

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL  
DE HUAMANGA**

**FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**

**ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA**



**TESIS:**

**Caracterización electroforética de albúmina de cuatro accesiones  
de *Chenopodium quinoa* Willd., “quinua”, Ayacucho 2018**

Para optar el título profesional de:  
**BIÓLOGA, ESPECIALIDAD: MICROBIOLOGÍA**

PRESENTADO POR:  
**Bach. Rosa Erika PUCHURI MARQUEZ**

ASESORA:  
**Dra. Roberta Brita ANAYA GONZÁLEZ**

**AYACUCHO - PERÚ**

**2026**

A mi madre Delfina, por ser una excelente madre coraje y ser la persona que me motiva de manera constante.

A mi padre y hermanos.

A mi querida hermana Janeth; ¡gracias!...

Finalmente, a mis maestros por su enseñanza en mi vida universitaria, por su asesoría y confianza.

## **AGRADECIMIENTOS**

A mi Alma Mater Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, fuente de sabiduría, forjadora de anhelos y sueños que me acogió en sus aulas durante mi formación profesional.

A la Facultad de Ciencias Biológicas y a los profesores del Departamento Académico de Ciencias Biológicas, que me proporcionaron conocimientos y aprendizajes durante mi desarrollo profesional y académico.

A mi asesora, la Dra. Brita Anaya González, por compartir sus conocimientos conmigo y fomentar mis intereses en la investigación, así como por su orientación y dedicación durante el desarrollo de esta tesis.

A la Dra. Inés Acela Arnao Salas de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, por su importante contribución durante la investigación.

Al Mg. Reynán Cóndor Alarcón, por su aporte en el estudio y comprensión de los datos, así como por su valiosa asistencia en el avance de esta investigación.

Finalmente, a cada una de las personas que me brindaron su apoyo en ciertas etapas de la ejecución de tesis.

## ÍNDICE GENERAL

	Pág.
DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTOS	iii
ÍNDICE GENERAL	iv
ÍNDICE DE TABLAS	vi
ÍNDICE DE FIGURAS	vii
ÍNDICE DE ANEXOS	viii
RESUMEN	x
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	3
2.1. Antecedentes	3
2.1.1. Antecedentes internacionales	3
2.1.2. Antecedentes nacionales	4
2.1.3. Antecedentes locales	6
2.2. Marco conceptual	6
2.2.1. Quinoa	6
2.2.2. Accesión	7
2.2.3. Proteínas	7
2.2.4. Extracción de proteínas	7
2.2.5. Electroforesis	7
2.2.6. Electroforesis desnaturizante (SDS-PAGE)	7
2.2.7. Punto isoeléctrico	8
2.2.8. Movilidad relativa (Rf)	8
2.2.9. Peso molecular	8
2.2.10. Kilodalton (kDa)	8
2.3. Bases teóricas	8
2.3.1. La quinoa	8
2.3.2. Historia	9
2.3.3. Distribución geográfica y producción	10
2.3.4. Taxonomía	12
2.3.5. Etimología	12
2.3.6. Características botánicas y morfológicas	12
2.3.7. Importancia del cultivo	12
2.3.8. Proteínas	14

2.3.9. Proteínas de la quinua	15
2.3.10. Aminoácidos esenciales y no esenciales	16
2.3.11. Proteínas de reserva	18
2.3.12. Extracción y cuantificación de proteínas	21
2.3.13. Electroforesis	22
2.3.14. Electroforesis en gel de poliacrilamida	22
2.3.15. Formación y características de los geles de poliacrilamida	23
2.3.16. Electroforesis de proteínas	24
III. MATERIALES Y MÉTODOS	31
3.1. Lugar de ejecución	31
3.2. Población y muestra	31
3.2.1. Población	31
3.2.2. Muestra	31
3.3. Metodología y recolección de datos	31
3.3.1. Extracción de albúminas	31
3.3.2. Extracción de lípidos	31
3.3.3. Extracción de Albúminas de <i>Chenopodium quinoa</i> según Osborne	32
3.3.4. Lavado de las muestras para obtención de Pellet	32
3.3.5. Electroforesis de proteínas: PAGE-SDS	32
3.4. Análisis estadístico	34
IV. RESULTADOS	35
V. DISCUSIÓN	47
VI. CONCLUSIONES	55
VII. RECOMENDACIONES	56
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	57
ANEXOS	65

## ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
<b>Tabla 1.</b> Composición del valor nutritivo de la quinua en comparación con alimentos básicos (%).	16
<b>Tabla 2.</b> Comparación del contenido de aminoácidos esenciales de la cebada, el maíz y el trigo con los requisitos sugeridos por la FAO/OMS.	18
<b>Tabla 3.</b> Determinación del peso molecular de una proteína “incógnita”, mediante SDS-PAGE. Las muestras reducidas con 2-mercaptoetanol y corridas en un gel al 12 % de concentración.	28
<b>Tabla 4.</b> Peso molecular (PM) estimado de albúmina, de la accesión blanca de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.	36
<b>Tabla 5.</b> Peso molecular (PM) estimado de albúmina de la accesión amarilla de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.	38
<b>Tabla 6.</b> Peso molecular (PM) estimado de albúmina de la accesión roja de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.	40
<b>Tabla 7.</b> Peso molecular (PM) estimado de albúmina, de la accesión negra de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.	42
<b>Tabla 8.</b> Comparación del peso molecular estimado de albúminas de cuatro accesiones (blanco, amarillo, rojo y negro) de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho 2018.	44

## ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
<b>Figura 1.</b> Principales departamentos productores de quinua en el Perú (promedio del quinquenio 2018-2022).	11
<b>Figura 2.</b> Reacción de polimerización de la acrilamida.	24
<b>Figura 3.</b> Mecanismo de sistema discontinuo: enfoque y compactación proteica en el gel concentrador.	26
<b>Figura 4.</b> Partes de un gel SDS-PAGE.	27
<b>Figura 5.</b> Curva de referencia para la estimación del peso molecular de proteínas mediante SDS-PAGE. Los datos corresponden a la tabla 3.	29
<b>Figura 6.</b> Análisis de la composición de subunidades de una proteína en SDS-PAGE.	29
<b>Figura 7.</b> Electroforesis desnaturizante en gel de poliacrilamida.	30
<b>Figura 8.</b> Perfil electroforético de albúminas correspondiente a la accesión blanca de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	37
<b>Figura 9.</b> Perfil electroforético de albúminas correspondiente a la accesión Amarilla de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	39
<b>Figura 10.</b> Perfil electroforético de albúminas correspondiente a la accesión roja de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	41
<b>Figura 11.</b> Perfil electroforético de albúminas correspondiente a la accesión negra de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	43
<b>Figura 12.</b> Perfil electroforético de albúminas, accesión blanca, amarilla, roja y negra de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara.	45
<b>Figura 13.</b> Peso en mg % de la fracción proteínica (Albúmina) (media $\pm$ SD) con relación a las accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd., de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara).	46

## ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
<b>Anexo 1.</b> Identificación de la especie <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	66
<b>Anexo 2.</b> Metodología de trabajo de tesis: Caracterización electroforética de albúmina de cuatro accesiones de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd., “quinua”, Ayacucho 2018.	67
<b>Anexo 3.</b> Preparación de soluciones para la extracción de albúmina (Método Osborne).	68
<b>Anexo 4.</b> Preparación de soluciones de trabajo para preparar el gel de corrida (Método Laemmli).	69
<b>Anexo 5.</b> Preparación de geles de poliacrilamida SDS-PAGE.	70
<b>Anexo 6.</b> Preparación de reactivos para electroforesis SDS-Page (Método Laemmli).	71
<b>Anexo 7.</b> Protocolo de extracción de albúmina de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	72
<b>Anexo 8.</b> Esquema para la preparación de reactivos de trabajo para el gel de corrida (Método Laemmli).	73
<b>Anexo 9.</b> Preparación de reactivos para la coloración y decoloración de geles para electroforesis SDS-PAGE (Método Laemmli).	74
<b>Anexo 10.</b> Flujograma de montaje en cámara de electroforesis y polimerización de geles.	75
<b>Anexo 11.</b> Preparación de muestras para corrido de electroforesis.	76
<b>Anexo 12.</b> Flujograma de electroforesis de la fracción proteínica de albúmina de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	77
<b>Anexo 13.</b> Datos del peso promedio de la fracción proteínica Albúmina (pellet), obtenidos de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	78
<b>Anexo 14.</b> Análisis de varianza de residuales, prueba de normalidad de Anderson Darling y prueba de homogeneidad de varianzas para peso de pellet de la fracción proteínica albúmina, obtenida de las accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de <i>Chenopodium quinoa</i> Will.	79
<b>Anexo 15.</b> Comparación de medias de pesos pellet por Tukey y una confianza de 95% de la fracción albúmina, obtenidas de las accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara.	80

<b>Anexo 16.</b> Extracción de lípidos.	81
<b>Anexo 17.</b> Extracción de albúmina de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	82
<b>Anexo 18.</b> Pellet de albúmina obtenido a partir de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	83
<b>Anexo 19.</b> Electroforesis en gel de poliacrilamida (PAGE) con dodecilsulfato sódico (SDS) de la fracción albúmina de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	84
<b>Anexo 20.</b> Tinción, decoloración y revelación de bandas moleculares de albúmina.	85
<b>Anexo 21.</b> Perfil electroforético de “albúmina” de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	86
<b>Anexo 22.</b> Observación de bandas de “albúmina” de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	87
<b>Anexo 23.</b> Determinación de peso molecular de la fracción proteica “albúminas” de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	88
<b>Anexo 24.</b> Matriz de consistencia.	89

## RESUMEN

El propósito de este estudio fue identificar mediante electroforesis la existencia de albúminas de cuatro accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de *Chenopodium quinoa* Willd., procedentes de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara en la región de Ayacucho. Este análisis se realizó en el Laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Para la separación de las proteínas se aplicó el método "Osborne" (1924) y la electroforesis se realizó siguiendo el protocolo de Laemmli (1970), utilizando el marcador Broad Range Protein Molecular Weight Markers™ que abarca de 10 a 225 kDa. Durante la caracterización electroforética, se lograron identificar un total de 33 bandas, con albúminas que presentan pesos moleculares que van de 6,22 kDa a 25,65 kDa. Se detectó un patrón electroforético con pesos moleculares tanto específicos como compartidos entre las accesiones; además, se encontraron bandas de 23,54 kDa y 20,69 kDa presentes en todas las accesiones de los tres distritos. El peso medio de los pellets de las albúminas obtenidas de las accesiones analizadas fue: blanca 24,17 mg%, amarilla 21,00 mg%, roja 19,30 mg% y negra 23,60 mg%, destacando la accesión blanca como la que presenta el peso medio más alto, seguida de la negra. Al realizar la prueba de Tukey, se notó que los pesos de las accesiones tuvieron diferencias significativas ( $p < 0,05$ ).

**Palabras clave:** extracción, electroforesis, proteínas, albúminas, *Chenopodium quinoa* Willd.

## I. INTRODUCCIÓN

Las modas recientes en el ámbito de la alimentación reflejan un notable interés por parte de los consumidores en determinados productos que, además de proporcionar nutrientes, ofrezcan beneficios adicionales para la salud. Estos se conocen como alimentos funcionales, nutracéuticos o de elevado valor biológico, lo que ha llevado a la búsqueda de más opciones que satisfagan estas demandas, consagrándose la quinua dentro de este grupo.

*Chenopodium quinoa* Willd., conocido como "quinua", este pseudocereal, que es miembro de la familia de las Chenopodiaceae, se cultiva desde hace más de 7.000 años en el sur de los Andes y las regiones alrededor del lago Titicaca. Esta planta puede crecer desde el nivel del mar hasta unos cuatro mil metros sobre el nivel del mar, demostrando su increíble flexibilidad y resiliencia ante las duras circunstancias (Jarvis et al., 2017). En la actualidad en nuestro país se cultiva en 17 de los 24 departamentos, según el promedio de los últimos cinco años (2018-2022), el 93,7% de la producción anual se distribuye en 6 departamentos: Puno, Ayacucho, Apurímac, Cusco, Arequipa y Junín (Ministerio de desarrollo Agrario y Riego, 2023).

Este producto se clasifica como de gran valor biológico, ya que proporciona proteínas, grasas insaturadas, minerales (como calcio, hierro y magnesio), vitaminas (incluyendo E, B1, B2 y niacina) y fósforo. La cantidad de lisina en la proteína de la quinua es casi el doble en comparación con otros tipos de cereales y gramíneas. Carece de colesterol. Se trata de un alimento beneficioso, que ayuda a disminuir la probabilidad de diversas enfermedades y a tratar afecciones crónicas (MIDAGRI, 2020). La concentración proteica de la quinua se encuentra mayoritariamente en el embrión (Repo-Carrasco-Valencia, 2014), contiene entre 13 - 16 % de proteínas con fracciones principales de albúminas (29 - 50 %) y globulinas (7 - 37 %), clasificadas según la metodología de extracción (Karaca, 2022).

La albúmina, representa aproximadamente el 35 % del contenido proteico de la quinua, el perfil de AA de la fracción de albúmina es más equilibrado y cumple los requisitos de la FAO/OMS, siendo rica en Cys, His, Arg y aminoácidos que contienen azufre. Por lo tanto, tiene un gran potencial como adición dietética especialmente para los niños, en forma de granos de quinua, derivados o suplementos dietéticos a base de quinua. Además, la albúmina es conocida por sus excelentes propiedades emulsionantes y espumantes. Por lo tanto, debido a sus propiedades nutricionales y funcionales superiores, la albúmina tiene una amplia gama de posibles aplicaciones prácticas (Yang et al., 2022).

Las proteínas solubles en agua brindan una gran importancia nutricional y realizan varias funciones biológicas que son importantes en diversos estudios que muestran que las proteínas pueden revelar propiedades específicas utilizando perfiles de electroforesis. Con este fin, resulta imperativo aislarlos de manera selectiva a partir de matrices complejas, empleando técnicas de fraccionamiento pertinentes (Lomonte, 2020).

A través de la electroforesis y el método de Osborne, el presente estudio detalla la caracterización de las albúminas de la quinua. Esta investigación no solo profundiza en el conocimiento de dicha fracción proteica, sino que también reivindica la importancia del consumo local de este grano. Bajo estas premisas, se plantearon los objetivos que se detallan a continuación:

#### **Objetivo general**

Caracterizar por electroforesis la presencia de albúmina de cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd., “quinua”, de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara), Ayacucho.

#### **Objetivos específicos**

1. Determinar el peso molecular de las albúminas de las cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd., “quinua”, de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara), Ayacucho.
2. Comparar el peso molecular de las bandas de albúminas, entre las cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd., “quinua”, de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara), Ayacucho.
3. Estimar la fracción proteica de albúmina en base al pellet obtenido, de las cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd., “quinua”, de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara), Ayacucho.

## II. MARCO TEÓRICO

### 2.1. Antecedentes

#### 2.1.1. Antecedentes internacionales

Moscoso et al. (2017) realizaron el fraccionamiento y caracterización electroforética de las proteínas de la semilla de kañihua (*Chenopodium pallidicaule* Aellen). La harina de trigo integral se sometió a un examen proximal antes de separarse en función de la solubilidad de Osborne para proporcionar albúminas, globulinas, prolaminas y glutelinas. Para obtener fracciones con un mayor contenido de proteína y, por lo tanto, un mayor rendimiento porcentual, se tuvieron en cuenta la técnica, los solventes y el tiempo de extracción más efectivos para los enfoques que se evaluaron. Después de 24 horas de deslipidación en el solvente n-hexano, la solubilidad de la proteína aumentó aproximadamente un 10%. El tiempo óptimo de extracción para cada fracción fue de 1 hora; Se utilizó una relación harina/disolvente de 1:10 (p/v) para extraer la fracción de albúmina. El perfil electroforético de las fracciones proteicas de la harina de Cupi-Sayhua kañihua mostró bandas intensas de 5 a 95 kDa en la fracción de albúmina, con tres bandas dobles a 25, 36 y 46 kDa.

Tapia et al. (2016) en su tesis investigaron el aislamiento proteico en la quinua ecuatoriana (variedad INIAP Tunkahuan) empleando la técnica de precipitación isoeléctrica. En su estudio, evaluaron el impacto de la eliminación de compuestos fenólicos mediante un pretratamiento ácido, logrando reducir estos compuestos en un 62% sin alterar la integridad ni la cantidad de las proteínas obtenidas. El análisis mediante SDS-PAGE identificó una predominancia de albúminas (66 kD) y globulinas (55 kD), con un contenido proteico total del  $14,15 \pm 0,28\%$ .

Vilcacundo (2017) sugirió investigar la quinua y el amaranto por su contenido de péptidos bioactivos. Precipitando el concentrado de proteína en harina desgrasada a pH 4,0, se logró un mayor rendimiento del 6,3%. La fracción de

albúmina se identificó por la presencia de bandas con un peso molecular inferior a 15,4 kDa después de la investigación usando electroforesis en gel de poliacrilamida nativa (native-PAGE) y (SDS-PAGE) desnaturalizantes. Por otro lado, los concentrados de proteínas se sometieron a una digestión gastrointestinal simulada. Concluyeron que las proteínas de quinua y amaranto juegan un papel importante como fuente de péptidos multifuncionales después de la digestión en el tracto digestivo, por lo tanto, estas proteínas tienen el potencial de incluirse en comidas funcionales o suplementos nutricionales con el objetivo de reducir el riesgo de diabetes, hipertensión y trastornos relacionados con el estrés oxidativo, como el cáncer.

Moreno et al. (2017) realizaron la caracterización de las proteínas presentes en el endospermo de diversos cultivares de arroz venezolanos, con el objetivo de evaluar aspectos de variedad, calidad, etc., realizaron la extracción de proteínas según su solubilidad; hallaron la concentración por el método Bradford y prosiguieron con electroforesis en geles de poliacrilamida en condiciones desnaturalizantes y en gradiente discontinuo (12 al 16,5 % de poliacrilamida). Concluyeron que las variedades Araure, Centauro y D-Sativa pueden ser diferenciadas por análisis electroforéticos utilizando la fracción de albúminas y globulinas del endospermo.

Sanchez et al. (2019), con el objetivo de evaluar la solubilidad y perfil electroforético de proteínas de semillas de yaca; fraccionaron de acuerdo con Osborne (1994), se utilizó la técnica SDS-PAGE para realizar el perfil electroforético, y la cuantificación de proteínas se realizó usando una versión modificada del método desarrollado por Lowry et al. (1951). Las albúminas componen aproximadamente el 35% de las semillas de yaca y las prolaminas el 11%. Solo hubo una diferencia estadísticamente significativa en la proporción de globulinas en las semillas que se habían desengrasado. Las albúminas mostraron tres bandas a 165,6 kDa, 133,6 kDa y 48,1 kDa, las globulinas cinco bandas que oscilaban entre 156,9 y 26,6 kDa, y las glutelinas bandas a 12,5 kDa, todas en semillas que habían sido desengrasadas.

### **2.1.2. Antecedentes nacionales**

Bonilla et al. (2019) se realizó una investigación sobre la variación genética de tres ecotipos de aguaymanto *Physalis peruviana* en la región de Cajamarca. Usando electroforesis desnaturalizante en gel de poliacrilamida (SDS-PAGE), se cuantificó y midió el polimorfismo de las proteínas de reserva seminales. La cuantificación

resultó: globulinas (82,4 %) fracción mayoritaria, albúminas (13,9 %), glutelinas (3,7 %) y prolaminas (0,7 %), no se halló diferencia proteica significativa entre las tres poblaciones. Las albúminas mostraron polimorfismo, con un total de 21 proteínas entre 6,5 y 45 kDa y tres perfiles electroforéticos diferentes que fueron compartidos entre poblaciones. Se identificaron las leguminas y vicilinas en la fracción globulina. Las glutelinas mostraron proteínas de igual peso molecular (PM) a las leguminas y las prolaminas sólo una banda de bajo PM. Para concluir, el análisis de las proteínas seminales no permitió distinguir entre las poblaciones llamadas Cajabamba, Agroandino y Celendino.

