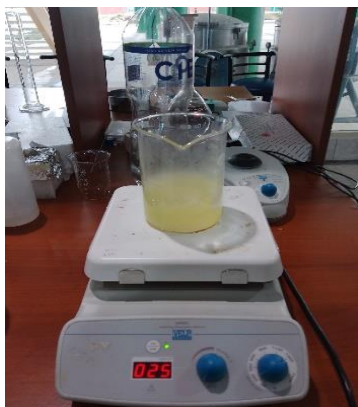


Filtrado y concentración de las muestras en el rotavapor



Extracto óptimo concentrado

Dilución del colorante en agua en relación (10 mL de colorante con 90 mL de agua)



Mezcla del micro encapsulante y el colorante diluido)



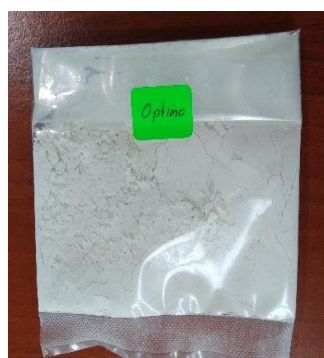
Atomización del colorante betalaínas de quinua



Micropartículas obtenidas



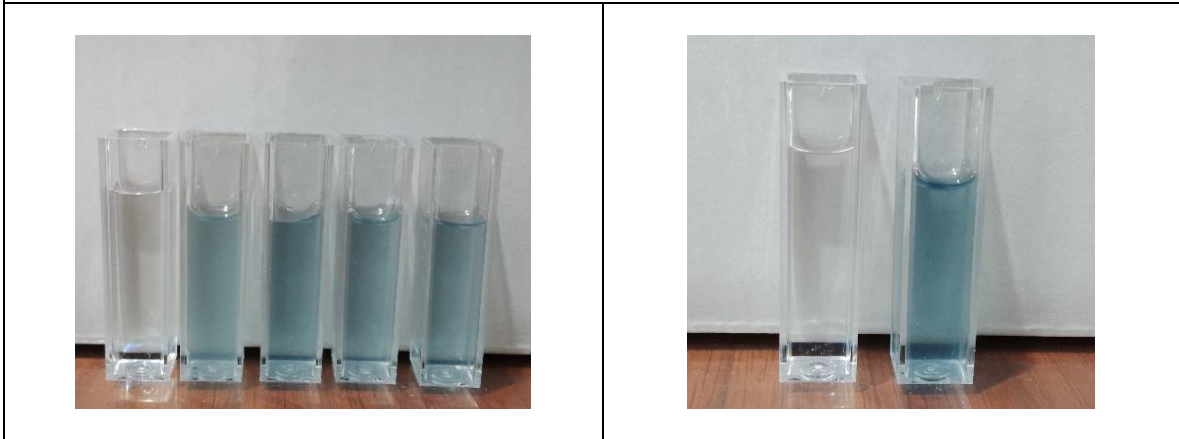
Envasado del polvo obtenido



Envasado del polvo del mejor tratamiento (Temperatura 160°C, concentración 10 %)