Monteghirfo y Yarleque (2007) tuvieron como objetivo caracterizar proteínas solubles de la raíz de *Lepidium peruvianum* G. Chacón, "maca", fue un trabajo de diseño de tipo observacional y transversal. El análisis electroforético unidimensional mostró resultados de predominio de 2 proteínas (72 % de las proteínas solubles totales), una de 22,5 kDa a la cual denominaron macatina (51 %) y la otra de 17,0 kDa (21 %). El perfil electroforético bidimensional mostró que la macatina y la proteína de 17,0 kDa son básicas y presentan 3 isómeros de carga con un rango de punto isoelectrico (pI) de 7,1 a 8,2. Concluyeron que la macatina constituye la fracción proteica predominante, observando asimismo una elevada complejidad en el perfil electroforético de las proteínas solubles.

Villanueva y Arnao (2007), se extrajo y purificó una proteína con alto contenido de lisina de la porción de albúmina del grano de *Amaranthus caudatus*. El diseño de estudio fue observacional y descriptivo. Emplearon técnicas cromatográficas, electroforéticas y la cromatografía líquida de alta performance (HPLC) para el estudio de composición de aminoácidos. Según PAGE-SDS lograron aislar proteínas heterogéneas comprendidas entre 10 kDa y 80 kDa correspondientes a las albúminas, asimismo una proteína con peso molecular de 35 kDa. En conclusión, derivó una proteína rica en lisina de 35 kDa de la fracción de albúmina de *Amaranthus caudatus* y la purificó. Su contenido en aminoácidos es similar al que recomienda la OMS.

Delgado y Pinto (2015) en su investigación sobre las proteínas de reserva de quinua, chía negra y linaza marrón, INIA Salcedo utilizó una metodología que incluía extracción de lípidos mediante Soxhlet y fraccionamiento de proteínas mediante la técnica de Osborne modificada. La cuantificación se realizó a través de técnicas colorimétricas (Biuret, Lowry y Bradford), mientras que la caracterización se llevó a cabo por electroforesis SDS-PAGE en geles al 12%. Los perfiles electroforéticos revelaron que las glutelinas (10-20 kDa) constituyen la

fracción mayoritaria en las tres especies, mostrando una intensidad superior a las albúminas y globulinas. Finalmente, los autores destacaron que la chía y la linaza poseen un valor proteico superior al de la quinua, consolidándose como fuentes nutricionales de alta calidad.

### **2.1.3. Antecedentes locales**

Flores (2021) realizó un análisis comparativo del perfil electroforético de las fracciones de albúminas y globulinas en dos variedades de *Amaranthus caudatus* procedentes del INIA-Ayacucho. Empleando el fraccionamiento de Osborne y la técnica de Laemmli, el autor identificó variaciones en el número de bandas proteicas: la variedad Oscar Blanco presentó 11 bandas de albúminas, 8 de globulinas 7S y 10 de globulinas 11S. Por su parte, la raza INIA Taray 414 mostró 9 bandas de albúminas, 9 de globulinas 7S y 11 de globulinas 11S. En ambos cultivares, los pesos moleculares se distribuyeron en rangos de 27,4 a 55,0 kDa para albúminas, 28,7 - 51,1 kDa para globulinas 7S y 27,7 - 60,0 kDa para las fracciones 11S.

En el trabajo de Fernández (2024) se analizaron cuatro tipos diferentes de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) blanco, amarillo, rojo y negro de Ayacucho (Acos Vinchos, Acocro y Chiara) mediante fraccionamiento y caracterización electroforética de globulina 7S. Siguiendo la metodología de Osborne y el sistema SDS-PAGE al 10 % (Laemmli, 1970), el autor reportó rendimientos de globulinas que oscilaron entre 14,67 mg % (negra) y 25,33 mg % (amarilla). El análisis estadístico mediante la prueba de Tukey determinó que no existen diferencias significativas ( $p > 0,05$ ) entre los pesos de las accesiones. Asimismo, el perfil electroforético reveló un total de 22 bandas con pesos moleculares comprendidos entre 7,98 y 25,46 kDa.

## **2.2. Marco conceptual**

### **2.2.1. Quinua**

La quinua, este pseudocereal proviene de los Andes y se fabrica a escala mundial. Su valor nutritivo y adaptabilidad a diversas zonas agroecológicas se destacan por las más de tres mil variaciones. El perfil nutricional de la quinua es notable; es rica en proteínas, carbohidratos, lípidos, vitaminas y minerales, incluidos calcio, magnesio, hierro y fósforo. Además, no contiene gluten. Destaca entre otros cereales como el trigo y el arroz porque incluye todos los aminoácidos necesarios (Campos-Rodríguez et al., 2022).

### **2.2.2. Accesoión**

Conservada y utilizada para generaciones futuras, es una colección discreta de semillas que reflejan una población, una línea de reproducción o un cultivar (Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2025).

Unidad de conservación que comprende semillas o plantas, que se identifica con un código alfanumérico y que lo distingue del resto en un banco de germoplasma (MIDAGRI, 2024).

### **2.2.3. Proteínas**

Entre sus muchas funciones, estas macromoléculas orgánicas sirven como bloques de construcción, hormonas, mensajeros, transportadores y componentes del sistema inmunológico. También son los más prevalentes en las células vivas. Son aminoácidos necesarios debido a sus 20 secuencias de aminoácidos repetitivas, nueve de las cuales el cuerpo no puede producir por sí mismo (Quesada & Gómez, 2019).

### **2.2.4. Extracción de proteínas**

Procedimiento de alteración de las células o el tejido para acceder a las proteínas de interés. La lisis celular y la solubilización de proteínas son vitales para un análisis eficaz y un procesamiento seguro. La elección del método de extracción puede ser enzimática, química, mecánica o una mezcla de ellas (Merck, 2024).

### **2.2.5. Electroforesis**

Un método que usa un campo eléctrico para separar proteínas o ácidos nucleicos u otras partículas coloidales en sus respectivos tamaños y cargas antes de hacerlas pasar a través de una matriz (como un gel de agarosa o poliacrilamida) (IUPAC, NHLBI, DOE) (Yábar, 2003).

La electroforesis, tanto las proteínas, el ADN, los aminoácidos y los polipéptidos son solo algunas de las muchas sustancias cargadas que se pueden separar mediante este método. Al aplicar una corriente a las moléculas en tampones diluidos, el ánodo atraerá moléculas con una carga neta negativa al pH elegido, mientras que el cátodo atraerá moléculas con una carga neta positiva. (Baynes & Dominiczack, 2019).

### **2.2.6. Electroforesis desnaturizante (SDS-PAGE)**

Las muestras de proteínas pueden evaluarse en cuanto a pureza, abundancia y masa molecular relativa utilizando la forma desnaturizante conocida como electroforesis en gel de dodecilsulfato de sodio y poliacrilamida (SDS-PAGE). Un gel emulsionante que contiene 3-5% de poliacrilamida a pH 6,8 y un gel de

separación que contiene 8-20% de poliacrilamida a pH 8,8 forman un gradiente. Las proteínas se agregan cuando la corriente eléctrica fluye a través de ellas, y luego todas pasan al siguiente gel al mismo tiempo, donde se separarán en función de su peso molecular (Lozano et al., 2024).

#### **2.2.7. Punto isoelectrico**

Es cuando las macromoléculas de la naturaleza adquieren una carga cuando se dispersan en agua, la carga total que adquieren depende del pH del medio. Es decir, el punto isoelectrico es el pH en el cual la disociación de cargas positivas y negativas se iguala a la carga eléctrica neta del aminoácido es nula (Valenzuela , 2019).

#### **2.2.8. Movilidad relativa (Rf)**

Para encontrar esta distancia de migración, que se mide en centímetros con respecto al frente de migración del gel de poliacrilamida, es posible comparar la migración de proteínas en diferentes geles. Las proteínas estándar usadas en la comparación tienen pesos moleculares conocidos (Lozano et al., 2024).

#### **2.2.9. Peso molecular**

Cuando se suman todas las masas atómicas de los componentes básicos de una proteína, obtenemos su peso molecular (PM). Este valor viene determinado en el caso de las cadenas polipeptídicas por la cantidad y tipo de aminoácidos que las componen (Baynes & Dominiczak, 2011).

#### **2.2.10. Kilodalton (kDa)**

Unidad de medida referente al peso molecular de las proteínas en general (Yábar, 2003).

### **2.3. Bases teóricas**

#### **2.3.1. La quinua**

Este pseudocereal es diferente a cualquier otro en la Tierra. No solo contiene una dosis saludable de carbohidratos, proteínas y fibra, sino que también contiene todos los aminoácidos esenciales que los humanos necesitan, incluidos la luteína y la lisina (Murphy & Matanguihan, 2015, citado por Pantoja et al., 2020).

El "grano madre" del imperio inca, fue cultivado por tribus precolombinas hace unos 7.000 años. Para sobrevivir en las llanuras del altiplano altoandino, la quinua ha evolucionado a una amplia gama de estreses abióticos. La quinua se ha ganado la atención internacional debido al valor nutricional de sus semillas, que están libres de gluten, tienen un bajo índice glucémico, contienen un excelente balance de aminoácidos esenciales, fibra, lípidos, carbohidratos, vitaminas y

minerales. La quinua tiene el potencial de proporcionar una fuente de alimento de alto valor nutritivo que se puede cultivar en tierras marginales que no son adecuadas para otros cultivos importantes. Debido a su prometedor futuro, las Naciones Unidas designaron 2013 como el Año Internacional de la Quinua (Jarvis et al., 2017).

La quinua también es conocida como: kinua, quinoa, parca, quiuna (idioma quechua); supha, jopa, jupha, jiura, aara, ccallapi y vocali (aymara); suba y pasca (chibcha); quingua (mapuche); quinoa, quinua dulce, dacha, dawe (araucana); jupa, jara, jupa lukhi, candonga, licsa, quiñoa. La quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) se cultiva en todos los Andes, principalmente del Perú y Bolivia (Moraes et al., 2006).

### **2.3.2. Historia**

Hay poca evidencia arqueológica, lingüística o etnográfica en la historia de la quinua. La evidencia arqueológica en el norte de Chile indica que la quinua se usó en el año 3000 a. C., se han encontrado semillas y otros, en tumbas de varias regiones de Tarapacá, Karama, Arica, pero los hallazgos en la región de Ayacucho indican que la quinua fue domesticada en el año 5000 a.C., compuesta por semillas e inflorescencias, también se han encontrado numerosas semillas en las tumbas de los pueblos indígenas de Tilti, Kijagua y evidencias del uso se puede encontrar en la cerámica de la cultura Tiahuanaco - Perú (MIDAGRI, 2015).

Bonifacio (2006) según su relato, la quinua era muy valorada por las culturas Tiahuanacota e inca por sus usos culinarios y económicos, tanto dentro como fuera de la zona altiplánica.

Peralta et al. (2013) destacan el hecho de que los granos andinos, como la quinua, han sido un alimento básico para los andinos desde la antigüedad, cuando comenzaron a depender menos de los productos animales.

En el imperio incaico la quinua fue uno de los alimentos y cultivos principales, constituía una amplia distribución territorial inca, dentro y fuera de ella con manejo tecnológico mejorado. Pedro Valdivia es el primer español en mencionar esta riqueza de cultivo a su emperador de esa época así como también menciona la papa y maíz que hay en abundancia; Garcilazo de la Vega también evidencia la existencia de la quinua en su famoso libro Comentarios Reales y describe que en su viaje a España se hace la primera exportación de los granos de quinua resultando ser fatal para los granos ya que habían perdido su viabilidad,

posiblemente por el exceso de humedad durante la travesía marítima (Tapia, 2012).

En la época colonial y republicana la quinua fue considerada como un alimento de pobres e indígenas; sin embargo, gracias a sus notables características nutricionales, que han sido estudiadas y encontradas recientemente, se ha convertido nuevamente en un importante producto de exportación (Bonifacio, 2006).

*Chenopodium quinoa* es un cultivo básico en muchas dietas peruanas, y sus orígenes y mayor concentración de diversidad biológica se encuentran en la región del Lago Titicaca, donde las técnicas agrícolas creativas han permitido a los lugareños cultivar y preparar la semilla. Los colonizadores españoles usaron los nombres “arrozillo americano” y “trigo de los Incas” para describir este grano andino, que se cultiva principalmente en Bolivia y Perú (MIDAGRI, 2015).

### **2.3.3. Distribución geográfica y producción**

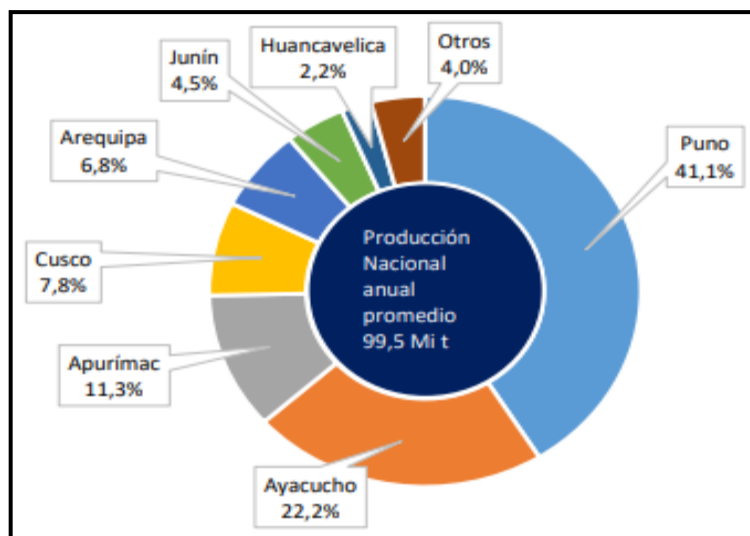
La quinua sudamericana se cultiva en climas que varían de bajo 0 a más de 30 grados Centígrados, en suelos que tienen un rango de pH de cuatro a nueve y en lugares que reciben lluvias entre cero y mil milímetros. Los factores que contribuyen a la fluctuación climática incluyen sequías, heladas, salinidad, plagas y otros; las técnicas de cultivo van desde muy tradicionales hasta muy modernas y muy tecnológicas. En resumen, los rendimientos oscilan entre 1 y 7 t/ha, dependiendo de cómo interactúen entre sí el clima, el suelo y la tecnología (Gomez & Aguilar , 2016).

El Perú es poseedor de una diversidad genética de quinua tanto silvestre como cultivada (MIDAGRI, 2015), en diversas instituciones, como el Instituto Nacional de Investigación y Extensión Agropecuaria (INIEA), la Universidad Nacional del Altiplano (Puno) y el Centro de Investigaciones de Cultivos Andinos (CICA) Cusco, se distribuyen estratégicamente un total de 6302 muestras genéticas (accesiones) en ocho centros de conservación o banco de germoplasma. Otros centros, como Canaán (Ayacucho), Santa Ana (Huancayo), Baños del Inca (Cajamarca), INIA y la Universidad Agraria La Molina en Lima, tienen 2089 accesiones que representan diversas condiciones agroecológicas. Como uno de los principales exportadores y productores mundiales de quinua, Perú se beneficia económica y socialmente de este cultivo, que tiene el potencial de elevar el nivel de vida en los Andes (MIDAGRI, 2015).

Actualmente la quinua se cultiva en Perú y Bolivia principalmente, Ecuador, Chile y norte de Argentina (MIDAGRI, 2015), su capacidad de adaptación a diferentes factores ha permitido que abarque fronteras lo que permite ser cultivado en casi 70 países, como: Dinamarca, Estados Unidos, Suiza, Holanda, Italia, etc. demostrando buena adaptación, desarrollo y rendimiento (FAO, 2022).

El Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego (MIDAGRI), afirmó que Perú ha superado a Bolivia, su rival de larga data, para convertirse en el principal productor y exportador mundial de quinua en los últimos años. El 90% de la producción mundial del llamado "grano de los Incas", que es uno de los bienes que podría ayudar a combatir la anterior pandemia de COVID-19, proviene de Perú y Bolivia (El Peruano, 2021).

Aunque actualmente la quinua se cultiva en 17 de los 24 departamentos del país, la Figura 1 muestra que, en promedio durante los últimos cinco años, el 93,7% de la producción anual se concentra en los siguientes seis departamentos: Puno, Ayacucho, Apurímac, Cusco, Arequipa y Junín.



**Figura 1.** Principales departamentos productores de quinua en el Perú (promedio del quinquenio 2018-2022).

Fuente: (MIDAGRI, 2023).

Es crucial recordar que Puno siempre ha sido el principal productor de quinua del país, y aunque ha perdido terreno en los últimos diez años, del 56,3% en 2013 al 39,6% en 2022, aún respalda la producción nacional. Sin embargo, Ayacucho, que pasó de aportar 9,4% a 24,4%, Apurímac de 3,9% a 11,2%, y Cusco de 5,4% a 9,1%, consolidándose como el segundo, tercer y cuarto productor más significativo. Sin embargo, debido a que Puno es el departamento con la producción mayoritaria en el cultivo de quinua, el año 2023 no fue el principal

productor del país debido a una fuerte caída en la producción. Esta condición solo durará temporalmente (MIDAGRI, 2023).

#### 2.3.4. Taxonomía

Reino : Plantae (Plantas)  
Subreino : Tracheobionta (Plantas vasculares)  
División : Magnoliophyta (Plantas con flores)  
Clase : Magnoliopsida (Dicotiledóneas)  
Subclase : Caryophyllidae  
Orden : Caryophyllales  
Familia : Amaranthaceae (anteriormente Chenopodiaceae)  
Género : *Chenopodium*  
Especie : *Chenopodium quinoa* Willd.

Nombre común: “quinua”, “quinoa”  
(Cronquist, 1988).

#### 2.3.5. Etimología

- ***Chenopodium***: nombre genérico que deriva del griego *χηνο* a través del Latín *chênō*, ganso, y *πόδι*, latín *pōdium*, pie, o sea «pata de ganso», por la forma de las hojas similares a estas (Willdenow, 1997).
- ***quinoa***: nombre específico que proviene del vocablo quechua *kinuwa* que designa esta planta en dicho idioma (Willdenow, 1997).

#### 2.3.6. Características botánicas y morfológicas

La quinua es una planta herbácea dicotiledónea que crece anualmente y tiene una forma, colores y comportamiento únicos según la zona agroecológica en la que se cultiva (Gomez & Aguilar, 2016).

Los ciclos vegetativos pueden oscilar entre 90 y 240 días, las precipitaciones anuales pueden oscilar entre 200 y 280 ml y prospera en suelos con un pH entre 4,5 y 9,0. El tono de la planta puede variar de verde a rojo, púrpura oscuro, amarillo y naranja granate, según el genotipo y la etapa del ciclo de vida de la planta. También puede crecer en suelos arenosos a arcillosos ( Apaza et al., 2013).

#### 2.3.7. Importancia del cultivo

Gomez y Aguilar (2016) y Peralta et al. (2013) coinciden que su importancia radica en el balance ideal de los aminoácidos que lo convierten en un componente prioritario en las dietas, adicionalmente contiene una cantidad adecuada de hidratos de carbono, grasas, vitaminas, fibra y minerales que incrementan su valor nutracéutico, es un alimento bajo en calorías, cero colesterol, bajo en sodio y

gluten siendo de vital necesidad para personas celíacas.

El gran contenido nutricional de la quinua es el principal beneficio de cultivarla. Debido a su alto contenido de proteínas, que varía del 13,81 al 21,9% según la variedad, y la abundancia de aminoácidos esenciales, la quinua es única entre los alimentos vegetales en proporcionar los nueve aminoácidos esenciales, y está muy cerca de cumplir con las pautas nutricionales para humanos por la FAO (Bojanic , 2011).

Bonifacio (2006), aunque la quinua se come con mayor frecuencia como grano, sus hojas tiernas y flores también se disfrutan crudas o cocidas de manera similar al brócoli o las espinacas debido a su alto contenido de proteínas. En particular, son una excelente fuente de hierro, calcio y fósforo, entre otras vitaminas y minerales (Repo-Carrasco et al., 2003).

Debido a su alto potencial nutricional, este pseudocereal está experimentando una rápida proliferación, lo que es un buen augurio para el futuro de las poblaciones mundiales andina y Moderna (Bojanic, 2011).

Según el Centro de Investigación, Educación y Desarrollo (CIED, 2004), extruidos, concentrados, vitaminas, almidones, colorantes, leches, laminados, precocinados, instantáneos, etc. son solo algunas de las muchas aplicaciones de la quinua en el sector alimentario. La versatilidad de la quinua la convierte en un producto que se puede adaptar para satisfacer las preferencias y necesidades de los clientes.

La quinua es un gran alimento para combatir el hambre en el mundo, ya que es muy nutritiva, puede crecer en una variedad de entornos agroecológicos y puede soportar altas temperaturas, poca humedad y suelos salados (González, 2019).

Bojanic (2011), en su informe técnico a través de PROIMPA brinda información actualizada sobre la quinua y menciona que posee características importantes, como:

- Su amplia **variabilidad genética**, tienen un *pool* genético excepcionalmente importante para el desarrollo de cultivares mejorados en términos de madurez, tamaño y color del grano, resiliencia al estrés biótico y abiótico, producción de granos y subproductos.
- Su capacidad de **adaptabilidad** a condiciones adversas de clima y suelo, dado que pueden obtenerse cosechas desde el nivel del mar hasta los 4000 metros de altitud (altiplano, salares, puna, valles interandinos, quebradas, zonas al nivel del mar) donde otros cultivos no se desarrollan.
- Su **calidad nutritiva**, como lo demuestra la alta calidad y abundancia de

aminoácidos vitales que contiene, lo que la convierte en una dieta perfecta y práctica para el organismo.

- Su versatilidad en los avances industriales, así como sus usos convencionales y no tradicionales.
- Los **bajos costos de producción** y mano de obra del cultivo contribuyen a su bajo costo de producción.

Otro hallazgo del equipo de estudio del King's College de Londres es que la quinua ayuda a la regeneración de la tolerancia al gluten en celíacos. Las personas con enfermedad celíaca podrían recuperar la función intestinal mucho más rápido si, en cambio, siguen una dieta sin gluten rica en quinua (Bojanic , 2011).

Según la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO), se espera que los cultivos de pseudocereales, como la quinua, desempeñen un papel fundamental para garantizar que todas las personas tengan acceso a alimentos asequibles, abundantes y saludables que satisfagan sus necesidades y preferencias dietéticas individuales para el año 2050, cuando se prevé que la población mundial alcance los 9.700 millones (FAOASTAT, 2015 citado por Reyes et al., 2023). Cuando la producción de alimentos está restringida, los pseudocereales podrían ser una alternativa social y económicamente viable a los cereales más caros, y también tendrían ventajas nutricionales para las naciones que carecen de fuentes de proteínas con un alto valor biológico. Desde una perspectiva ecológica, también puede mejorar y ampliar la gama de recursos naturales disponibles. Su relevancia económica, social, ecológica, nutricional y funcional se deriva de sus cualidades agronómicas, su adaptabilidad ecológica a circunstancias desafiantes y su alto contenido nutricional (Bravo et al., 2010).

### **2.3.8. Proteínas**

Las proteínas se definen como macromoléculas de naturaleza orgánica compuestas fundamentalmente por C, H, O y N. Además de estos elementos base, su estructura puede integrar azufre y fósforo, junto con trazas de metales como el hierro y el cobre. (Delgado & Pinto, 2015).

Delgado y Pinto (2015), mencionan que son moléculas muy complejas; presentan una estructura lógica y funcional específica para cada una de ellas; los componentes básicos de estas proteínas son los aminoácidos, que están unidos entre sí por enlaces covalentes conocidos como enlaces peptídicos. La longitud de las cadenas varía desde dipéptidos, que son combinaciones simples de dos

aminoácidos, hasta macromoléculas proteicas grandes, y luego hasta polipéptidos, que son cadenas de tamaño mediano. Las proteínas pueden estructurarse en cuatro niveles diferentes: primario, secundario, terciario y cuaternario.

Las proteínas varían en estructura, función y significado en función de la disposición o secuencia de sus cientos, si no miles, de aminoácidos. Las proteínas pueden ser estructurales (como la queratina en el cabello y las uñas o el colágeno en el tejido conectivo) o funcionales (enzimas, hormonas, etc.). Como componentes básicos de todas las células y esenciales para el desarrollo, mantenimiento y procesos regenerativos siempre presentes de todos los tejidos corporales, las proteínas tienen una demanda siempre presente (Carbajal, 2013). Tanto los aminoácidos que proporcionan a la dieta como las cualidades dietéticas únicas que imparten son razones por las que las proteínas son tan importantes para la nutrición humana (Castel, 2010), asimismo son las moléculas más abundantes en el interior celular, siendo importantes para su estructura y función; como catalizadores, transportadores y almacenadores de otras moléculas como el oxígeno y por otro lado proporcionan apoyo mecánico y protección inmunológica (Stryer et al., 2014).

#### **2.3.9. Proteínas de la quinua**

La concentración promedio de proteína reportado en la literatura para *Chenopodium quinoa* está entre 12 – 23 % (Bojanic, 2011; Abugoch et al., 2008); depende de la variedad, condiciones agroclimáticas, humedad, genotipo, método de tratamiento, etc. Debido a que contiene muchos de los componentes básicos de las proteínas (aminoácidos esenciales), la quinua es única entre los alimentos vegetales porque suministra cada uno de estos componentes básicos, proteínas de calidad comparable a las que se encuentran en los huevos y la leche (Abugoch et al., 2008; Bojanic, 2011).

El balance de los aminoácidos esenciales de la proteína total de quinua es 16,3 % en base seca y es mayor que la de la cebada (11 %), arroz (7,5 %) o el maíz (13,4 %) y es comparable a la de trigo (15,4 %) (Abugoch et al., 2008).

Del mismo modo Peralta (2010) citado por Toapanta (2016) afirma que el alto valor nutritivo que tiene el grano de quinua es debido no solo por su composición química, sino también por la cantidad y calidad de sus proteínas, las cuales fluctúan entre un 12 y 16 %. La calidad de las proteínas de quinua es excelente, debido al buen balance de los aminoácidos esenciales, sobresaliendo el triptófano,

la cisteína y la metionina (Nieto & Fisher, 1990 y Silva 2016, citados por Toapanta, 2016). No obstante, su mayor relevancia reside en su elevado contenido de lisina, un aminoácido que resulta escaso en la mayoría de las plantas en particular en el trigo (Silva, 2006 citado por Toapanta, 2016).

La carne y la leche tienen los valores más altos para esta característica, alrededor del 100% y la cantidad de aminoácidos necesarios determina la calidad de la proteína. La digestibilidad es cercana al 80% (Romo et al., 2006).

Como se ve en la Tabla 1, la quinua tiene un valor nutricional más alto que la carne, los huevos, el queso y la leche combinados.

**Tabla 1.** Composición del valor nutritivo de la quinua en comparación con alimentos básicos (%).

<b>Componentes (%)</b>	<b>Quinua</b>	<b>Carne</b>	<b>Huevo</b>	<b>Queso</b>	<b>Leche vacuna</b>	<b>Leche humana</b>
<b>Proteínas</b>	13,00	30,00	14,00	18,00	3,50	1,80
<b>Grasas</b>	6,10	50,00	50,00		3,50	3,50
<b>Carbohidratos</b>	71,00					
<b>Azúcar</b>					4,70	7,50
<b>Hierro</b>	5,20	2,20	3,20		2,50	
<b>Calorías 100g</b>	350	431	200	24	60	80

Fuente: (FAO, 2011).

### **2.3.10. Aminoácidos esenciales y no esenciales**

Se requieren veinte aminoácidos para la síntesis de proteínas; sin embargo, varios de estos ácidos (alanina, arginina, ácido aspártico, asparagina, cisteína, ácido glutámico, glutamina, glicina, prolina, serina y tirosina) se consideran no esenciales ya que el cuerpo puede generarlos. Los siguientes aminoácidos (triptófano, valina, histidina, isoleucina, leucina, lisina, metionina, fenilalanina, treonina y fenilalanina) se consideran esenciales ya que el cuerpo humano no puede producirlos. La tirosina se produce a partir de fenilalanina y la cisteína (y/o cistina) a partir de metionina son dos ejemplos de aminoácidos no esenciales que se crean a partir de otros esenciales. En casos de que a través de la dieta no se aporte cantidad suficiente de fenilalanina o si el organismo no puede transformar la fenilalanina en tirosina por algún motivo como sucede en la enfermedad hereditaria denominada fenilcetonuria, entonces la tirosina se convierte en esencial (Carbajal, 2013).

Según las bibliografías de nutrición humana, la calidad de las comidas humanas de dieta mixta se limita a no más de cuatro aminoácidos necesarios. Los aminoácidos en cuestión son triptófano, lisina, metionina y treonina. En términos

de contenido de aminoácidos esenciales, la quinua tiene una ventaja nutricional significativa sobre el trigo y el arroz (Repo-Carrasco, 1998; citado por Bojanic , 2011).

Las proteínas biológicamente valiosas que constituyen el 16-20% del peso de una semilla de quinua incluyen todos los aminoácidos esenciales, que el cuerpo no puede producir por sí solo (Bojanic,2011). Estos aminoácidos abundan en los alimentos ricos en proteínas y, por lo tanto, los humanos deben consumirlos diariamente (Repo-Carrasco-Valencia, 2014).

Teniendo en cuenta los requerimientos de proteína/peso (kg / día), la FAO / OMS establece las necesidades de aminoácidos esenciales por grupo de edad. Las cantidades diarias recomendadas de proteínas para niños de 2 a 5 años, 0,99 para niños de 10 a 12 años y 0,75 para adultos se basan en su peso en kilogramos (Romo et al., 2006)

La quinua tiene una mayor concentración del aminoácido limitante lisina en su proteína en comparación con otros granos de cereales. Tener un perfil de aminoácidos más completo y variado que los granos y legumbres tradicionales contribuye a su excepcional equilibrio de aminoácidos esenciales (Lilian , 2009). En comparación con otros cereales, la quinua contiene una mayor concentración de los siguientes aminoácidos: valina, fenilalanina, ácido glutámico, isoleucina, lisina y fenilalanina. La producción de energía del cerebro y los procesos relacionados con el aprendizaje, la memoria y la plasticidad neuronal se ven facilitados por el ácido glutámico; el sistema cardiovascular depende del ácido aspártico para el mantenimiento y la mejora de la función hepática; y la tirosina, con su importante efecto antiestrés y su papel clave en la mitigación de la depresión y la ansiedad, es un componente esencial, entre otras funciones; la lisina, respecto a su contenido es el doble en la quinua que en los demás cereales, mejora la función inmunitaria al colaborar en la formación de anticuerpos, favorece la capacidad gástrica, coopera en la reparación celular, participa en el metabolismo de los ácidos grasos, ayuda al transporte y absorción del calcio e incluso parece retrasar o impedir junto con la vitamina C las metástasis cancerosas, por mencionar sólo algunas de sus numerosas actividades terapéuticas. En cuanto a la isoleucina, la leucina y la valina participan conjuntamente en la producción de energía muscular, mejoran los trastornos neuromusculares, prevén el daño hepático y permiten mantener estable los niveles de azúcar en sangre, entre otros (Bojanic , 2011).

La relevancia de la fracción de triptófano no ligado a proteínas radica en su capacidad exclusiva para atravesar la barrera hematoencefálica con mayor facilidad, asegurando así un suministro óptimo hacia el sistema nervioso central. En este sentido, aunque los niveles de triptófano en la quinua son equiparables a los del trigo, estos superan notablemente los valores hallados en el resto de los cereales. (Lilian , 2009).

El perfil proteico de la quinua destaca por un contenido de histidina superior al de la cebada, la soya y el trigo. En cuanto a la suma de metionina y cistina, sus niveles son óptimos para el consumo en etapas que van desde la infancia (2 a 12 años) hasta la edad adulta, mostrando valores similares a la cebada y la soya. Según los estándares de la FAO/OMS (tabla 2), la quinua satisface los requerimientos de aminoácidos aromáticos, histidina, isoleucina, treonina y valina para niños de 10 años. No obstante, para lactantes y niños de 2 a 5 años, la lisina y la leucina actúan como aminoácidos limitantes, a pesar de que la proteína se considera completa para la población general según los criterios internacionales (Abugoch, 2009).

**Tabla 2.** Comparación del contenido de aminoácidos esenciales de la cebada, el maíz y el trigo con los requisitos sugeridos por la FAO/OMS.

Aminoácidos	Semillas de quinua	Cebada perlada	Soja cruda	trigo duro	Requisitos sugeridos por la FAO/OMS		
	mg/g de proteína				2–5 años	10–12 años	Adulto
<b>Histidina</b>	28,8	22,5	27,6	23,5	19	19	.....
<b>Isoleucina</b>	35,7	36,5	44,5	38,9	28	28	13
<b>Leucina</b>	59,5	98,2	72	68,1	66	44	19
<b>Lisina</b>	54,2	37,2	57,8	22,1	58	44	.....
<b>Metionina y cistina</b>	36,2	41,3	28,9	22,7	25	22	17
<b>Fenilalanina y tirosina</b>	60,9	84,7	84,8	85,9	63	22	19
<b>Treonina</b>	29,8	34	38,6	26,7	34	28	9
<b>Triptófano</b>	11,4	16,6	12	12,8	11	.....	5
<b>Valina</b>	42,1	49	57,1	41,6	35	9,25	13

Fuente: (USDA, 2005 y Friedman and Brandon,2001 citado por Abugoch ,2009).

### 2.3.11. Proteínas de reserva

Su distribución arbitraria a lo largo del citoplasma y su almacenamiento en estructuras especiales conocidas como cuerpos proteicos llevaron a la creencia de que estas moléculas no tienen un propósito estructural o metabólico, de ahí el nombre (Delgado y Pinto, 2015).

Al igual que otras semillas de plantas, las semillas de quinua almacenan proteínas en el embrión para proporcionar nutrición para el desarrollo y el crecimiento. Se ha propuesto un esquema de clasificación inédito para las proteínas de reserva,

fundamentado en su configuración genética, en la homología de la estructura primaria y en la forma de almacenamiento dentro de la semilla. Bajo este nuevo criterio taxonómico, las proteínas de almacenamiento de las semillas se categorizan integrando a las prolaminas y glutelinas como componentes predominantes en los cereales, mientras que las globulinas se identifican como la fracción principal en las leguminosas (Lallana et al., 2005).

En el ámbito alimentario, las proteínas de reserva presentes en las semillas constituyen la base de la ingesta proteica humana. Biológicamente, estas moléculas suministran los nutrientes esenciales para el desarrollo acelerado durante la germinación de semillas y polen. Históricamente, su estudio se ha guiado por la clasificación de Osborne (1924), quien categorizó las proteínas vegetales según su solubilidad; por ejemplo, las albúminas por su capacidad de disolverse en agua y las globulinas en soluciones salinas. (Abugoch , 2009).

La mayor concentración de proteínas en la quinua se encuentra en el embrión, se trata principalmente de albúminas y globulinas de tipo 11 S (también llamado chenopodina) (Repo-Carrasco-Valencia, 2014), fracciones entre 44 - 77 % del total de proteínas, cantidades mínimas de glutelinas y muy baja en prolaminas (0,5 - 7 %), lo que indica que la semilla de quinua es libre de gluten (Abugoch & Tapia,2017).

Las semillas de quinua incluyen principalmente albúminas y globulinas, que son proteínas que se utilizan para el almacenamiento. Las proteínas de semilla de quinua caracterizadas electroforéticamente han demostrado que los polipéptidos pueden clasificarse como albúmina o globulina, según varias publicaciones. Cantidades insignificantes de proteína estaban presentes en la fracción de prolamina, y todos los polipéptidos en la fracción de glutelina tenían movilidades electroforéticas idénticas a las de las albúminas y las globulinas (Abugoch, 2009). La quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.,) contiene de 13 - 16 % de proteínas con fracciones principales de albúminas (29 - 50 %) y globulinas (7 – 37 %) clasificadas según la metodología de extracción (Karaca, 2022).

Las albúminas y globulinas poseen una composición equilibrada de aminoácidos fundamentales similar a la de la caseína, la proteína láctea (Bojanic , 2011).

#### **a) Albúminas**

Estas proteínas tienen forma globular y están llenas de cisteína. Las legumbres son la fuente más común, aunque los cereales también las incluyen; inhiben la acción de la tripsina y la  $\alpha$ -amilasa, respectivamente. Se derivan de varios

componentes celulares del grano en el trigo, incluidos los residuos citoplasmáticos, similares a las globulinas (Delgado & Pinto, 2015).

La albúmina de tipo 2S, representa aproximadamente el 35 % del contenido proteico de la quinua, el perfil de AA de la fracción de albúmina es más equilibrado y cumple los requisitos de la FAO/OMS, siendo rica en Cys, His, Arg y aminoácidos que contienen azufre. Tiene un gran potencial como adición dietética especialmente para los niños, en forma de granos, derivados o suplementos dietéticos a base de quinoa. Además, la albúmina es conocida por sus excelentes propiedades emulsionantes y espumantes. Por lo tanto, debido a sus propiedades nutricionales y funcionales, la albúmina tiene una amplia gama de posibles aplicaciones prácticas (Yang et al., 2022).

Brinegar et al. (1996, como se citó en Abugoch, 2009) reportaron para la fracción de proteína 2S de quinua purificada, una colección electroforéticamente heterogénea de polipéptidos que tienen una masa molecular de 8 - 9 kDa en condiciones reductoras. La composición de aminoácidos de esta proteína mostró que es alta en cisteína, arginina e histidina.

Mientras tanto, Elsohaimy et al. (2015) demuestran que el perfil proteico en gel SDS-PAGE mostró la existencia de albúmina con una masa molecular menor a 20 kDa.

#### **b) Globulinas**

El término se usa para describir proteínas que son solubles en soluciones salinas, pero no en agua. Los embriones de la gran mayoría de las semillas contienen estos compuestos, que son omnipresentes en los mundos animal y vegetal (Delgado & Pinto, 2015).

De acuerdo con Brinegar y Goundan (1993) citado en Abugoch, (2009), la chenopodina (globulina 11S) se caracteriza por una elevada concentración de aminoácidos como glutamina, ácido glutámico, asparagina, ácido aspártico, arginina, serina, leucina y glicina. Asimismo, según los estándares de la FAO, esta proteína satisface los requerimientos nutricionales de leucina, isoleucina y la combinación de fenilalanina con tirosina.

Tapia et al. (2016) encontraron pesos moleculares de 171, 117, 71 y 55 kDa, estos valores se asocian a fracciones como albúminas y globulinas, también se pueden distinguir proteínas de pesos moleculares por debajo de los 45 kDa.

Elsohaimy et al. (2015) demuestran la existencia de globulina (55kDa) y moléculas con un peso molecular de 31 - 33 kDa corresponde a la chenoproteínas, mientras

que las prolaminas se caracterizan por tener bandas en 10, 12, 18 y 22 kDa. (Segura et al., 1992, como se citó en Tapia et al., 2016).

### **c) Glutelinas**

Las gluteinas conocidas como globulinas son insolubles tanto en agua como en alcohol, pero pueden disolverse en cantidades muy pequeñas de soluciones ácidas o básicas. Su solubilidad óptima es a pH 10, lo que logra en ambientes muy alcalinos. Los cereales y pseudocereales incluyen estas proteínas unidas por disulfuro, que son necesarias para que los alimentos tengan viscosidad y flexibilidad (Delgado & Pinto, 2015).

### **d) Prolaminas**

El endospermo de muchos granos contiene prolaminas, una fracción de proteína que es soluble en etanol al 50-90%. Bioquímicamente, se caracterizan por su elevada concentración de prolina y ácido glutámico. Estas proteínas presentan una naturaleza monomérica y suelen manifestarse como mezclas polimórficas de polipéptidos, cuyo peso molecular oscila entre los 30 y 90 kDa. (Delgado & Pinto, 2015).