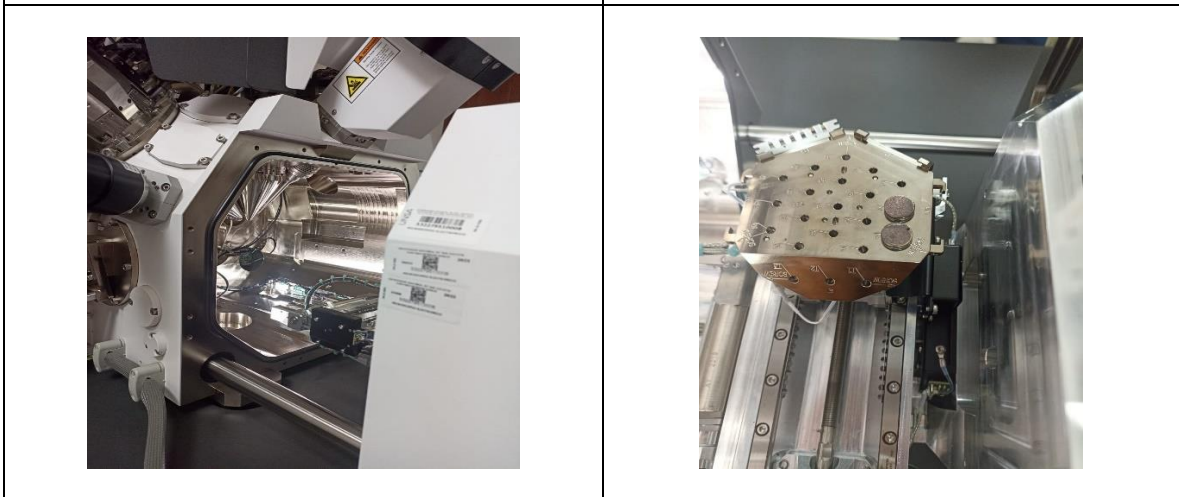


- Dilución de los polvos obtenidos (0.5 g en 10 mL de agua destilada).
- Barrido espectrofotométrico a 483 nm y 538 nm para determinar betalaínas.



Barrido espectrofotométrico a 765 nm para determinar compuestos fenólicos de los microencapsulados.

Barrido espectrofotométrico a 765 nm para determinar compuestos fenólicos del mejor tratamiento.



Se realizó la Microscopia Electrónica de Barrido de las microcápsulas con un equipo Scios 2 DualBeam de Thermofisher. Las muestras fueron metalizadas con una capa de oro durante 120 segundos, con la finalidad de que los pequeños granos de polvo se encuentren más estables y puedan ser visualizados con más precisión.

**Anexo 16: Análisis de datos de la extracción hidroalcohólica de las betalaínas.**

<b>Análisis de Varianza</b>					
<b>Fuente</b>	<b>GL</b>	<b>SC Ajust.</b>	<b>MC Ajust.</b>	<b>Valor F</b>	<b>Valor p</b>
Temperatura	2	3.2411	1.62056	54026.19	0.000
pH	2	6.1136	3.05681	101908.22	0.000
Temperatura*pH	4	1.1135	0.27837	9280.21	0.000
Error	18	0.0005	0.00003		
Total	26	10.4687			

<b>Resumen del modelo</b>			
<b>S</b>	<b>R-cuad.</b>	<b>R-cuad. (ajustado)</b>	<b>R-cuad. (pred)</b>
0.0054768	99.99%	99.99%	99.99%

<b>Comparaciones para BETALAINAS TOTALES (mg/en 100 g de muestra)</b>					
Comparaciones por parejas de Tukey: <b>Temperatura*pH</b>					
Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%					
Temperatura*pH		N	Media	Agrupación	
40	4.5	3	3.19443	A	
40	5.5	3	2.889	B	
20	4.5	3	2.53908	C	
30	4.5	3	2.29075	D	
20	5.5	3	1.69101	E	
30	5.5	3	1.65593	F	
40	6.5	3	1.64416	F	
30	6.5	3	1.4784	G	
20	6.5	3	1.40525	H	

*Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.*

**Anexo 17: Análisis de datos de la extracción hidroalcohólica de los flavonoides.**

<b>Análisis de Varianza</b>					
<b>Fuente</b>	<b>GL</b>	<b>SC Ajust.</b>	<b>MC Ajust.</b>	<b>Valor F</b>	<b>Valor p</b>
Temperatura	2	507.7	253.849	13547.7	0.000
pH	2	976.62	488.309	26060.64	0.000
Temperatura*pH	4	913.66	228.415	12190.31	0.000
Error	18	0.34	0.019		
Total	26	2398.31			

<b>Resumen del modelo</b>			
S	R-cuad.	R-cuad. (ajustado)	R-cuad. (pred)
0.136885	99.99%	99.98%	99.97%

### Comparaciones para FLAVONOIDES (mg catequina/100g)

Comparaciones por parejas de Tukey: **Temperatura\*pH**

Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%

Temperatura*pH	N	Media	Agrupación	
40	4.5	3 68.456	A	
20	5.5	3 66.443	B	
20	4.5	3 66.094	B	
40	5.5	3 62.045	C	
30	5.5	3 53.442	D	
30	6.5	3 52.722	E	
40	6.5	3 49.761	F	
40	5.5	3 44.063	G	
20	6.5	3 41.926	H	

*Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.*

### Anexo 18: Análisis de datos de la extracción hidroalcohólica de los compuestos fenólicos.

#### Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Temperatura	2	4006.9	2003.43	68163.64	0
pH	2	5401	2700.48	91879.71	0
Temperatura*pH	4	2015.6	503.89	17144.03	0
Error	18	0.5	0.03		
Total	26	11423.9			

#### Resumen del modelo

S	R-cuad.	R-cuad. (ajustado)	R-cuad. (pred)
0.171439	100.00%	99.99%	99.99%

**Comparaciones para COMPUESTOS FENÓLICOS (mg GAE/100 de muestra)**

Comparaciones por parejas de Tukey: **Temperatura\*pH**

Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%

Temperatura*pH	N	Media	Agrupación		
40	4.5	3	130.848	A	
20	4.5	3	88.843	B	
40	5.5	3	87.841	C	
30	4.5	3	82.02	D	
30	6.5	3	76.755	E	
40	6.5	3	73.875	F	
30	5.5	3	66.614	G	
20	5.5	3	61.668	H	
20	6.5	3	57.223	I	

*Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.*

**Anexo 19: Análisis de datos de la eficiencia de microencapsulación de betalainas totales.**

**Análisis de Varianza**

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Concentración de matrices poliméricas	1	4716.76	4716.76	5174.73	0.000
Temperatura de entrada	1	59.9	59.9	65.71	0.000
Concentración de matrices poliméricas*Temperatura de entrada	1	314.27	314.27	344.78	0.000
Error	8	7.29	0.91		
Total	11	5098.22			

**Resumen del modelo**

S	R-cuad.	R-cuad. (ajustado)	R-cuad. (pred)
0.954725	99.86%	99.80%	99.68%

**Comparaciones para Eficiencia de Microencapsulación de Betalaínas Totales**

Comparaciones por parejas de Tukey: **Concentración de matrices poliméricas \*Temperatura de entrada**

Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%

Concentración de matrices poliméricas*Temperatura de entrada	N	Media	Agrupación
C1(3%:7%) 160	3	92.38	A
C1(3%:7%) 180	3	86.6133	B
C2(6%:14%) 180	3	57.1967	C
C2(6%:14%) 160	3	42.4933	D

*Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.*

**Anexo 20: Análisis de datos de la eficiencia de microencapsulación de los flavonoides.**

**Análisis de Varianza**

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Concentración de matrices poliméricas	1	643.06	643.062	1833.33	0.000
Temperatura de entrada	1	86.74	86.742	247.3	0.000
Concentración de matrices poliméricas*Temperatura de entrada	1	303.76	303.762	866.01	0.000
Error	8	2.81	0.351		
Total	11	1036.37			

**Resumen del modelo**

S	R-cuad.	R-cuad. (ajustado)	R-cuad. (pred)
0.592251	99.73%	99.63%	99.39%

**Comparaciones para Eficiencia de Microencapsulación de Flavonoides**

Comparaciones por parejas de Tukey: **Concentración de matrices poliméricas \* Temperatura de entrada**

Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%

Concentración de matrices poliméricas*Temperatura de entrada	N	Media	Agrupación
C1(3%:7%) 160	3	85.3013	A
C1(3%:7%) 180	3	80.616	B
C2(6%:14%) 180	3	76.0377	C
C2(6%:14%) 160	3	60.598	D

*Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.*

**Anexo 21: Análisis de datos de la eficiencia de microencapsulación de compuestos fenólicos.**

<b>Análisis de Varianza</b>							
<b>Fuente</b>			<b>GL</b>	<b>SC Ajust.</b>	<b>MC Ajust.</b>	<b>Valor F</b>	<b>Valor p</b>
Concentración de matrices poliméricas			1	552.801	552.801	39077.58	0.00
Temperatura de entrada			1	72.006	72.006	5090.08	0.00
Concentración de matrices poliméricas*Temperatura de entrada			1	101.973	101.973	7208.45	0.00
Error			8	0.113	0.014		
Total			11	726.892			

<b>Resumen del modelo</b>			
<b>S</b>	<b>R-cuad.</b>	<b>R-cuad. (ajustado)</b>	<b>R-cuad. (pred)</b>
0.118938	99.98%	99.98%	99.96%