## **2.3.12. Extracción y cuantificación de proteínas**

### **Método de Osborne y Mendel**

La conexión entre la estructura de la proteína y la solubilidad proporciona justificación para el procedimiento. La soda y la potasa hacen que las glutelinas sean muy solubles, mientras que el agua, las soluciones salinas y el alcohol no. Tener en cuenta que la mayoría del nitrógeno proteico es soluble en soluciones ácidas y básicas. Solubles en soluciones débilmente ácidas son proteasas, albúminas y globulinas (Osborne, 1924).

Osborne en 1907 desarrolló un esquema de fraccionamiento que ha resistido la prueba del tiempo ya que todavía se usa con frecuencia para clasificar las proteínas de los granos de cereales en diferentes fracciones en función de su extractibilidad secuencial o falta de ella en diferentes medios. Las albúminas se pueden extraer en agua, las globulinas en soluciones salinas acuosas (como NaCl 0,4 M) y las prolaminas en soluciones acuosas de alcohol (como etanol al 60 % (v/v)). La fracción insoluble restante contiene las glutelinas, que son parcialmente extraíbles en ácidos o bases diluidos (Janssen et al., 2017).

Cuando se trata del fraccionamiento de proteínas, el enfoque sencillo de Osborne se basa en gran medida en cuatro variables: temperatura, pH, tiempo y velocidad de centrifugación (Delgado & Pinto, 2015,p.14).

Las fracciones de pseudocereales más representativas son las albúminas y las globulinas, se debe señalar aquí que el esquema tradicional de fraccionamiento de Osborne, no siempre se aplica rigurosamente a los pseudocereales y existen diferencias importantes en los métodos para obtener fracciones de globulina de pseudocereal. Varios niveles y tipos de sales en los medios de extracción, con varias temperaturas y tiempos de extracción, probablemente afecten o mejoren tanto la calidad como el contenido relativo de las proteínas extraídas. Por ejemplo, algunas proteínas del amaranto se clasifican como albúminas, incluso si no se extraen de la harina con agua, sino que se enriquecen en un complejo procedimiento de extracción que involucra agua y solución de sal. Finalmente, mientras que es una práctica general clasificar todas las proteínas en el residuo después de la 3ra extracción (como con el alcohol acuoso) como glutelina, algunos autores solo clasifican la parte de estas proteínas que son extraíbles en ácidos o bases diluidos como glutelina (Janssen et al., 2017).

### **2.3.13. Electroforesis**

El concepto de electroforesis fue acuñado por Michaelis en 1907 para describir el desplazamiento de partículas con carga neta bajo la influencia de un campo eléctrico. La velocidad de este movimiento, conocida como movilidad electroforética, depende de variables críticas como la intensidad del campo, las propiedades de la molécula (carga, tamaño y forma) y las condiciones del entorno (fuerza iónica, viscosidad y temperatura). Debido a su rapidez, sensibilidad y sencillez, se ha consolidado como una técnica esencial para analizar y separar ácidos nucleicos y proteínas. (Maldonado & Jorrín, 2001).

Utilizando el principio de atracción de carga eléctrica, la electroforesis es una técnica poderosa para la separación, identificación y purificación de proteínas, ARN y ADN. Una proteína migrará a un electrodo con una carga opuesta si su carga eléctrica neta es positiva en un campo eléctrico. La velocidad de migración es proporcional a la relación entre las cargas de la proteína y su masa, es decir, a mayor carga por unidad de masa más rápida será la migración. La identificación de la biomolécula en el gel puede ser determinada mediante la utilización de distintos colorantes que tienen afinidad específica por la biomolécula a resolver (Pérez et al., 2015).

### **2.3.14. Electroforesis en gel de poliacrilamida**

Debido a sus muchas características deseables, incluida su compatibilidad con una amplia gama de compuestos químicos, transparencia, flexibilidad y porosidad

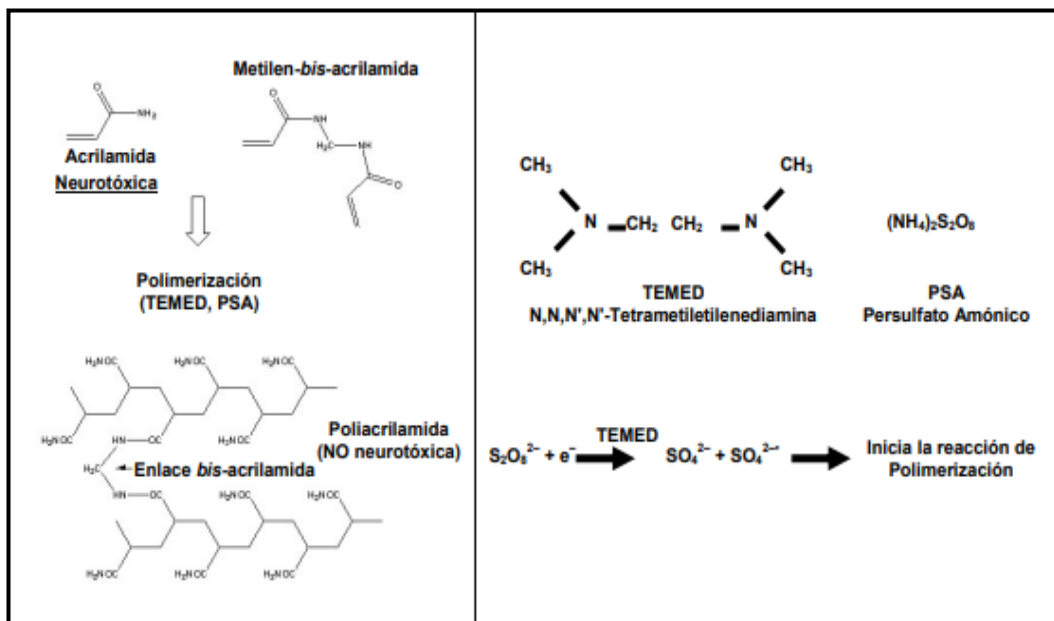
ajustable, los geles de poliacrilamida son un medio de soporte ideal para separaciones electroforéticas. En un proceso que se inicia con tetrametiletilendiamina (TEMED) y persulfato de amonio, dos productos químicos, acrilamida y bis-acrilamida (N,N'-metilen-bis-acrilamida), se copolimerizan para generar poliacrilamida. El TEMED es activado por el radical persulfato, lo que provoca que el monómero de acrilamida se someta a polimerización. Se crea una red de porosidad algo consistente cuando las cadenas de poliacrilamida se reticularan aleatoriamente con bis-acrilamida; la porosidad de esta red puede controlarse cambiando las concentraciones de monómero en el proceso (Lomonte, 2020).

### **2.3.15. Formación y características de los geles de poliacrilamida**

Aunque existen diversos métodos para purificar y separar proteínas, la técnica predominante es el sistema de Laemmli (1970). Este procedimiento emplea geles de poliacrilamida con dodecil sulfato de sodio (SDS), denominándose comúnmente SDS-PAGE. La matriz del gel se genera mediante la copolimerización de acrilamida y un agente entrecruzador (N, N'-metilenbisa crilamida), proceso activado por persulfato de amonio (iniciador de radicales) y TEMED (catalizador). Para garantizar una polimerización total, es crucial mantener la temperatura por encima de los 20°C. La eficacia de la polimerización está estrechamente ligada a factores ambientales. Se aconseja operar a temperaturas superiores a 20°C para asegurar una reacción completa. Asimismo, es imperativo excluir el oxígeno, ya que este actúa como un inhibidor al neutralizar los radicales libres provenientes del persulfato. Por esta razón, el proceso se realiza en sistemas cerrados como cámaras verticales de vidrio o tubos (para geles en disco) y se requiere la degasificación previa de las soluciones de acrilamida. Además, la reacción de polimerización es exotérmica, lo que puede generar burbujas que afecten la uniformidad del gel si no se controla el calor desprendido. Mientras que la cinética o velocidad de formación depende de las concentraciones de TEMED y persulfato de amonio, las propiedades estructurales como la porosidad son dictadas por la relación entre acrilamida y bisacrilamida. En este sentido, un aumento proporcional de bisacrilamida reduce el tamaño del poro. Para la separación de proteínas, se suelen emplear geles con concentraciones del 5 al 10 %, optando por porcentajes menores (poros más grandes) cuando se requiere analizar proteínas de alto peso molecular. (Maldonado & Jorrín, 2001).

En la figura 2, la reacción de polimerización de la acrilamida genera una red que funciona como un tamiz molecular, el cual restringe el avance de las macromoléculas voluminosas mientras facilita el tránsito de las más pequeñas, logrando así una separación efectiva. La resolución del gel se ajusta mediante su porosidad: para proteínas de bajo peso molecular (menos de 50 kDa), se emplean concentraciones altas de acrilamida (10-15 %); en cambio, para proteínas de mayor tamaño, se prefieren porcentajes inferiores al 10 %. Por lo general, se mantiene una proporción de 37,5:1 entre la acrilamida y la bisacrilamida para equilibrar la estructura del gel. (Maldonado & Jorrín, 2001).

El proceso de polimerización se desencadena mediante un mecanismo de catálisis redox. En este sistema, el persulfato de amonio (APS) cumple la función de iniciador al aportar iones persulfato, mientras que el TEMED actúa como catalizador, acelerando la generación de los radicales libres necesarios para dirigir la reacción química.



**Figura 2.** Reacción de polimerización de la acrilamida.

Fuente: (Maldonado & Jorrín, 2001).

### 2.3.16. Electroforesis de proteínas

#### a) Proceso de separación de proteínas basado en su movilidad bajo un campo eléctrico

El análisis y la caracterización del proteoma en sistemas biológicos dependen fundamentalmente de la separación y purificación de proteínas. Para lograrlo, es necesario aislar estas moléculas de mezclas complejas mediante métodos de fraccionamiento que aprovechan propiedades físicas y químicas como la carga, el

tamaño o la solubilidad. Entre todas las herramientas disponibles, la electroforesis se posiciona como una de las metodologías más extendidas y eficaces. (Lomonte, 2020).

Debido a su alta resolución y adaptabilidad, los geles de poliacrilamida (PAGE, electroforesis en gel de poliacrilamida) son los soportes preferidos para la electroforesis de proteínas. Es simple de producir mediante polimerización de acrilamida, no tiene propiedades químicas discernibles y es estable en un amplio rango de temperatura, pH y fuerza iónica. Normalmente, el tampón de electroforesis y los electrodos positivo-negativo se alojan en receptáculos separados entre sí, sirviendo el gel como único enlace eléctrico entre los dos. El siguiente paso implica teñir y documentar el gel de poliacrilamida. Cortar un trozo del gel permite purificar la molécula de interés (Maldonado & Jorrín, 2001).

#### **b) Separación de proteínas bajo condiciones desnaturizantes: el método SDS-PAGE**

La electroforesis desnaturizante, comúnmente llamada SDS-PAGE, emplea el detergente dodecil sulfato de sodio (SDS) para procesar las muestras. La función crítica de este agente es garantizar la desnaturización completa de las proteínas, provocando la pérdida de su conformación tridimensional original y permitiendo su despliegue (Pérez et al., 2015).

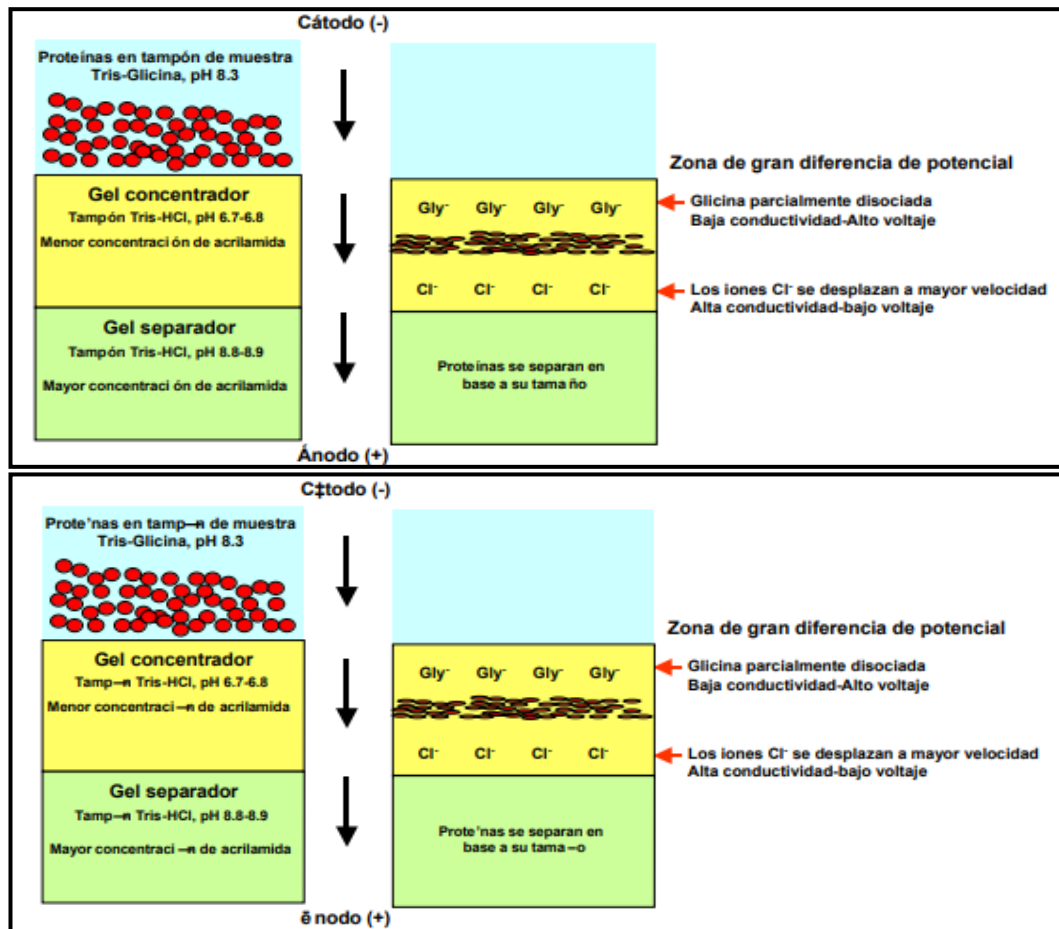
Al someter la proteína a ebullición durante 5 minutos con 2-mercaptoetanol, se reducen los puentes disulfuro, logrando la separación de las cadenas polipeptídicas. Simultáneamente, el SDS envuelve estas cadenas mediante su parte hidrófoba, exponiendo los grupos sulfato hacia el exterior. Esto otorga una carga negativa neta uniforme a todas las moléculas, eliminando la influencia de la forma original. En consecuencia, la migración electroforética depende exclusivamente de la masa molecular, permitiendo calcular el peso molecular aparente mediante una relación lineal entre la movilidad y el logaritmo de dicho peso, comparándolo con patrones conocidos. (Pérez et al., 2015).

#### **c) El sistema discontinuo o de Laemmli**

Este sistema se compone de una estructura bifásica: un gel concentrador de poros amplios y no restrictivos situado sobre un gel separador. La eficacia de este método radica en el uso de tres soluciones reguladoras distintas: cada gel se polimeriza con un tampón de pH y fuerza iónica específicos, mientras que el proceso de corrida utiliza un tercer tampón de electroforesis independiente.

El principio del sistema discontinuo se basa en la creación de un gradiente de movilidad iónica. En el gel concentrador, las proteínas quedan atrapadas en un

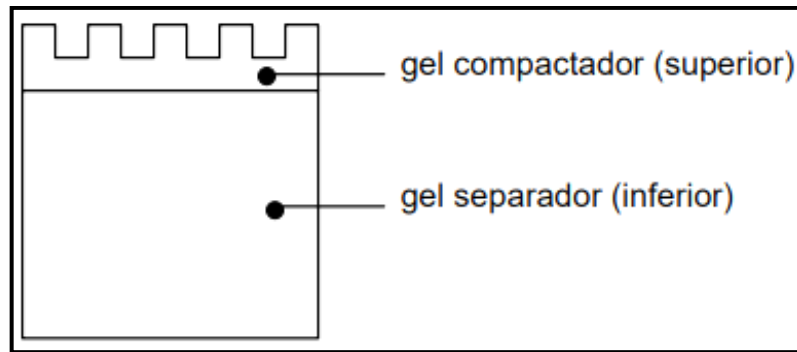
área de alta resistencia eléctrica entre los iones cloruro ( $\text{Cl}^-$ ) y los iones glicina ( $\text{Gly}^-$ ). Esta diferencia de voltaje obliga a las proteínas a compactarse en una banda extremadamente fina. Al entrar al gel separador, el pH más básico aumenta la ionización de la glicina, permitiendo que esta sobrepase a las proteínas. A partir de ese punto, las moléculas avanzan en un entorno de pH y voltaje constantes, separándose exclusivamente por su tamaño, lo que incrementa notablemente la nitidez y resolución del análisis. (Maldonado & Jorrín, 2001).



**Figura 3.** Mecanismo de sistema discontinuo: enfoque y compactación proteica en el gel concentrador.

Fuente: (Maldonado & Jorrín, 2001).

El poder de resolución del método SDS-PAGE es excelente. Todo lo mencionado anteriormente se basa en el uso de un sistema electroforético discontinuo, que consiste en dos gels con porosidades y niveles de pH variables. Las muestras se compactan primero en el gel superior, también llamado compactador, y luego se separan en el gel inferior, también llamado separador (Fig. 4).



**Figura 4.** Partes de un gel SDS-PAGE.

Fuente: Lomonte (2020)

El tamaño de poro, que es una función de la concentración de monómero en el gel separador, limita la movilidad. Por lo tanto, se usan geles al 5% o al 7,5% para componentes con una resolución de peso molecular muy alta, mientras que los geles de poros más pequeños, como el 15-20%, son beneficiosos para la separación de péptidos y proteínas diminutas. Las proteínas que varían en tamaño de -10.000 a 90.000 daltons pueden separarse adecuadamente usando geles de poros intermedios (10 a 12%) (Lomonte, 2020).

#### **d) Visualización y localización de bandas proteicas en matrices de poliacrilamida**

Tras la electroforesis en condiciones desnaturizantes (SDS-PAGE), las proteínas se hacen visibles a través de distintas técnicas de tinción, como la fluorescencia, el uso de nitrato de plata o el Azul de Coomassie. Este último es el preferido en el laboratorio debido a su eficacia y popularidad, permitiendo detectar cantidades tan pequeñas como 50 ng de proteína por banda. (Maldonado & Jorrín, 2001).

#### **e) Determinación del peso molecular**

Las comparaciones de movilidad electroforética con proteínas de peso molecular (PM) conocidas permiten aproximar el PM de una proteína (Tabla 3). Existe un margen de error del -10% para estos cálculos. Las proteínas que tienen cargas inherentes extremadamente fuertes (que pueden afectar la movilidad) o las proteínas con un gran número de sitios de glicosilación son dos ejemplos de los tipos de proteínas que pueden exhibir un movimiento inusual usando este método (Lomonte, 2020).

Cuando se estudian cadenas proteicas individuales, en las que se han eliminado todos los enlaces disulfuro y se ha estirado la cadena completa para la interacción con la SDS, es válida la medición del PM de las proteínas mediante SDS-PAGE. El movimiento de las moléculas sigue principalmente su PM en estas

circunstancias. No obstante, hay casos en los que es beneficioso analizar muestras de proteínas no reducidas, por ejemplo, para determinar la composición de sus componentes. Debido a la forma y pliegues provocados por los enlaces disulfuro, que permanecerían intactos incluso después de la interacción SDS-proteína en condiciones no reductoras, la movilidad electroforética en SDS-PAGE no corresponde necesariamente a su PM exacto, aunque tiene una cierta relación con el PM. La disociación de enlaces disulfuro intra e intercatenarios, la pérdida de estructura cuaternaria y la separación de subunidades como cadenas peptídicas individuales se produce cuando la muestra se reduce con 2-mercaptoetanol (u otro reductor como ditioneitol).

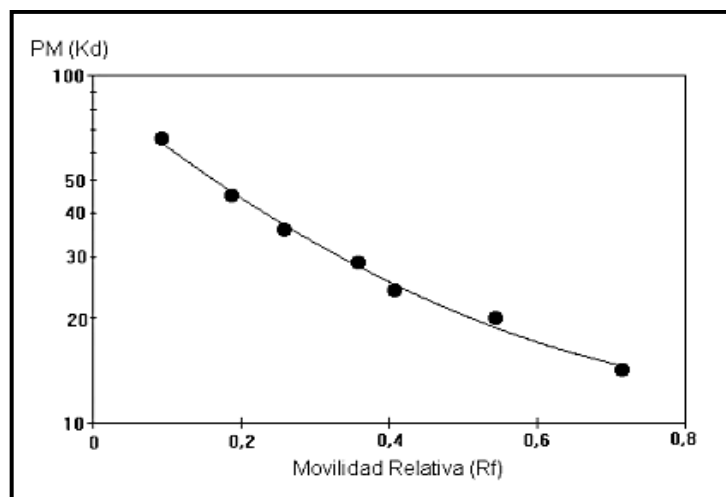
Según Lomonte (2020), la movilidad electroforética relativa (Rf) mantiene una relación inversamente proporcional con el logaritmo del peso molecular (PM). Al construir una curva de calibración utilizando estándares de masa conocida, es posible interpolar los datos de muestras incógnitas. El valor de Rf se determina mediante el cociente entre la distancia avanzada por la proteína y el recorrido del frente del colorante (generalmente azul de bromofenol).

**Tabla 3.** Determinación del peso molecular de una proteína “incógnita”, mediante SDS-PAGE. Las muestras reducidas con 2-mercaptoetanol y corridas en un gel al 12 % de concentración.

<b>Marcador</b>	<b>PM</b>	<b>Distancia (mm)</b>	<b>Rf (vs. 70mm)</b>
Albúmina bovina	66,000	6,5	0,092
Ovoalbúmina	45,000	13,0	0,186
Gliceraldeh-3-P-DH	36,000	18,0	0,257
Anhidrasa Carbónica	29,000	25,0	0,357
Tripsinógeno	24,000	28,5	0,407
Inhibidor de Tripsina	20,100	38,0	0,543
$\alpha$ -Lactoalbúmina	14,200	50,0	0,714
Banda incógnita	-	44,0	0,623

Fuente: (Lomonte, 2020).

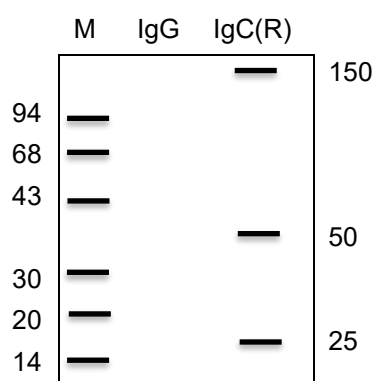
La correlación entre la movilidad relativa (Rf) y el logaritmo del peso molecular se visualiza al representar los datos en un gráfico semilogarítmico (Figura 5). A través de una regresión lineal aplicada sobre los puntos de referencia pertinentes, se ha determinado por interpolación que la proteína en estudio posee un peso molecular aproximado de 16,200 daltons.



**Figura 5.** Curva de referencia para la estimación del peso molecular de proteínas mediante SDS-PAGE. Los datos corresponden a la tabla 3.

Fuente: Lomonte (2020).

La utilidad de comparar condiciones reductoras y no reductoras se evidencia claramente en el análisis de la IgG (Figura 6). Una muestra de IgG pura en condiciones no reductoras migra como una única unidad con un peso molecular de entre 150 y 160 kDa. No obstante, al añadir un agente reductor como el 2-mercaptoetanol, la molécula se fragmenta en sus componentes, revelando dos bandas distintas: una correspondiente a las cadenas pesadas (gamma) de aproximadamente 50 kDa y otra a las cadenas livianas (kappa o lambda) de unos 25 kDa.



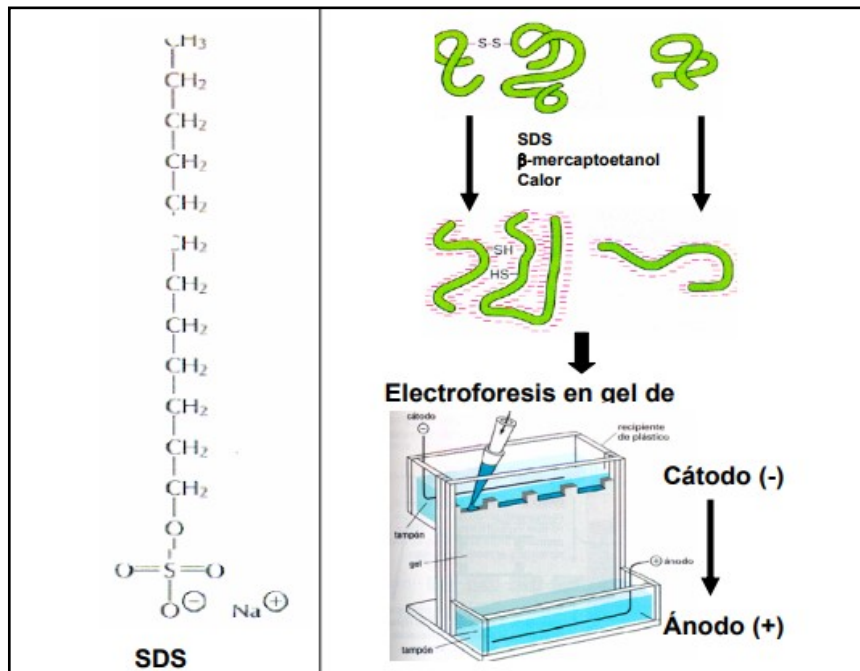
**Figura 6.** Análisis de la composición de subunidades de una proteína en SDS-PAGE.

Fuente: (Lomonte, 2020).

En el gel separador, la movilidad es restringida por el tamaño del poro, el cual depende de la concentración de monómeros del gel. Entonces, si se requiere resolver componentes de muy alto PM, se utilizan geles al 5 % o al 7,5 %, mientras que los geles de poro menor, ejemplo de 15 – 20 % son útiles en la separación de péptidos y proteínas pequeñas. Los geles de poro intermedio (10 - 12%) provienen

una separación adecuada para proteínas entre 10.000 -90.000 daltons (Lomonte, 2020).

En la Figura 7 se ilustra el impacto de los agentes desnaturizantes sobre la estructura proteica. Si bien el SDS-PAGE ofrece una resolución significativamente mayor que la electroforesis en condiciones nativas, su principal limitación es la pérdida de la actividad enzimática, producto del desplegamiento irreversible de las proteínas durante el proceso (Maldonado & Jorrín, 2001).



**Figura 7.** Electroforesis desnaturante en gel de poliacrilamida.

Fuente: (Maldonado & Jorrín, 2001).

La SDS-PAGE se usa ampliamente para contar las subunidades de un complejo proteico y para cuantificar el peso molecular de proteínas desconocidas comparando su movilidad electroforética relativa (Rf) con la de proteínas estándar con peso molecular conocido. El Rf es el parámetro experimental asociado a esta técnica y se define como:

$$Rf = \frac{\text{Distancia que migra una determinada proteína}}{\text{Distancia que migra el frente del gel}}$$

La ubicación de una sustancia de referencia con movilidad máxima, como el colorante azul de bromofenol, establece el frente del gel (Maldonado & Jorrín, 2001).

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Lugar de ejecución

El estudio se llevó a cabo en el Laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas, perteneciente a la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Dichas instalaciones se sitúan en el distrito de Ayacucho (provincia de Huamanga) de la Región Ayacucho, a una altitud de 2797 m s. n. m. y bajo las coordenadas geográficas de latitud 13° 09' 37".

#### 3.2. Población y muestra

##### 3.2.1. Población

Conformada por semillas de cuatro accesiones de semillas de *Chenopodium quinoa* Willd., "quinua".

##### 3.2.2. Muestra

Para el estudio, se emplearon muestras de 500 gramos de cada una de las cuatro variedades analizadas: blanca, amarilla, roja y negra.

#### 3.3. Metodología y recolección de datos

##### 3.3.1. Extracción de albúminas

###### Preparado de muestras

- Se seleccionó semillas de cada accesión manualmente, luego se usó un tamiz y ventiló para así dejar libre de impurezas.
- Seguidamente se almacenó en frascos limpios y rotulados.
- Tras el pesaje inicial de 100 g de quinua, la muestra se sometió a un proceso de deshidratación en una estufa Muszeripari Muvek a 40°C durante un periodo de 24 horas. Una vez completado el secado, los granos fueron triturados hasta alcanzar una consistencia pulverizada.

##### 3.3.2. Extracción de lípidos

- Se pesó 0,2 g de muestra de quinua molida.
- Para la eliminación de lípidos, se mezclaron 0,2 g de harina de quinua con 2 ml de n-Hexano, manteniendo una relación sólido-líquido de 1:10 (p/v). La mezcla

se sometió a agitación en vórtex durante 20 minutos, aplicando intervalos de descanso cada 5 minutos. Posteriormente, la muestra se centrifugó a 17,000 g por 15 minutos a 4°C, descartando finalmente el sobrenadante obtenido.

### **3.3.3. Extracción de Albúminas de *Chenopodium quinoa* según Osborne**

#### **Fracción I o fracción de albúminas**

Para dar paso a la extracción de la proteína correspondiente, se realizó lo siguiente:

- Se resuspendió la harina desengrasada que quedó del anterior procedimiento, con 2ml de CaCl<sub>2</sub> 10mM, MgCl<sub>2</sub> 10 mM a pH 8,0.
- Seguidamente se homogenizó y llevó a vórtex por 10 minutos a temperatura ambiente.
- Luego pasó por el agitador orbital por 60 minutos a 130 RPM y a una temperatura de 4 °C, para tal efecto de la temperatura deseada se puso los tubos Eppendorf dentro de un táper con hielo.
- Por último, se llevó a la centrifuga refrigerada por 30 minutos a 4°C y 17000 G, seguidamente se recuperó el sobrenadante a nuevos tubos Eppendorf; esta comprende la fracción de albúminas y se almacenó a 4°C, hasta su posterior uso.

#### **3.3.4. Lavado de las muestras para obtención de Pellet**

- La fracción recuperada se procedió a lavar con acetona en proporción de 1:3, se procedió a la extracción de una alícuota de 0,5 ml de la muestra y se añadió 1,5 ml de acetona en un nuevo tubo Eppendorf, y se procedió a homogenizar suavemente.
- Luego se centrifugó a 17000 G por 15 minutos a 4°C para posteriormente eliminar el sobrenadante.
- Por último, se procedió a guardar los pellets obtenidos a 4°C hasta el proceso de corrida de electroforesis.

#### **3.3.5. Electroforesis de proteínas: PAGE-SDS**

La separación electroforética de las fracciones de proteína se llevó a cabo mediante el sistema discontinuo desnaturizante SDS-PAGE al 10%. El procedimiento se fundamentó en la técnica clásica descrita por Laemmli (1970) y se ajustó estrictamente a los lineamientos del "Manual de procedimientos de electroforesis para proteínas y ADN" establecido por el Instituto Nacional de Salud (INS), (Yábar, 2003).

Pasos por seguir:

- Para el ensamblaje, se utilizaron placas de acrílico donde primero se vertió la solución del gel de resolución hasta cubrir aproximadamente las 3/4 partes del soporte. Para asegurar una interfaz nivelada, se añadió una capa de agua bidestilada, la cual fue retirada y lavada tras una hora de polimerización. Acto seguido, se cargó el gel de empaquetamiento y se insertó el peine para delimitar los pocillos. Una vez completada la solidificación, el peine se extrajo con cuidado y se procedió a la limpieza de los pocillos. Cabe destacar que la formación de ambos geles se verifica fácilmente mediante observación a contraluz.
- Para el acondicionamiento de las muestras, los pellets se resuspendieron en 100  $\mu$ l de agua. Posteriormente, se utilizó un tampón de carga 4X en una relación 3:1; específicamente, en un tubo Eppendorf se combinaron 30  $\mu$ l del extracto proteico con 10  $\mu$ l de dicho tampón. Tras la homogenización, los tubos se sellaron con parafina y se sometieron a un baño María a 91 °C durante 5 minutos para asegurar la desnaturalización térmica de las proteínas.
- Luego se cargaron 20  $\mu$ l de cada accesión preparada en los pocillos correspondientes, junto con un volumen idéntico de un estándar de referencia (Broad Range Protein Molecular Weight Marker). Este marcador, con un rango de 10 a 225 kDa, permite la posterior estimación de la masa molecular de las fracciones separadas. La electroforesis se llevó a cabo utilizando un tampón a pH 8,3, aplicando un potencial constante de 200 V durante un periodo de 7 horas.
- Finalizada la electroforesis, el gel se extrajo del soporte y se sumergió en una solución de trabajo de Azul de Coomassie R-250. Para asegurar una tinción uniforme, se mantuvo en un agitador orbital durante una hora. Posteriormente, se descartó el colorante y se aplicó una solución de desteñido lento compuesta por ácido acético y metanol. Una vez que el fondo del gel quedó aclarado, se realizó un enjuague final con agua bidestilada.
- Para la interpretación de los resultados se llevó a cabo mediante un sistema de iluminación (transiluminador), el cual permitió identificar las proteínas separadas, las cuales se manifestaron como bandas de coloración azul sobre el gel. El peso molecular de la proteína se calcula comparando su banda con la de una proteína de referencia de peso conocido, que se denomina marcador de peso molecular. Esta medida se expresa en kilodaltons, lo que equivale a 1000 Daltons.
- Si se desconoce el peso molecular (PM) de una proteína, se puede determinar

su movilidad electroforética (Rf) comparándola con proteínas de referencia con PM conocido (Yábar, 2003).

#### **3.4. Análisis estadístico**

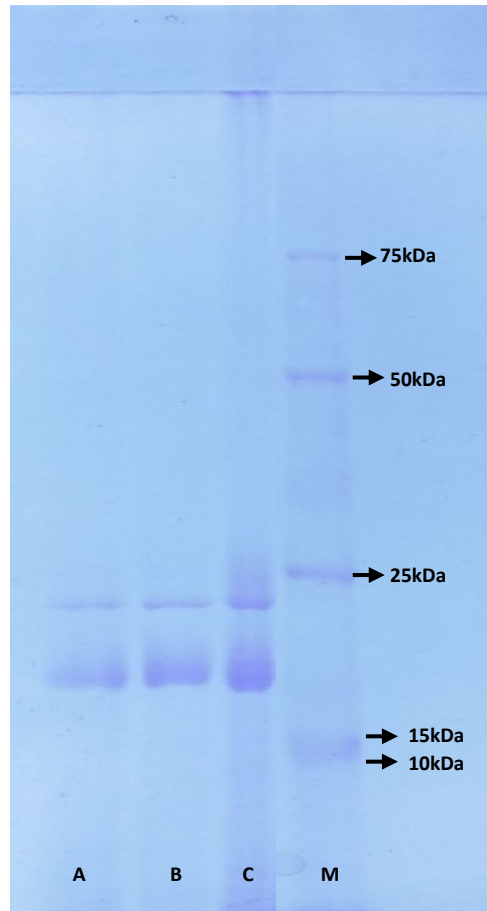
El procesamiento de los datos incluyó el cálculo de las principales medidas de estadística descriptiva, cuyos resultados se sintetizaron en tablas y figuras. Para la validación del modelo, se ejecutó un ANOVA de residuales tras verificar los supuestos críticos: normalidad mediante la prueba de Anderson-Darling y homogeneidad de varianzas con el test de Bartlett. Finalmente, las diferencias significativas entre los promedios se determinaron a través de la prueba de Tukey, empleando un nivel de confianza del 95% ( $\alpha=0,05$ ).

#### **IV. RESULTADOS**

**Tabla 4.** Peso molecular (PM) estimado de albúmina, de la accesión blanca de *Chenopodium quinoa* Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.

<b>N° Bandas</b>	<b>A</b>	<b>B</b>	<b>C</b>	<b>PM (kDa)</b>
<b>1</b>	1	1	1	24,57
<b>2</b>	1	1	0	23,54
<b>3</b>	0	0	1	23,04
<b>4</b>	0	0	1	19,82
<b>5</b>	0	0	1	18,59
<b>6</b>	0	0	1	17,80
<b>7</b>	0	0	1	17,06
<b>8</b>	1	1	0	15,65
<b>9</b>	0	0	1	15,32
<b>10</b>	0	0	1	7,70
<b>11</b>	0	0	1	6,22

**A: Acos Vinchos, B: Acocro y C: Chiara. (0): ausencia de banda, (1): presencia de banda.**



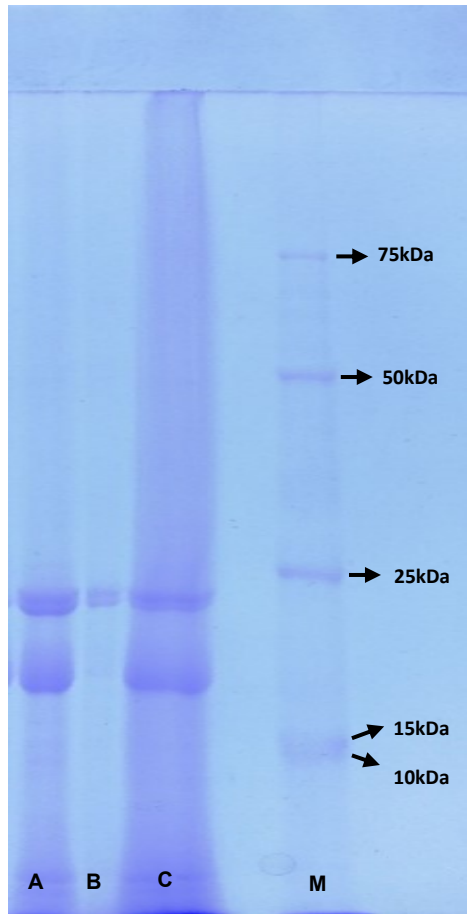
**Figura 8.** Perfil electroforético de albúminas correspondiente a la accesión blanca de *Chenopodium quinoa* Willd.

Acos Vinchos (A), Acocro (B), Chiara (C) y Marcador Broad Range Protein Molecular Weight Markers (M).

**Tabla 5.** Peso molecular (PM) estimado de albúmina de la accesión amarilla de *Chenopodium quinoa* Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.

N° Bandas	A	B	C	PM (kDa)
1	1	1	0	23,54
2	1	0	0	22,55
3	0	1	0	22,07
4	0	1	1	21,14
5	1	0	0	20,69
6	0	0	1	20,25
7	1	0	0	19,82
8	0	1	0	16,39
9	1	0	1	14,99
10	1	0	0	13,47
11	1	0	0	12,63
12	1	0	0	11,84
13	1	0	0	7,87
14	0	0	1	7,70
15	1	0	1	7,38

A: Acos Vinchos, B: Acocro y C: Chiara. (0): ausencia de banda, (1): presencia de banda.