<b>Comparaciones para Eficiencia de Microencapsulación de Compuestos Fenólicos</b>			
Comparaciones por parejas de Tukey: <b>Concentración de matrices poliméricas * Temperatura de entrada</b>			
Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%			
Concentración de matrices poliméricas*Temperatura de entrada	N	Media	Agrupación
C1(3%:7%) 160	3	51.218	A
C1(3%:7%) 180	3	40.4887	B
C2(6%:14%) 180	3	32.7443	C
C2(6%:14%) 160	3	31.8133	D

*Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.*

**Anexo 22: Resultados de la extracción de Betacianinas con 3 réplicas.**

<b>Temperatura °C</b>	<b>pH</b>	<b>Absorbancias</b>				<b>Contenido de betacianinas (mg/mL)</b>
		<b>R1</b>	<b>R2</b>	<b>R3</b>	<b>Promedio</b>	
20	4,5	0.034	0.033	0.033	0.033	0.002±0.000
	5,5	0.028	0.028	0.028	0.028	0.002±0.000
	6,5	0.078	0.076	0.076	0.077	0.001±0.000
30	4,5	0.026	0.026	0.026	0.026	0.002±0.000
	5,5	0.024	0.023	0.023	0.023	0.001±0.000
	6,5	0.030	0.030	0.030	0.030	0.002±0.000

<<continuación>>

40	4,5	0.023	0.023	0.023	0.023	0.005±0.000
	5,5	0.024	0.024	0.023	0.024	0.002±0.000
	6,5	0.025	0.025	0.025	0.025	0.002±0.000

**Anexo 23: Resultados de la extracción de Betaxantinas con 3 réplicas.**

Temperatura °C	pH	Absorbancias				Promedio	Contenido de betaxantinas (mg/mL)
		R1	R2	R3			
20	4,5	0.518	0.518	0.517	0.518	0.023±0.000	
	5,5	0.340	0.339	0.339	0.339	0.015±0.00	
	6,5	0.280	0.280	0.280	0.280	0.013±0.000	
30	4,5	0.470	0.470	0.470	0.470	0.021±0.000	
	5,5	0.336	0.335	0.335	0.335	0.015±0.000	
	6,5	0.295	0.295	0.296	0.295	0.013±0.000	
40	4,5	0.603	0.602	0.600	0.602	0.027±0.000	
	5,5	0.601	0.600	0.600	0.600	0.027±0.000	
	6,5	0.331	0.330	0.330	0.330	0.015±0.000	

**Anexo 24: Resultados de la extracción de Betalaínas totales con 3 réplicas.**

Temperatura	pH	BC	BX	BT	BT (mg/en 100 g de muestra)
20°C	4.5	0.002	0.023	0.025	2.539±0.005
	5.5	0.002	0.015	0.017	1.691±0.003
	6.5	0.001	0.013	0.014	1.405±0.000
30°C	4.5	0.002	0.021	0.023	2.291±0.000
	5.5	0.001	0.015	0.017	1.656±0.006
	6.5	0.002	0.013	0.015	1.478±0.001
40°C	4.5	0.005	0.027	0.032	3.194±0.013
	5.5	0.002	0.027	0.029	2.889±0.003
	6.5	0.002	0.015	0.016	1.644±0.003

**Anexo 25: Resultados de flavonoides con 3 réplicas.**

Temperatura °C	pH	Absorbancias				Concentración de Catequina mg/g	Concentración Catequina mg Catequina/100g de muestra
		R1	R2	R3	Promedio		
20°C	4.5	0.421	0.422	0.420	0.421	0.661	66.094±0.169
	5.5	0.620	0.621	0.619	0.620	0.664	66.443±0.112
	6.5	0.402	0.402	0.402	0.402	0.419	41.926±0.000
30°C	4.5	0.347	0.346	0.345	0.346	0.534	53.442±0.169
	5.5	0.421	0.421	0.421	0.421	0.441	44.063±0.000
	6.5	0.499	0.497	0.498	0.498	0.527	52.722±0.112
40°C	4.5	0.436	0.435	0.434	0.435	0.685	68.456±0.169
	5.5	0.398	0.397	0.396	0.397	0.62	62.045±0.169
	6.5	0.472	0.473	0.470	0.472	0.498	49.798±0.172

**Anexo 26: Resultados de la extracción de compuestos fenólicos con 3 réplicas.**

Temperatura °C	pH	Absorbancias				Concentración de ácido gálico mg/g	Concentración de ácido gálico mg GAE/100g de muestra
		R1	R2	R3	Promedio		
20	4,5	0.510	0.509	0.510	0.510	0.888	88.843±0.108
	5,5	0.692	0.694	0.694	0.693	0.617	61.668±0.108
	6,5	0.646	0.646	0.646	0.646	0.572	57.223±0.000
30	4,5	0.474	0.473	0.473	0.473	0.82	82.020±0.108
	5,5	0.746	0.746	0.746	0.746	0.666	66.614±0.000
	6,5	0.850	0.855	0.857	0.854	0.768	76.755±0.339
40	4,5	0.734	0.734	0.732	0.733	1.308	130.848±0.217
	5,5	0.503	0.505	0.505	0.504	0.878	87.841±0.217
	6,5	0.823	0.822	0.825	0.823	0.739	73.875±0.143

**Anexo 27: Resultados de la eficiencia de microencapsulación de las betalainas totales con 3 réplicas.**

Concentración	Temperatura entrada	BT (mg/en 100 g de muestra)			
		R1(%)	R2(%)	R3(%)	EMB (%)
C1 (3%:7%)	160°C	90.97	93.70	92.47	92.38±1.368
	180°C	87.23	85.90	86.71	86.61±0.668
C2 (6%:14%)	160°C	41.26	43.03	43.19	42.5±1.070
	180°C	56.73	57.30	57.56	57.2±0.424

**Anexo 28: Resultados de la eficiencia de microencapsulación de flavonoides con 3 réplicas.**

Concentración	Temperatura entrada	Concentración Catequina mg GAE/100g de muestra			
		R1(%)	R2(%)	R3(%)	EMF (%)
C1 (3%:7%)	160°C	85.674	85.195	85.035	85.30±0.332
	180°C	80.882	80.403	80.563	80.62±0.244
C2 (6%:14%)	160°C	61.716	59.799	60.279	60.60±0.997
	180°C	76.570	75.612	75.931	76.04±0.488

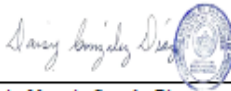
**Anexo 29: Resultados de la eficiencia de microencapsulación de los compuestos fenólicos con 3 réplicas.**

Concentración	Temperatura entrada	Concentración Acido Gálico mg GAE/100g de muestra			
		R1(%)	R2(%)	R3(%)	EMCF (%)
C1 (3%:7%)	160°C	51.256	51.142	51.256	51.218±0.066
	180°C	40.348	40.578	40.540	40.489±0.123
C2 (6%:14%)	160°C	31.966	31.622	31.852	31.813±0.175
	180°C	32.770	32.655	32.808	32.745±0.080

**Anexo 30: Resultados del color Cie L\*a\*b\* de las microcápsulas.**

Muestra	Parámetro de color		
	L*	a*	b*
C1 (3%:7%) T° 160°C	104.74	1.28	3.72
	104.76	1.16	3.51
	104.64	1.18	3.66
<b>Promedio</b>	104.71	1.20	3.63