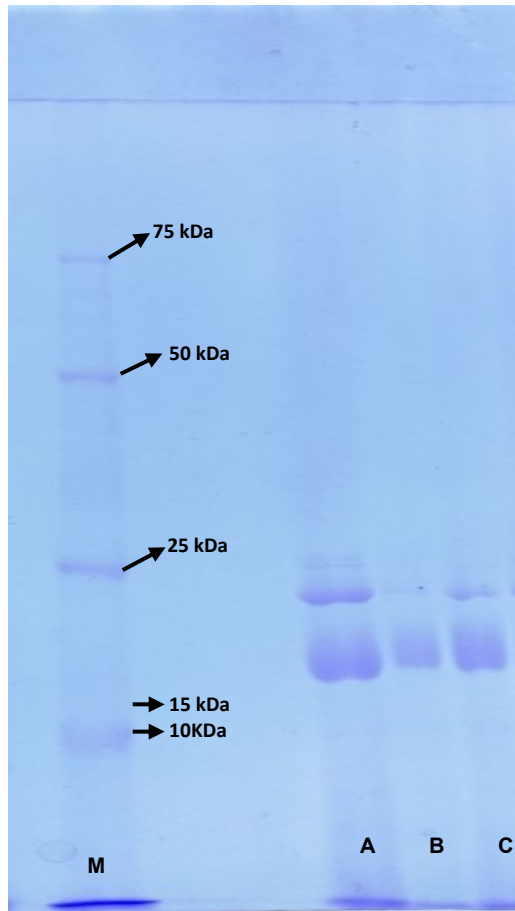
**Figura 9.** Perfil electroforético de albúminas correspondiente a la accesión Amarilla de *Chenopodium quinoa* Willd.

Acos vinchos (A), Acocro (B), Chiara (C) y Marcador Broad Range Protein Molecular Weight Markers (M).

**Tabla 6.** Peso molecular (PM) estimado de albúmina de la accesión roja de *Chenopodium quinoa* Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.

N°	A	B	C	KDA
1	1	0	0	24,57
2	1	0	0	23,54
3	0	1	0	21,60
4	1	0	1	20,69
5	0	0	1	17,43
6	0	0	1	16,34
7	0	1	0	15,99
8	0	0	1	15,65
9	1	0	0	15,32
10	0	0	1	12,90
11	1	0	0	12,36
12	1	0	0	9,76
13	1	0	0	8,22
14	1	0	0	7,07

A: Acos Vinchos, B: Acocro y C: Chiara. (0): ausencia de banda, (1): presencia de banda.



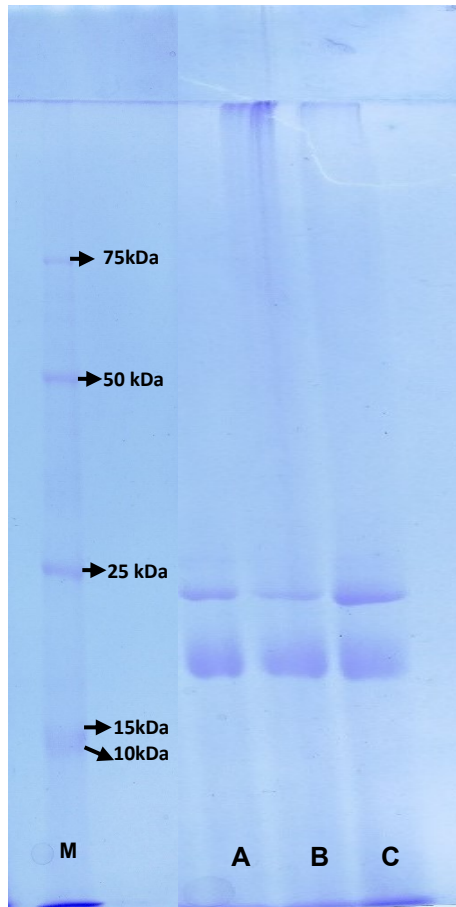
**Figura 10.** Perfil electroforético de albúminas correspondiente a la accesión roja de *Chenopodium quinoa* Willd.

Acos Vinchos (A), Acocro (B), Chiara (C) y Marcador Broad Range Protein Molecular Weight Markers (M).

**Tabla 7.** Peso molecular (PM) estimado de albúmina, de la accesión negra de *Chenopodium quinoa* Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.

<b>N° Bandas</b>	<b>A</b>	<b>B</b>	<b>C</b>	<b>PM (kDa)</b>
1	0	0	1	25,65
2	1	0	0	24,57
3	0	0	1	24,00
4	1	0	0	23,54
5	0	1	0	21,60
6	0	0	1	21,14
7	1	0	0	20,69
8	0	1	0	15,99
9	1	0	1	15,60

A: Acos Vinchos, B: Acocro y C: Chiara. (0): ausencia de banda, (1): presencia de banda.

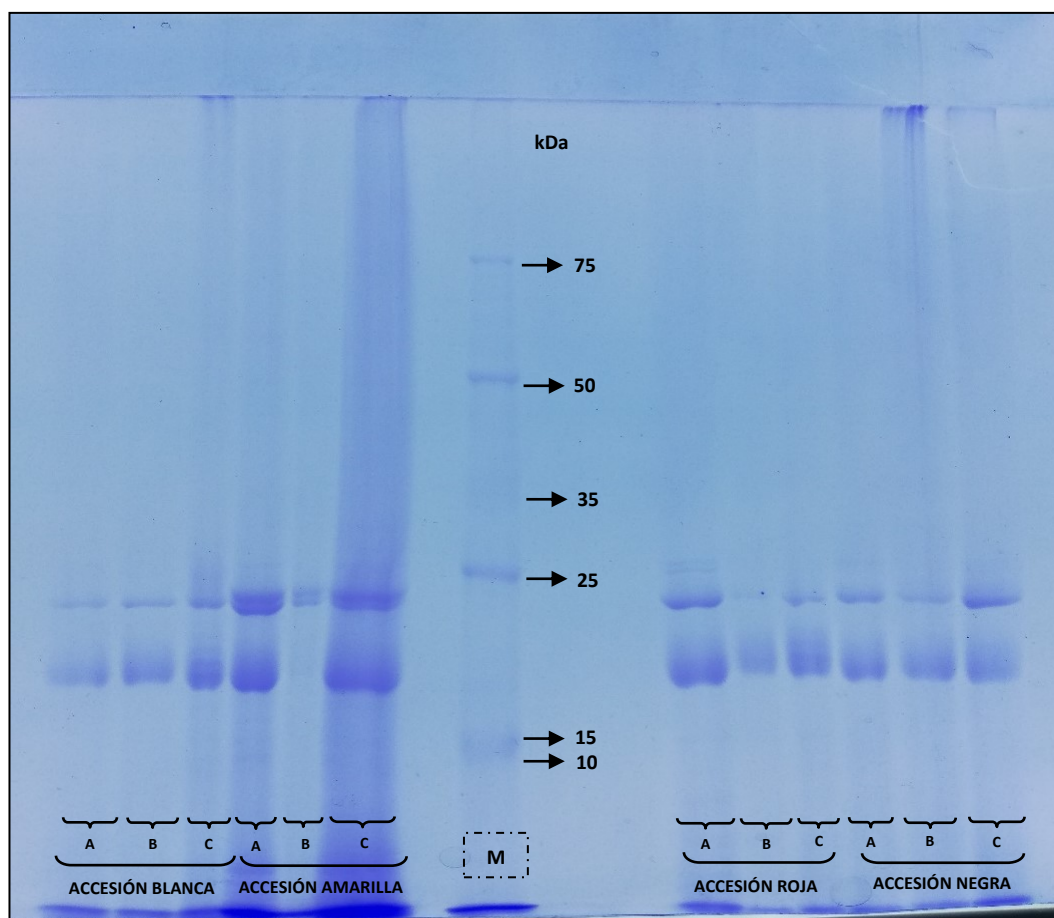


**Figura 11.** Perfil electroforético de albúminas correspondiente a la accesión negra de *Chenopodium quinoa* Willd.

Acos Vinchos (A), Acocro (B), Chiara (C) y Marcador Broad Range Protein Molecular Weight Markers (M).

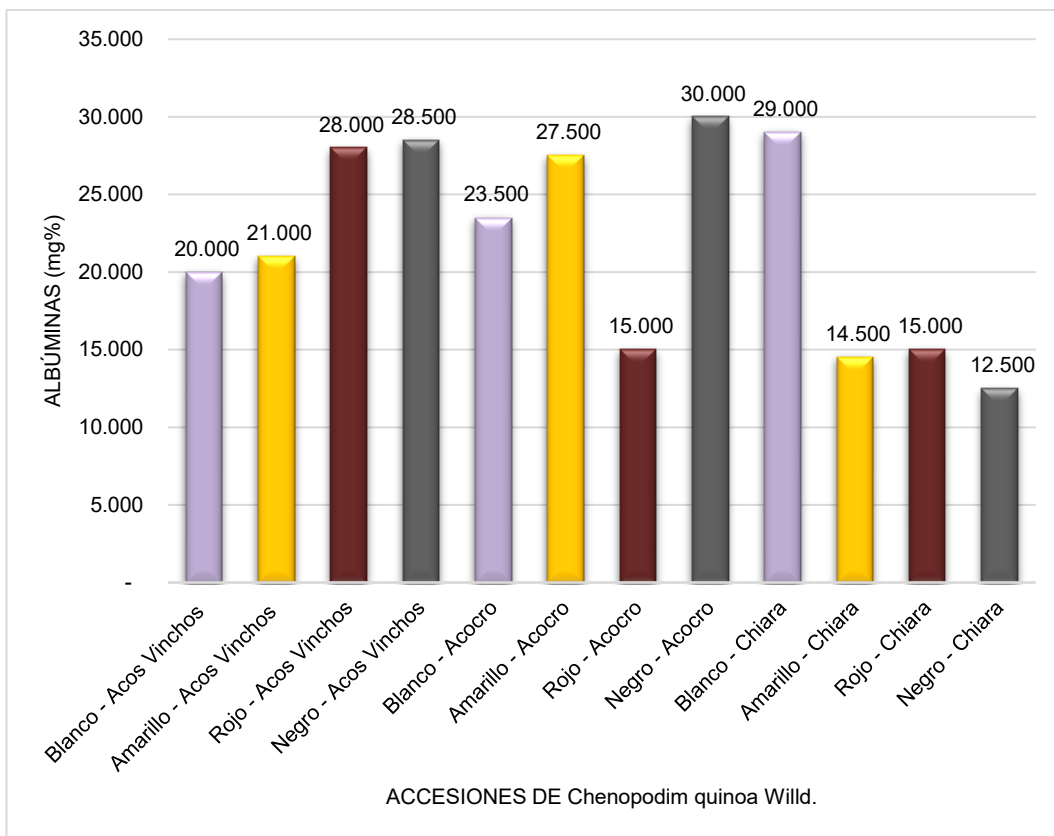
**Tabla 8.** Comparación del peso molecular estimado de albúminas de cuatro accesiones (blanco, amarillo, rojo y negro) de *Chenopodium quinoa* Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho 2018.

Bandas	Blanca Acosv.	Blanca Acocro	Blanca Chiara	Amarillo Acosv.	Amarillo Acocro	Amarillo Chiara	Rojo Acosv.	Rojo Acocro	Rojo Chiara	Negra Acosvi.	Negra Acocro	Negra Chiara	PM (kDa)
1												25,65	25,60
2	24,57	24,57	24,57				24,57			24,57			24,57
3												24,05	24,05
4	23,54	23,54		23,54	23,54		23,54			23,54			23,54
5			23,04										23,04
6				22,55									22,55
7					22,07								22,07
8								21,60			21,60		21,60
9					21,14	21,14						21,14	21,14
10	20,69	20,69	20,69	20,69			20,69		20,69	20,69			20,69
11						20,25							20,25
12			19,82	19,82									19,82
13			18,59										18,59
14			17,80										17,80
15									17,43				17,43
16			17,06										17,06
17					16,34				16,34				16,34
18								15,99			15,99		15,99
19	15,65	15,65							15,65	15,65		15,65	15,65
20			15,32				15,32						15,32
21				14,99		14,99							14,99
22				13,47									13,47
23									12,90				12,90
24				12,63									12,63
25							12,36						12,36
26				11,84									11,84
27							9,76						9,76
28							8,22						8,22
29				7,87									7,87
30			7,70			7,70							7,70
31				7,38		7,38							7,38
32							7,07						7,07
33			6,22										6,22



**Figura 12.** Perfil electroforético de albúminas, accesión blanca, amarilla, roja y negra de *Chenopodium quinoa* Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara.

Acos Vinchos (A), Acocro (B), Chiara (C) y Marcador Broad Range Protein Molecular Weight Markers (M).



Promedio de albúminas extraídas de accesiones provenientes de tres zonas en estudio: Blanca 24,17 mg%, amarilla 21,0 mg%, roja 19,3 mg% y negra 23,6 mg%.

**Figura 13.** Peso en mg % de la fracción proteínica (Albúmina) (media  $\pm$  SD) con relación a las accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de *Chenopodium quinoa* Willd., de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara).

## V. DISCUSIÓN

La segmentación de las proteínas en los recursos alimentarios es un proceso crítico, debido a que facilita la determinación precisa de su valor nutricional y la caracterización de sus atributos funcionales, elementos clave para su aplicación en la industria alimentaria. De esta manera, se fomenta el consumo y la elaboración de productos que contribuyen positivamente a nuestra nutrición.

La extracción se basó en la clasificación de Osborne (1924), con el propósito de separar fracciones y determinar concentraciones de proteínas, y cada fracción exhibe su propio conjunto único de atributos. Se consideró solvente, tiempo de extracción, temperatura y pH para obtener una fracción ideal, con la finalidad de mejorar la solubilidad de las proteínas previamente se deslipidizó la harina de quinua con el solvente n-hexano en proporción 1/10 (P/V), por un periodo de 24 horas, (Estrada et al., 2017) trabajó con semillas de chía, mostrando una variación en su metodología, ya que requirieron un pretratamiento de remojo por la naturaleza de la muestra, con agua destilada en proporción de 1:10 (g:ml) durante 1h, luego las semillas se congelaron (-80°C) y liofilizaron. El mucílago fue separado mecánicamente con una malla, luego procedieron a moler las semillas y la harina obtenida se desgrasó de manera similar con hexano (1:10 g: ml), pero a 60 ° C y durante 2 h, finalmente se dejó durante la noche en una campana de extracción y se almacenó a 4°C hasta su uso. Por otro lado (Elsohaimy et al., 2015) realizaron lavado previo de la quinua, para eliminar las saponinas; seguidamente se desgrasó tres veces con cloroformo:metanol (2:1), 1:10 p/v con agitación durante 2h para eliminar los lípidos de la muestra; en este punto, cabe mencionar que los métodos más efectivos para extraer lípidos de diversos tejidos implican combinar al menos dos disolventes. Se pueden usar muchas combinaciones diferentes de alcoholes (por ejemplo, etanol, metanol, isopropanol, butanol, etc.) con disolventes orgánicos (por ejemplo, cloroformo, hexano,

diclorometano, éter dietílico, etc.) han sido probados y se ha encontrado que funcionan. La combinación cloroformo: metanol (2: 1 v / v) es el método de referencia actual ya que se ha probado exhaustivamente. El nombre de este procedimiento es técnica de extracción de Folch (Bagnato, 2013); asimismo (Villanueva & Arnao, 2007) la variedad Oscar Blanco de semillas de amaranto (*Amaranthus caudatus*) se disolvió en bencina, un disolvente a base de éter de petróleo. La harina de esta muestra también se deslipidó. Moscoso et al. (2017) señalan que el contenido de lípidos se redujo y la solubilidad de las proteínas mejoró en aproximadamente un 10% después de usar el mismo disolvente, n-hexano, durante 24 horas en una proporción de 1:10 (p/v) debido a su fácil evaporación. Mientras tanto Molina (2018), su muestra de harina de quinua fue desengrasada en cuatro etapas sucesivas con solvente de acetona (punto de ebullición 56°C) en el equipo Soxhlet durante dos horas.

Bagnato (2013) afirma que el proceso de extracción de lípidos requiere un procesamiento rápido de la muestra o, de lo contrario, el material a congelar y almacenar a -20 °C en una atmósfera de nitrógeno. Sin embargo, no se recomienda el almacenamiento a largo plazo porque la congelación cambia las estructuras celulares y libera enzimas que inicialmente no estaban involucradas con los lípidos, pero que pueden degradarlos y modificarlos. Además, las proteínas en la membrana celular pueden unirse a los lípidos perdidos a través de la oxidación, manteniéndolos unidos a estructuras celulares no removibles. Como resultado, las proteínas no pueden solubilizarse adecuadamente y los métodos de fraccionamiento electroforético no pueden funcionar correctamente porque las proteínas no pueden ingresar al gel debido a la degradación, oxidación, pérdida o artefactos en los extractos. Todo esto se suma a una resolución deficiente.

Seguidamente para obtener la fracción de albúminas se resuspendió la harina desengrasada con 2 ml CaCl<sub>2</sub> 10 mM y MgCl<sub>2</sub> 10 mM, a pH de 8,0 ajustado. Así mismo Fernández (2024) y Flores (2021) para extraer albúminas de quinua y amaranto respectivamente usaron el mismo solvente a pH 8,0 ajustado. Mientras tanto Moscoso et al. (2017) fraccionaron proteínas de harina de kañiwa según la solubilidad Osborne, para precipitar albúmina usaron dos solventes diferentes, con agua bidestilada en proporción de 1:10 (p/v) y con el solvente NaCl al 10 % en proporción 1:20 (p/v), la fracción de proteína albúmina tuvo un mayor rendimiento porcentual cuando se usó agua bidestilada. Los investigadores también analizaron diferentes duraciones de extracción y no encontraron variaciones significativas en

el porcentaje de rendimiento de las fracciones de proteína a las 1, 2, 4 y 8 horas. Con eso en mente, pensamos que 1 hora era el punto óptimo para extraer las fracciones de proteína.

La secuencia de Osborne es un método que fue desarrollado para extraer fracciones de proteínas de granos y semillas de manera secuencial, en función de su solubilidad en distintos medios, para extraer albúminas, el agua es el medio fundamental, pero ajustando el pH y la concentración de sales, se puede optimizar su solubilidad para diversas aplicaciones (Osborne, 1924).

La electroforesis es una técnica que permite estudiar la diversidad proteica en las plantas u otros organismos, permite determinar el perfil del patrón proteico, en el ámbito clínico se utiliza en medicina para diagnosticar y controlar afecciones como algunas formas de cáncer, problemas renales o hepáticos, problemas del sistema inmunitario, afecciones que conducen a una mala nutrición, etc. La determinación de las propiedades fisicoquímicas de una proteína está estrechamente vinculada a factores extrínsecos como el pH y la temperatura. La fluctuación de estas variables no solo condiciona su caracterización, sino que puede inducir modificaciones en la conformación estructural de la macromolécula.

En la presente investigación se ha evidenciado que los patrones electroforéticos de la proteína soluble en este caso albúmina, de las accesiones blanca, amarilla, roja y negra de las semillas de *Chenopodium quinoa* Willd., bajo las condiciones a las que se han sometido, cada accesión presenta características cualitativas y cuantitativas propias, así como también similares cuando son separados mediante electroforesis denaturante (SDS-PAGE).

La movilidad de las moléculas está limitada por el tamaño de poro del gel separador, que se ve afectado por la cantidad de monómeros en el gel. Posteriormente, se usan geles al 5% o al 7,5% para componentes con una resolución de peso molecular muy alta, mientras que los geles de poros más pequeños, por ejemplo, del 15-20%, son beneficiosos para la separación de péptidos y proteínas diminutas. Las proteínas que varían de 10.000 a 90.000 daltons de peso molecular pueden separarse eficazmente usando geles de poros intermedios (10-12%) (Lomonte, 2020).

La separación electroforética de la fracción proteínica se realizó en gel discontinuo (SDS-PAGE) de acuerdo con el método Laemmli; al 10 % a 200 V por 7 horas. Los geles fueron teñidos con el fijador azul brillante de Comassie R-250 utilizando el protocolo de Yábar (2003). Estrada et al. (2017) en su investigación trabajó de

manera similar con gel discontinuo (SDS-PAGE), pero al 14 %, a 120 V y 20  $\mu$ A. Bajo las instrucciones del fabricante, los geles se tiñeron con 1x Flamingo de Bio-Rad en Hércules, CA, EE. UU. De acuerdo con esto, Moscoso et al. (2017) utilizaron geles de poliacrilamida al 10% junto con dodecilsulfato de sodio (SDS-PAGE) para separar las albúminas en una ejecución al estilo Laemmli, con voltajes entregados de manera diferente a los geles de concentración y separación de 90 y 100 V, respectivamente. También se colorearon de un azul vibrante con Coomassie R-250. Se utilizaron marcadores de peso molecular (MP) de doble color (10-250 kDa) y de amplio rango (6,5-200 kDa) para determinar los pesos moleculares (BIO-RAD).