**Anexo 31: Informe de resultado del Centro de Microscopía Electrónica – UNSA.**

	<b>CENTRO DE MICROSCOPIA ELECTRÓNICA</b>	<b>INFORME DE RESULTADOS</b> N° 027- 2024-CME- UNSA	<b>Código:</b>	IR.MEB- 27-2024
			<b>Fecha:</b>	29/04/2024
			<b>Versión:</b>	1.0
			<b>Página:</b>	1 de 1
<b>A:</b>	Luz estrella Gutierrez Zegarra	<b>N° de Servicio</b>	27	
<b>De:</b>	Dra. Daisy Margarita Gonzalez Diaz	<b>N° Voucher</b>	B002-00099257	
<b>Asunto:</b>	Caracterización Morfológica y Analisis químico Elemental	<b>N° Correlat OPE</b>	103 MEB 2024	
<b>Tipo/ Muestra</b>	Microencapsulación del extracto hidroalcohólico de la quinua negra collana	<b>N° Muestras</b>	1	
<b>Equipo:</b>	Microscopio Electronico de Barrido y EDX	<b>Horas/ Trabajo</b>	1 hora	
<b>Descripcion de la muestra</b>				
Partículas finas solidas blancas de extracto de quinua negra collana				
<b>Preparacion de la muestra</b>				
Las muestra se colocaron sobre un stubs de aluminio de 0.5 pulg. con cinta de carbon de doble cara para el pegado de la muestra, para luego hacerle una limpieza con aire comprimido. Se metalizo la muestra con una capa de oro.				
<b>Analisis</b>				
La muestra organica se realizo con el microscopio Electronico de Barrido (Scios 2 ThermoFisher) en condiciones de alto vacio, con un kilovoltaje de 15 Kv, con el detector electrones secundarios y el analisis químico elemental con el EDX (espectrofotometro de energia dispersiva)				
<b>Conclusiones:</b>				
Se lograron ver en las microfotografías hechas en el MEB la morfología irregular redondas y semi redondas de las partículas del extracto de quinua negra, se vieron regularmente un buen numero de estas partículas concluyendo hay partículas individuales, otras aglomeradas.				
<b>Realizado por:</b>	Mg. Edwin Elias Pantigoso Gomez			
<b>Revisado por:</b>	Dra. Daisy Margarita Gonzalez Diaz			
 Dra. Daisy Margarita Gonzalez Diaz Directora Centro de Microscopia Electronica				
- Todo el proceso ha sido realizado con los estándares de calidad lo que asegura la correcta emisión de resultados. Su información será manejada correctamente de acuerdo a la confidencialidad. El original de este documento se encuentra en los archivos del CME, por lo que el adecuado o mal uso del mismo, es responsabilidad del cliente.				

*Anexo 32: Informe de análisis fisicoquímicos y físicas de las microcápsulas obtenidas por el método secado por atomización.*



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL CENTRO DEL PERÚ  
FACULTAD DE INGENIERÍA DE CIENCIAS AGRARIAS

INFORME DE ANÁLISIS DE MICROENCAPOSULACIÓN POR EL MÉTODO SECADO POR  
ATOMIZACIÓN N° 23-0017

Solicitante:	Bach. Luz Estrella Gutierrez Zegarra Bach. Carina Deysi Huaracallo Huacasi	N° de orden:	23-0017
Contacto:	Dr. CLARA ESPINOZA SILVA	Fecha de Ingreso:	12/10/2023
Correo electrónico:	cespinoza@uncp.edu.pe	Título de proyecto:	Microencapsulación de extracto hidroalcohólico de compuestos bioactivos de la quinua ( <i>Chenopodium quinoa Willd</i> ) negra collana mediante secado por atomización.

INFORMACIÓN DE LA MUESTRA

Empaque primario:	Vial de Plástico (500 g)	Temperatura de recepción:	<input checked="" type="checkbox"/> Ambiente
			<input type="checkbox"/> Refrigerado
Empaque secundario:	Paquete hermético		
Cantidad de muestras por empaque	01 muestra	Código de muestra:	Muestra 1: 23-0017
Tipo de muestra:	Extracto hidroalcohólico de la quinua negra collana	Fecha de inicio del análisis:	31-10-2023
Descripción del solicitante:	Análisis de microencapsulación de compuestos bioactivos (betalainas, flavonoides y compuestos fenólicos) de la quinua negra collana. Análisis elemental por secado por atomización.		



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL CENTRO DEL PERÚ  
FACULTAD DE INGENIERÍA DE CIENCIAS AGRARIAS

RESULTADOS DE ANÁLISIS DE EXTRACCIÓN DE LOS COMPUESTOS  
BIOACTIVOS

RESULTADOS DE LA EXTRACCIÓN DE BETALAINAS TOTALES DE LA QUINUA NEGRA  
COLLANA

Nº	Betacianinas (mg/g)				Betaxantina (mg/g)			
	R1	R2	R3	Promedio	R1	R2	R3	Promedio
1	0.002	0.002	0.002	0.002	0.023	0.023	0.023	0.023
2	0.002	0.002	0.002	0.002	0.015	0.015	0.015	0.015
3	0.001	0.001	0.001	0.001	0.013	0.013	0.013	0.013
4	0.002	0.002	0.002	0.002	0.021	0.021	0.021	0.021
5	0.002	0.001	0.001	0.001	0.015	0.015	0.015	0.015
6	0.002	0.002	0.001	0.002	0.013	0.013	0.013	0.013
7	0.005	0.005	0.005	0.005	0.027	0.027	0.027	0.027
8	0.002	0.002	0.002	0.002	0.027	0.027	0.027	0.027
9	0.002	0.002	0.002	0.002	0.015	0.015	0.015	0.015

Betalainas Totales (mg/en 100 g de muestra)				
Nº	R1	R2	R3	Promedio
1	2.545	2.538	2.534	2.539
2	1.694	1.690	1.690	1.691
3	1.405	1.405	1.405	1.405
4	2.291	2.291	2.291	2.291
5	1.663	1.652	1.652	1.656
6	1.479	1.479	1.477	1.478
7	3.209	3.192	3.183	3.194
8	2.892	2.888	2.888	2.889
9	1.647	1.643	1.643	1.644

RESULTADOS DE LA EXTRACCIÓN DE FLAVONOIDEOS DE LA QUINUA NEGRA COLLANA

Concentración de Catequina (mg de Catequina/100 g de muestra)			
R1	R2	R3	PROMEDIO
66.094	66.263	65.925	66.09
66.443	66.555	66.330	66.44
41.926	41.926	41.926	41.93
53.611	53.442	53.273	53.44
44.063	44.063	44.063	44.06
52.835	52.610	52.722	52.72
68.624	68.456	68.287	68.46
62.214	62.045	61.877	62.05
49.798	49.911	49.573	49.76



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL CENTRO DEL PERÚ  
FACULTAD DE INGENIERÍA DE CIENCIAS AGRARIAS

RESULTADOS DE LA EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS DE LA QUINUA NEGRA  
COLLANA

Concentración de ácido gálico mg GAE/100 gr de muestra			
R1	R2	R3	PROMEDIO
88.906	88.718	88.906	88.843
61.543	61.731	61.731	61.668
57.223	57.223	57.223	57.223
82.145	81.957	81.957	82.020
66.614	66.614	66.614	66.614
76.379	76.849	77.037	76.755
130.973	130.973	130.598	130.848
87.591	87.967	87.967	87.841
73.844	73.750	74.032	73.875

RESULTADOS DE ANÁLISIS DE LA MICROENCAPSULACIÓN DE LOS COMPUESTOS  
BIOACTIVOS (BETALAINAS, FLAVONOIDES, COMPUESTOS FENÓLICOS)

RESULTADOS DE LA MICROENCAPSULACIÓN DE BETALAINAS DE LA QUINUA NEGRA  
COLLANA

BT (mg/en 100 g de muestra)			
R1	R2	R3	PROMEDIO
2.905	2.993	2.962	2.953
2.786	2.744	2.769	2.766
1.318	1.374	1.392	1.362
1.812	1.830	1.856	1.833

RESULTADOS DE LA MICROENCAPSULACIÓN DE FLAVONOIDES DE LA QUINUA NEGRA  
COLLANA

Concentración Catequina mg GAE/100g de muestra			
R1	R2	R3	Promedio
58.649	58.321	57.665	58.212
55.369	55.041	55.041	55.150
42.248	40.936	40.608	41.264
52.417	51.761	51.761	51.979



UNIVERSIDAD NACIONAL DEL CENTRO DEL PERÚ  
FACULTAD DE INGENIERÍA DE CIENCIAS AGRARIAS

RESULTADOS DE LA MICROENCAPSULACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS DE LA  
QUINUA NEGRA COLLANA

Concentración de ácido gálico (mg GAE/100g de muestra)			
R1	R2	R3	Promedio
67.068	66.918	67.218	67.068
52.795	53.096	53.246	53.045
41.827	41.377	41.827	41.677
42.879	42.729	43.180	42.929

RESULTADOS DE LOS ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICOS DE LAS MICROCAPSULAS

PRUEBA		RESULTADO
Humedad		4.50694137 %
Higroscopicidad		8.80766509 %
Solubilidad		99.1767479 %
Densidad		0.4016
Rendimiento		42.879 %
Color	L*	104.713
	a*	1.207
	b*	3.63

De los resultados del que se da constancia.

---

Dr. Clara Raquel Espinoza Silva  
Responsable del laboratorio