Las proteínas separadas mediante SDS-PAGE pueden ser visualizadas en el gel mediante tinción azul Coomassie, siendo este el más utilizado porque presenta una sensibilidad de hasta 50 ng de proteína (Maldonado & Jorrín, 2001).

En la tabla 4 se muestra el peso molecular (PM) estimado para albúmina de *Chenopodium quinoa* Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara; de la accesión blanca se obtuvo un total de 11 bandas comprendidas entre 6,22 a 24,57 kDa, se halló bandas similares de 15,65 kDa y 23,54 kDa entre los distritos Acos Vinchos y Acocro, banda de 24,57 kDa presente en las tres zonas y bandas únicas de 6,22 kDa, 7,70 kDa, 15,32 kDa, 17,06 kDa, 17,80 kDa, 18,59 kDa, 19,82 kDa y 23,0 kDa de PM presente en la accesión blanca del distrito de Chiara. En la figura 8 se puede apreciar que bandas mayores a 15 kDa, dichas fracciones presentan una mayor intensidad cromática, lo que sugiere una concentración proteica superior en comparación con el resto de las bandas, distinguiéndose además por su elevada resolución y nitidez.

Moscoso et al. (2017) durante su investigación del perfil electroforético de la harina kañihua Cupi-Sayhua, la fracción de albúmina tenía bandas fuertes que oscilaban entre 5 y 95 kDa, junto con tres pares de bandas a 25, 36 y 46 kDa. Además, había una banda de 18 kDa que era abundante en metionina, que era comparable a los hallazgos en este estudio.

El peso molecular estimado (MW) en el acceso amarillo para la albúmina de *Chenopodium quinoa* Willd se muestra en la Tabla 5., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, se obtuvieron un total de 15 bandas que oscilaban entre 7,38 y 23,54 kDa, se encontró una banda similar de 23,54 kDa entre los distritos de Acos Vinchos y Acocro, banda de 21,14 kDa presente en los distritos de Acocro y Chiara, bandas similares de 14,99 kDa y 7,38 kDa entre los distritos de Acos

Vinchos y Chiara; y bandas únicas de 7,87 kDa, 11,84 kDa, 12,63 kDa, 13,47 kDa, 19,82 kDa, 20,69 kDa y 22,55 kDa de PM presentes en acción amarilla del distrito de Acos Vinchos, también bandas únicas de 16,39 kDa y 22,07 kDa presentes en el distrito de Acocro, asimismo bandas únicas en el distrito de Chiara de 7,70 kDa y 20,25 kDa. En comparación con otras bandas con diversos grados de claridad, las más cercanas a 25 kDa se destacan más en la Figura 9, lo que sugiere una mayor concentración.

Tapia et al. (2016) reportaron albúminas de mayor peso molecular, proteínas de 66 kDa en quinua ecuatoriana (*Chenopodium quinoa* Willd.), y menciona que la remoción de compuestos fenólicos no alteró la cantidad de proteínas aisladas ni el tipo de proteínas extraídas.

En la tabla 6 se muestra el peso molecular (PM) estimado en accesión roja para albúmina de *Chenopodium quinoa* Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, se obtuvo un total de 14 bandas comprendidas entre 7,07 a 24,57 kDa, se halló solo una banda similar de 20,69 kDa entre los distritos de Acos Vinchos y Chiara, el resto de las bandas fueron únicas en cada distrito. En la figura 10 se puede apreciar que bandas entre 15 kDa y 25 kDa se muestran más visibles indicando una mayor concentración que otras diferenciándose por su nitidez. Vilcacundo-Chamorro (2017) de manera similar, hallaron bandas de peso molecular inferiores a 15,4 kDa correspondiente a la albúmina tanto en Quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) y Amaranto (*Amaranthus caudatus*).

En la tabla 7 se muestra el peso molecular (PM) estimado en accesión negra para albúmina de *Chenopodium quinoa* Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, se obtuvo un total de 9 bandas comprendidas entre 15,60 a 25,65 kDa; todas siendo únicas para cada distrito como se muestra. En la figura 11 se puede apreciar que bandas cercanas a 25 kDa se muestran más visibles indicando una mayor concentración que otras diferenciándose por su nitidez. De manera similar se halló albúminas inferiores a 15 kDa en quinua de variedad negra proveniente de Perú reportado por (Díaz, 2016).

La Tabla 8 presenta el análisis comparativo de los pesos moleculares de la fracción de albúmina en las cuatro accesiones de quinua (blanca, amarilla, roja y negra) provenientes de Acos Vinchos, Acocro y Chiara. Se identificaron un total de 33 bandas con un rango de masa molecular de 6,22 a 25,60 kDa. Mediante la técnica de SDS-PAGE, se reveló una notable homología en el patrón

electroforético, aunque con variaciones específicas en la presencia, ausencia y exclusividad de bandas entre las muestras.

Se visualiza bandas exclusivas de 18,59 kDa, 17,80 kDa, 17,06 kDa y 6,22 kDa en accesión blanca del distrito de Chiara, bandas exclusivas en accesión amarilla de 22,55 kDa (distrito Acos Vinchos), 22,07 kDa (distrito Acocro) y 20,25 kDa (distrito Chiara), bandas únicas en accesión roja de 17,43 kDa y 12,90 kDa (distrito de Chiara), y bandas exclusivas de 12,36 kDa, 9,76 kDa, 8,22 kDa y 7,07 kDa en accesión roja de Acos Vinchos, así mismo bandas de 25,65 kDa, 24,05 kDa únicas en accesión negra (distrito Chiara), por último también se halló dos bandas presentes en todas las accesiones y en los tres distritos, siendo estas los polipéptidos de 23,54 kDa y 20,69 kDa de PM. Estos resultados son similares con los reportados por Repo – Carrasco (2014) para quinua, valores entre 22 kDa a 39 kDa y señala que la mayor concentración de proteínas en la quinua se encuentra en el embrión principalmente de albúminas y globulinas. Así mismo Toapanta (2016) estimó bandas de proteínas con pesos moleculares de 14,4 kDa o menores a este que corresponden a los componentes de 2S albúmina, corroborado por (Brinegar y Goundan, 1993), fueron encontrados en altas expresiones.

En un estudio comparativo, Fernández (2024) realizó la caracterización electroforética de las globulinas 7S en *Chenopodium quinoa* Willd., identificando un total de 22 bandas. El rango de pesos moleculares reportado por dicho autor se extendió desde los 7,98 hasta los 25,46 kDa, lo que permite contrastar la complejidad de esta fracción con la de las albúminas.

Moscoso et al., (2017) se encontró que el perfil electroforético de las fracciones de proteína extraídas de harina de kañihua Cupi-Sayhua tenía valores mayores a los esperados. La fracción de albúmina, en particular, tenía bandas fuertes que oscilaban entre 5 y 95 kDa, con tres pares de bandas a 25, 36 y 46 kDa. Por otro lado Sánchez et al. (2019) reportaron que las proteínas de reserva en semillas frescas y desengrasadas de yaca (*Artocarpus heterophyllus*) contienen mayoritariamente albúminas (35 %) y detectaron albúminas de 3 bandas de 165,6 kDa, 133,6 kDa y 48,1 kDa. Al comparar con el estudio realizado por Díaz (2016) se observó que existen bandas con pesos moleculares similares ya que estimaron bandas menores a 15 kDa correspondientes a albúminas en aislado proteico de quinua. También López et al. (2016) reportaron resultados para las albúminas, dos bandas de 30 kDa y 32 kDa en semillas de *Plukenetia volubilis* (Sacha inchi). Por

otro lado, Yang et al., (2022) Tras SDS-PAGE, la albúmina de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.,) mostró fuertes bandas con pesos moleculares de 20-35 kDa y pocas bandas con pesos moleculares >40 kDa. También se observaron algunas bandas débiles <25 kDa. Por último, se puede demostrar en el estudio de Villanueva & Arnao (2007) que la fracción de albúmina investigada sigue un patrón electroforético comparable a los hallazgos propios y de otros autores. Esta fracción contiene dos conjuntos de polipéptidos, uno con pesos moleculares inferiores a 18 kDa y el otro con pesos moleculares entre 25 y 42 kDa. Los autores también calcularon y aislaron una proteína con un peso molecular de 35 kDa a partir de la fracción de albúmina de *Amaranthus hypochondriacus*.

Los resultados obtenidos para la fracción de albúminas (Figura 13) revelaron pesos promedio de 24,17 mg% (blanca), 23,67 mg% (negra), 21,00 mg% (amarilla) y 19,33 mg% (roja). La accesión blanca destacó con el rendimiento más alto, seguida cercanamente por la negra. A diferencia de otros estudios, la prueba de Tukey confirmó que estas variaciones son estadísticamente significativas ( $p < 0,05$ ), lo que indica que el color de la quinua sí influye en el peso de los pellets obtenidos.

Estos tres distritos son ecológicamente similares en altitud: Acosvinchos (2 839 m s.n.m.), Acocro (3 254 m s.n.m.) y Chiara (3 261 m s.n.m.), muy próximas como se ve, asimismo en cuanto a condiciones climáticas, tipo de suelo, uso de fertilizantes, temporada de cultivos, entre otros.

Fernández (2024) reportó resultados idénticos en la fracción de globulinas 7S para las mismas variedades y distritos. Sus hallazgos mostraron pesos de 25,33 mg% para la quinua amarilla y 21,67 mg% para la roja, seguidas por la blanca (18,33 mg%) y la negra (14,67 mg%). A pesar de que la accesión amarilla presentó el promedio más alto, el análisis mediante la prueba de Tukey determinó que no existían diferencias estadísticamente significativas entre las accesiones ( $p > 0,05$ ).

Reyes-Bautista et al. (2023) reportaron contenido menor de albúmina en quinua de 13,4 % y cantidades superiores de 51 %, 17,3 % y 43 % para amaranto, Chía y trigo sacerrano respectivamente. Según los hallazgos de Moscoso et al. (2017), las semillas de kañihua (*Chenopodium pallidicaule* Aellen) presentan concentraciones de albúminas que oscilan entre el 15,4% y el 15,8%. para kañihua Ramis y kañihua Cupi-Sayhua respectivamente, seguidamente de las otras fracciones proteínicas como globulinas 7S con 24,1 % y 26,3 %; globulinas 11S con 25,7 % y 26,7 %; prolaminas de 9,6 % y 9,9 % y glutelinas de 22,9 % y 21,5 %, para ambas variedades, como se puede ver para albúminas son inferiores a

lo que obtuvimos, pero también observaron que las globulinas 11S y 7S presentaron mayores rendimientos porcentuales seguidas de glutelinas, albúminas y prolaminas, en ambas variedades de kañihua. Asimismo 3,1 % de albúmina en hojas de *Moringa oleifera* Lam reportados por Borges et al. (2014), cantidades superiores hasta de 44 % de albúminas obtenidos por el método de precipitación isoeléctrica a diferentes pH reportados por Toapanta et al. (2016) en *Chenopodium quinoa* y albúmina de 13,2 % en *Chenopodium quinoa*: variedad blanca Junín referido por (Gutiérrez et al., 2022), en comparación a lo obtenido.

Así mismo es importante señalar que el contenido proteico total en *Chenopodium quinoa* está entre 12 - 23 % referido por (Bojanic , 2011; Abugoch et al., 2008), de 12 a 16 % (Peralta et al., 2013) y  $13,4 \pm 0,01$  % de proteína cuantificada por el método de combustión Dumas (García-Mazcorro et al., 2016). En contraste a otros cultivos el contenido proteico total de los granos de chocho (Fabaceae: *Lupinus mutabilis*) es 67,25 % (Guerra & Pozo, 2018). Para especies de amarantus silvestres y cultivables presentan un contenido de 14,8 % a 17,8 % estimados por Bojórquez-Velázquez et al., (2018).

Cabe señalar que la quinua contiene un porcentaje relativamente elevado de proteínas pero tal vez menor en comparación a otros granos y cereales, pero su mayor importancia radica en su excelente balance de aminoácidos. Además, contiene oligoelementos, vitaminas, hidratos de carbono, grasas, fibra y minerales que incrementan su valor nutracéutico; además es un alimento bajo en calorías, bajo en colesterol, bajo en sodio y gluten siendo de vital necesidad para personas celíacas. Es el único alimento vegetal que proporciona todos los aminoácidos esenciales y que se encuentran muy próximos a los estándares de nutrición humana establecidos por la FAO (Bojanic , 2011; Gomez & Aguilar, 2016; Montellano, 2018; Peralta et al., 2013).

En la Figura 14 se ilustran los valores promedio, expresados en mg%, de los sedimentos (pellets) correspondientes a la fracción de albúminas de *Chenopodium quinoa* Willd. El gráfico de barras permite contrastar las cuatro accesiones analizadas (blanca, amarilla, roja y negra), incluyendo las barras de desviación estándar como medida de variabilidad entre las muestras. Los pesos promedios estimados fueron: blanca ( $20,00 \pm 1,41$ ;  $23,50 \pm 0,71$  y  $29,00 \pm 4,24$ ), amarilla ( $21,00 \pm 1,41$ ;  $27,50 \pm 6,36$  y  $14,50 \pm 4,95$ ), roja ( $28,00 \pm 4,24$ ;  $15,00 \pm 0,00$  y  $15,00 \pm 0,00$ ), negra ( $28,50 \pm 4,95$ ;  $30,00 \pm 4,24$  y  $12,50 \pm 0,71$ ) de los distritos Acos Vinchos, Acocro y Chiara respectivamente (Anexo 13).

## VI. CONCLUSIONES

1. El análisis de las albúminas de *Chenopodium quinoa* Willd., provenientes de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, reveló pesos moleculares situados entre los 6,22 y 25,65 kDa. Por cada variedad, se identificaron rangos y perfiles específicos: la blanca presentó de 6,22 a 24,57 kDa (12 bandas), la amarilla de 7,38 a 23,54 kDa (15 bandas), la roja de 7,07 a 24,57 kDa (14 bandas) y la negra de 15,60 a 25,65 kDa (9 bandas). En conjunto, se logró la resolución de 33 bandas proteicas distintas.
2. Al contrastar el peso molecular de las albúminas de las cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd. (blanca, amarilla, roja y negra) procedentes de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, se identificaron dos subunidades proteicas comunes a todas las muestras. Asimismo, se observó una notable homología en once bandas específicas, con pesos moleculares que oscilan entre 24,57 kDa y 7,70 kDa. El espectro electroforético total mostró una distribución decreciente, iniciando con bandas de alta masa molecular de 25,60 kDa hasta alcanzar los 6,22 kDa, evidenciando un patrón característico de presencia y ausencia de bandas en todo el grupo de estudio.
3. Las fracciones de albúminas de *Chenopodium quinoa* Willd., estimadas en base de pellet obtenido de los tres distritos en estudio fueron: accesión blanca (24,17 mg%), accesión amarilla (21,00 mg%), accesión roja (19,30 mg%) y accesión negra (23,60 mg%).

## **VII. RECOMENDACIONES**

1. Usar las medidas de bioseguridad para resguardar la integridad del investigador y la calidad del trabajo.
2. Es fundamental ajustar variables críticas como la temperatura, los tiempos de desgrasado y el pH, con el fin de maximizar la eficiencia de las metodologías aplicadas. Este proceso de optimización busca la estandarización de protocolos adaptados a las condiciones y recursos específicos del entorno local.
3. Se recomienda el empleo de semillas de cosecha reciente para garantizar una alta viabilidad. El almacenamiento prolongado provoca un deterioro progresivo, caracterizado por el agotamiento de las reservas nutricionales en el tejido embrionario y la pérdida de funcionalidad de los sistemas enzimáticos esenciales para la germinación.

## VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abugoch James, L. (2009). Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): Composition, Chemistry, Nutritional, and Functional Properties. *Advances in Food and Nutrition Research*, 58(1), 1-31. [https://doi.org/10.1016/S1043-4526\(09\)58001-1](https://doi.org/10.1016/S1043-4526(09)58001-1)
- Abugoch James, L., & Tapia, C. (2017). Utilización de las proteínas de quinoa en investigación. *Quinoa: el grano del futuro, innovación y salud*. Chile: Universidad de Chile. Obtenido de <https://www.achipia.gob.cl/wp-content/uploads/2017/09/10-Utilizacion-de-las-prote--nas-de-qu--noa-en-investigacion.pdf>
- Abugoch, L. E., Romero, N., Tapia, C. A., Silva, J., & Rivera, M. (2008). Study of Some Physicochemical and Functional Properties of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) Protein Isolates. *Journal of Agricultural and Food chemistry*, 56(12), 4745-4750. <https://doi.org/10.1021/jf703689u>
- Alvarez Chacón, C. C., & Huanambal Esquén, P. I. (2020). *Electroforesis proteica de fluido de lavados broncoalveolares de pacientes con diagnóstico de tuberculosis.[Tesis de Licenciatura, Universidad Nacional "Pedro Ruíz Gallo"]*. Repositorio Institucional, Perú. Obtenido de <https://hdl.handle.net/20.500.12893/9045>
- Apaza, V., Cáceres, G., Estrada, R., & Pinedo, R. (2013). *Catálogo de variedades comerciales en el Perú*. Lima: Instituto Nacional de Innovación Agraria - INIA, Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura - FAO. Obtenido de <http://repositorio.inia.gob.pe/handle/20.500.12955/76>
- Bagnato, C. (2013). Técnicas biofísicas para el estudio de lípidos y membranas. En B. Córscico, L. J. Falomir Lockhart, G. R. Franchini, & N. Scaglia, *Análisis estructural y funcional de macromoléculas* (págs. 251-288). Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP). <https://doi.org/10.35537/10915/37269>
- Baynes, J. W., & Dominiczak, M. H. (2019). *Bioquímica Médica* (Quinta ed.). Elsevier.
- Baynes, J. W., & Dominiczak, M. H. (2011). *Bioquímica médica* (Tercera ed.). Elsevier.
- Bocarando-Guzmán, M. D., Ríos-Corripio, M. A., Hernández-Cázares, A. S., Luna-Suárez, S., Herrera-Corredor, J. A., & Hernández-Martínez, R. (2019). *La moringa (Moringa oleífera Lam.): una fuente alternativa de proteína vegetal*. Academia Journals .
- Bojanic, A. (2011). *La quinua: Cultivo milenario para contribuir a la seguridad alimentaria*. FAO. PROIMPA. Recuperado el Junio de 2022, de <https://www.fao.org/3/aq287s/aq287s.pdf>
- Bojórquez-Velázquez, E., Velarde-Salcedo, A. J., De León-Rodríguez, A., Jimenez-Islas, H., Pérez-Torres, J. L., Herrera-Estrella, A., . . . Barba de la Rosa, A. P. (2018). Morphological, proximal composition, and bioactive compounds characterization of wild and cultivated amaranth (*Amaranthus*

- spp.) species. *Journal of Cereal Science*, 83, 222-228. <https://doi.org/10.1016/j.jcs.2018.09.004>
- Bonifacio, A. (2006). *Granos en el Área Altoandina de Bolivia, Ecuador y Perú*. Subdivisión de Promoción de Inversión y Tecnología en cooperación con el Centro de Ciencia y Alta tecnología (ICS ONUDI). Obtenido de [https://www.academia.edu/34112466/Quinoa\\_y\\_otros\\_granos\\_en\\_el\\_area\\_altoandina\\_de\\_Bolivia\\_Ecuador\\_y\\_Peru](https://www.academia.edu/34112466/Quinoa_y_otros_granos_en_el_area_altoandina_de_Bolivia_Ecuador_y_Peru)
- Bonilla, H., Carbajal, Y., Siles, M., & López, A. (2019). Diversidad genética de tres poblaciones de *Physalis peruviana* a partir del fraccionamiento y patrón electroforético de proteínas de reserva seminal. *Revista peruana de biología*, 26(2), 243-250. <https://doi.org/10.15381/rpb.v26i2.16370>
- Borges Teixeira, E. M., Barbieri Carvalho, M. R., Neves, V. A., Apareci Silva, M., & Arantes-Pereira, L. (2014). Chemical characteristics and fractionation of proteins from *Moringa oleifera* Lam. leaves. *Food Chemistry*, 147, 51-54. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.09.135>
- Bravo, R., Valdivia, R., Andrade, K., Padulosi, S., & Jager, M. (2010). *Granos andinos: avances, logros y experiencias desarrolladas en quinua, cañihua y kiwicha en Perú*. Obtenido de <https://hdl.handle.net/10568/104702>
- Campos-Rodríguez, J., Acosta-Coral, K., & Paucar-Menacho, L. M. (2022). Quinoa (*Chenopodium quinoa*): Composición nutricional y Componentes bioactivos del grano y la hoja, e impacto del tratamiento térmico y de la germinación. *Scientia Agropecuaria*, 13(3), 209-2020. <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2022.019>
- Carbajal A., Á. (2013). *Manual de Nutrición y Dietética*. Universidad Complutense de Madrid. Recuperado el 23 de Mayo de 2022, de <https://www.ucm.es/nutricioncarbajal/>
- Castel, M. V. (2010). "Estudio de las propiedades funcionales, tecnológicas y fisiológicas de las proteínas de amaranto". Instituto de Tecnología de Alimentos-FIQ-UNL. Obtenido de <https://bibliotecavirtual.unl.edu.ar:8443/bitstream/handle/11185/212/tesis.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- CIED. (2004). "Quinoa: *Chenopodium quinoa* Willdenow". Lima, Perú: Centro de Investigación, Educación y Desarrollo.
- Cronquist, A. (1988). *The Evolution and Classification of Flowering Plants*. Universidad de Michigan -New York Botanical Garden.
- Delgado Lazo, A. G., & Pinto Díaz, M. M. (2015). "Fraccionamiento, caracterización y cuantificación de proteínas de reserva presentes en semillas de *Salvia hispánica* L. (chía) en comparación con *Linum usitatissimum* (linaza) y *Chenopodium quinoa* (quinua)". [Tesis de grado, Universidad Católica de Santa J]. Repositorio institucional. Obtenido de <https://repositorio.ucsm.edu.pe/handle/20.500.12920/3411>
- Díaz Tipán, N. (2016). "Desarrollo de un proceso para la obtención de un aislado proteico a partir de la harina de quinua (*Chenopodium quinoa*) para su evaluación potencial en la industria" [tesis de grado. Escuela Politécnico Nacionaal]. Repositorio institucional, Quito.

- El Peruano. (12 de Enero de 2021). *El Perú se consolida como el primer productor y exportador mundial de quinua*. (E. Perú, Editor) Recuperado el 15 de Junio de 2022, de <https://elperuano.pe/noticia/113345-el-peru-se-consolida-como-el-primer-productor-y-exportador-mundial-de-quinua>
- Elsouhaimy, S. A., Refaay, T. M., & Zaytoun, M. (2015). Physicochemical and functional properties of quinoa protein isolate. *Annals of Agricultural Science*, 60(2), 297-305. <https://doi.org/10.1016/j.aos.2015.10.007>
- Estrada Marmolejo, R. J., Orona Tamayo, D., Valverde, M. E., & Paredes López, O. (2017). Caracterización bioquímica y molecular de las proteínas de reserva en semilla de chía (*Salvia hispánica* L.). *Jóvenes en la Ciencia*, 3(1), 159-163.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations. (15 de junio de 2022). *Plataforma de información de la quinua*. Obtenido de Producción sostenible: <https://www.fao.org/in-action/quinoa-platform/quinoa/produccion-sostenible/zh/>
- Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2025). *WIEWS - El Sistema Mundial de Información y Alerta Rápida sobre los Recursos Fitogenéticos para la Alimentación y la Agricultura*. Obtenido de <https://www.fao.org/wiews/glossary/es/#:~:text=Accesi%C3%B3n%3A%20Una%20muestra%20distinta%2C%20singularmente,para%20su%20conservaci%C3%B3n%20y%20uso>.
- Fernández Fernández, C. (2024). *Contenido de globulinas de cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd, Ayacucho 2018*. [Tesis de grado, Universidad Nacional San Cristobal de Huamanga]. Repositorio UNSCH. Obtenido de <http://repositorio.unsch.edu.pe/handle/UNSCH/6497>
- Flores Huaraca, C. A. (2021). *Perfil electroforético de globulinas y albúminas en dos variedades de semilla de *Amaranthus caudatus* (Oscar Blanco, INIA 414-Taray)*. Ayacucho 2021. [Tesis de grado, Universidad Nacional San Cristobal de Huamanga]. Repositorio UNSCH - Institucional. Obtenido de <http://repositorio.unsch.edu.pe/handle/UNSCH/6230>
- García-Mazcorro, J., Mills, D., & Noratto, G. (2016). Molecular exploration of fecal microbiome in quinoa-supplemented obese mice. *FEMS Microbiology Ecology*, 92(7), 1-10. <https://doi.org/10.1093/femsec/fiw089>
- Gomez, L., & Eguiluz, A. L. (2011). Catálogo del Banco de Germoplasma de Quinua (*Chenopodium quinoa* Willd). *Universidad Nacional Agraria La Molina*, 1. Lima, Perú. Obtenido de <https://sinia.minam.gob.pe/documentos/catalogo-banco-germoplasma-quinua>
- Gomez, P. L., & Aguilar, C. E. (2016). *Guía de cultivo de quinua* (2da ed.). Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura-Universidad Nacional Agraria La Molina. Obtenido de <https://www.fao.org/3/i5374s/i5374s.pdf>
- González Velásquez, R. (2019). "Efecto de la proporción de la harina de quinua (*Chenopodium quinoa*):kiwicha (*Amaranthus caudatus*): tarwi (*Lupinus mutabilis*) sobre las características nutricionales y sensoriales en

- hojuelas”, [tesis de grado, Universidad César Vallejo]. Repositorio UCV institucional. Obtenido de <https://hdl.handle.net/20.500.12692/30621>
- Guerra F1, D., & Pozo P., P. (2018). Análisis proximal y perfil de aminoácidos del aislado proteico del chocho andino Ecuatorino (Fabaceae: *Lupinus mutabilis*). *infoANALÍTICA*, 6, 55-66.
- Gutiérrez Paz, C., Lares, M., Sandoval, J., & Hernández, M. S. (2022). Extracción de aislado proteico de quinua (*Chenopodium quinua*: variedad blanca Junín) como alternativa para el uso en suplementos altos en proteínas. *Interciencia*, 47(7), 279-283. Obtenido de <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=33973071005>
- Hernández Sampieri, R., Fernández Collado, C., & Baptista Lucio, P. (2014). *Metodología de la Investigación*. MCGRAW-HILL. Obtenido de [https://www.uv.mx/personal/cbustamante/files/2011/06/metodologia-de-la-investigaci%C3%83%C2%B3n\\_sampieri.pdf](https://www.uv.mx/personal/cbustamante/files/2011/06/metodologia-de-la-investigaci%C3%83%C2%B3n_sampieri.pdf)
- Integrated Taxonomic Information System - Report*. ITIS (2011).. Obtenido de [https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search\\_topic=TSN&search\\_value=506567#null](https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=506567#null)
- Janssen, F., Pauly, A., Rombouts, I., Jansens, K. J., Deleu, L. J., & Delcour, J. A. (2017). Proteins of Amaranth (*Amaranthus spp.*), Buckwheat (*Fagopyrum spp.*), and Quinoa (*Chenopodium spp.*): A Food Science and Technology Perspective. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 16, 39-58. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12240>
- Jarvis, D. E., Ho, Y. S., Lightfoot, D. J., Schmöckel, S. M., Li, B., Borm, T. J., . . . Tester, M. (2017). The genome of *Chenopodium quinoa*. *Nature*, 542(7641), 307-312. <https://doi.org/10.1038/nature21370>
- Karaca, A. C. (2022). *Proteins from Pseudocereal Grains*. (V. Y. Waisundara, Ed.) Pseudocereals. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.102504>
- Lallana, H. V., Elizald, J. H., & García, L. F. (2005). *Unidad Temática 11: Germinación y Latencia de semillas y yemas*.
- Lilian, E. A. (2009). Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): composition, chemistry, nutritional, and functional properties. *Advances in Food and Nutrition Research*, 58(1), 1-31. [https://doi.org/10.1016/S1043-4526\(09\)58001-1](https://doi.org/10.1016/S1043-4526(09)58001-1)
- Lomonte, B. (2020). *Manual de Métodos Inmunológicos* (Quinta ed., Vol. V). Universidad de Costa Rica. Obtenido de [https://www.researchgate.net/profile/Bruno-Lomonte/publication/346571436\\_Manual\\_de\\_Metodos\\_Inmunologicos\\_v051/links/5fc7ba6ea6fdcc697bd371b3/Manual-de-Metodos-Inmunologicos-v051.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Bruno-Lomonte/publication/346571436_Manual_de_Metodos_Inmunologicos_v051/links/5fc7ba6ea6fdcc697bd371b3/Manual-de-Metodos-Inmunologicos-v051.pdf)
- López, K., Santa Cruz, C., & Gutiérrez, A. (2016). Perfil de proteínas de las semillas de “sacha inchi” (*Plukenetia volubilis* L. y *Plukenetia huayllabambana* Bussmann, Téllez & Glenn). *The Biologist*, 14(1), 11-20. Obtenido de [https://sisbib.unmsm.edu.pe/BVRevistas/biologist/v14\\_n1/pdf/a02v14n1.pdf](https://sisbib.unmsm.edu.pe/BVRevistas/biologist/v14_n1/pdf/a02v14n1.pdf)
- Lozano, H., Rueda, A., & de la Vega, S. (2024). Estimación del peso molecular de una proteína por electroforesis en un gel de poli(acrilamida). *Revista de*

- Educación Bioquímica*, 43(1), 48-51. Obtenido de <https://www.medigraphic.com/pdfs/revedubio/reb-2024/reb241g.pdf>
- Maldonado-Alconada, A. M., & Jorrín-Novo, J. V. (2001). *Electroforesis desnaturalizante en geles de poliacrilamida. Análisis de proteínas de hojas de Arabidopsis thaliana*. Departamento de Bioquímica y Biología Molecular, Campus Universitario de Rabanales, Edificio Severo Ochoa, 14071-Córdoba. Obtenido de <https://www.uco.es/organiza/departamentos/bioquimica-biol-mol/pdfs/16%20ELECTROFORESIS%20GELES%20PAA.pdf>
- Merck. (2024). *Sigma-Aldrich*. Obtenido de Protein biology: [https://www.sigmaaldrich.com/PE/en/applications/protein-biology/lysis-and-protein-extraction?srsId=AfmBOor81\\_3Bfdrt8yxi-gDNbMwq8yyMcvQDIJn-1MwhrVSH1GYIjg](https://www.sigmaaldrich.com/PE/en/applications/protein-biology/lysis-and-protein-extraction?srsId=AfmBOor81_3Bfdrt8yxi-gDNbMwq8yyMcvQDIJn-1MwhrVSH1GYIjg)
- Ministerio de desarrollo Agrario y Riego. (2015). Recuperado el 30 de Noviembre de 2021, de <https://www.midagri.gob.pe/portal/especial-iv-cenagro/444-granos-andinos/9380-historia-de-la-quinua>
- Ministerio de desarrollo Agrario y Riego. (2020). Quinua 2020. Obtenido de <http://repositorio.midagri.gob.pe:80/jspui/handle/20.500.13036/1042>
- Ministerio de desarrollo Agrario y Riego. (2023). *Observatorio de las siembras y perspectivas de la producción: Quinua*. Obtenido de Repositorio Institucional MIDAGRI /Análisis Económicos: <https://cdn.www.gob.pe/uploads/document/file/5945877/4344772-observatorio-de-siembras-y-perspectivas-de-produccion-quinua%282%29.pdf?v=1712843397>
- Ministerio de desarrollo Agrario y Riego. (2024). *Glosario*. Obtenido de [https://www.midagri.gob.pe/portal/download/pdf/herramientas/organizaciones/dgpa/documentos/estudio\\_cacao/8\\_glosario\\_estudio\\_potencial\\_caco.pdf](https://www.midagri.gob.pe/portal/download/pdf/herramientas/organizaciones/dgpa/documentos/estudio_cacao/8_glosario_estudio_potencial_caco.pdf)
- Monteghirfo, M., & Yarleque-Chocas, A. (2007). Caracterización de las proteínas totales de tres ecotipos de maca (*Lepidium peruvianum* G. Chacón), mediante electroforesis unidimensional y bidimensional. *Anales de la Facultad de Medicina*, 68(4), 301-306. <https://doi.org/10.15381/anales.v68i4.1192>
- Montellano Duran, N. (2018). *Propiedades estructurales y funcionales de las proteínas de Chenopodium quinoa y sus hidrolizados.[Tesis de doctorado. Universidad nacional de Rosario]*. Repositorio institucional.
- Moraes, R. M., Ollgard, B., Lars, P. K., Borchsenius, F., & Balslev, H. (2006). *Botánica económica de los andes centrales*. Instituto de Ecología UMSA. Obtenido de [https://www.researchgate.net/profile/Monica-Moraes-R/publication/312313242\\_Botanica\\_Economica\\_de\\_los\\_Andes\\_Centrales/links/587988a408ae9a860fe2f2ad/Botanica-Economica-de-los-Andes-Centrales.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Monica-Moraes-R/publication/312313242_Botanica_Economica_de_los_Andes_Centrales/links/587988a408ae9a860fe2f2ad/Botanica-Economica-de-los-Andes-Centrales.pdf)
- Moreno, C., Fernandez Da Silva, R., & Valbuena Vilchez, O. (2017). Caracterización electroforética de las proteínas del endospermo de variedades de arroz Venezolanas. *Bioagro*, 29(1), 37-44. Recuperado el 5 de febrero de 2022,

- de [http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1316-33612017000100004](http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1316-33612017000100004)
- Moscoso Mujica, G., Zavaleta, A., Mujica, A., Santos, M., & Calixto, R. (2017). Fraccionamiento y caracterización electroforética de las proteínas de la semilla de kañihua (*Chenopodium pallidicaule* Aellen). *Revista Chilena de Nutrición*, 44(2), 144-152. Recuperado el 10 de junio de 2022, de <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182017000200005>
- Osborne, T. B. (1924). *The vegetable proteins* (2nd ed. ed.). London : Longmans, Green, and co. Obtenido de <https://wellcomecollection.org/works/p8hec29k>
- Pantoja Tirado, L., Prieto Rosales, G., & Aguirre Vargas, E. (2020). Caracterización de la harina de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) y la harina de tarwi (*Lupinus mutabilis* Sweet) para su industrialización . *TAYACAJA*, III(1), 76-83. <https://doi.org/10.46908/rict.v3i1.72>
- Peralta I., E., Villacrés, E., & Mazón, N. (setiembre de 2013). Granos Andinos: quinua, chocho, amaranto y ataco. Valor nutricional y funcional. *Boletín Divulgativo*(430). (E. E. INIAP, Ed.) Quito, Ecuador. Obtenido de <https://repositorio.iniap.gob.ec/bitstream/41000/3940/1/iniapscbd430.pdf>
- Pérez-Chabela, M. d., Soriano-Santos, J., Ponce-Alquicira, E., & Díaz-Tenorio, M. L. (2015). Electroforesis en gel de poliacrilamida-SDS como herramienta en el estudio de las proteínas miofibrilares. Una revisión. *Nacameh*, 9(2), 77-96. Obtenido de Dialnet: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=6020409>
- Quesada, D., & Gómez, G. (2019). Proteins of vegetable or animal origin? A look at their impact on health and environment. *Revista de Nutrición Clínica y Metabolismo*, II(1), 79-86. <https://doi.org/10.35454/rncm.v2n1.063>
- Repo - Carrasco, R. (2014). *Valor Nutricional y Compuestos Bioactivos en los Cultivos Andinos. Re-descubriendo los tesoros olvidados*. UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA. Obtenido de <https://www.fondoeditorialunalm.com/wp-content/uploads/2020/09/VALOR-NUTRICIONAL.pdf>
- Repo-Carrasco, R., Espinoza, C., & Jacobsen, S.-E. (2003). Nutritional Value and Use of the Andean Crops Quinoa (*Chenopodium quinoa*) and Kañihua (*Chenopodium pallidicaule*). *Food Reviews International*, 19(1 & 2), 12. <https://doi.org/10.181/FRI-120018884>
- Repo-Carrasco-Valencia, R. (2014). *Valor nutricional y compuestos bioactivos en los cultivos andinos: re-descubriendo los tesoros olvidados*. Obtenido de <https://www.fondoeditorialunalm.com/wp-content/uploads/2020/09/VALOR-NUTRICIONAL.pdf>
- Reyes-Bautista, R., Barajas-Segoviano, M., Flores-Sierra, J., Hernández-Mendoza, G., & Xoca-Orozco, L. (2023). Biopéptidos derivados de los pseudocereales: Amaranto, Quinoa, Chía y Trigo sarraceno. *TIP Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*, 26, 1-27. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2023.616>
- Romo, S., Rosero, A., Forero, C. L., & Ceron, E. (2006). Potencial nutricional de harinas de Quinoa (*Chenopodium Quinoa* W.) variedad piartal en los Andes colombianos primera parte. *Biotecnología en el sector Agropecuario*

y *Agroindustrial*, IV(1), 112-125. Obtenido de <https://revistas.unicauca.edu.co/index.php/biotecnologia/article/view/639/271>

- Sánchez Zacarías, M., Sánchez Mundo, M., Martínez Hernández, A., Arias Barahona, M., & Fuentes Cruz, V. (2019). Análisis de solubilidad y patrón electroforético de proteínas de reserva de yaca (*Artocarpus heterophyllus*). *Revista Mexicana de Agroecosistemas*, 6(1), 28-36. Recuperado el 10 de Marzo de 2022, de [https://rmae.voaxaca.tecnm.mx/wp-content/uploads/2020/11/3-RMAE\\_2019-18-Yaca-To-edit.pdf](https://rmae.voaxaca.tecnm.mx/wp-content/uploads/2020/11/3-RMAE_2019-18-Yaca-To-edit.pdf)
- Stryer, L. L., Berg, J. M., & Tymoczko, J. L. (2014). *Bioquímica. Curso básico*. Editorial Reverté. Obtenido de [https://www.reverte.com/libro/bioquimica-curso-basico\\_108958/](https://www.reverte.com/libro/bioquimica-curso-basico_108958/)
- Tapia C., I., Taco , D., & Taco T. , V. (2016). Aislamiento de proteínas de quinua ecuatoriana (*Chenopodium quinoa* Willd) variedad INIAP Tunkahuan con remoción de compuestos fenólicos, para uso potencial en la nutrición y salud humanas. (U. C. Facultad de Ciencias Químicas, Ed.) *Rev Fac Cien Med (Quito)*, 41(1), 71-80. Recuperado el 15 de 12 de 2021, de [https://revistadigital.uce.edu.ec/index.php/CIENCIAS\\_MEDICAS/article/view/1173/1171](https://revistadigital.uce.edu.ec/index.php/CIENCIAS_MEDICAS/article/view/1173/1171)
- Tapia, M. (2012). La quinua. Historia, distribución geográfica, actual producción y usos. *Ambienta*(99), 104-119. Obtenido de [https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/Biblioteca/Revistas/pdf\\_AM%2FAmbienta\\_2012\\_99\\_104\\_119.pdf](https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/Biblioteca/Revistas/pdf_AM%2FAmbienta_2012_99_104_119.pdf)
- Toapanta Paredes, M. A. (Abril de 2016). Caracterización de aislados proteicos de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) y su digestibilidad gástrica y duodenal (in vitro). *UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO*. Ambato, Ecuador. Obtenido de <https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/22858/1/AL597.pdf>
- Toapanta, A., Carpio, C., Vilcacundo, R., & Carrillo, W. (2016). Analysis of protein isolate from quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research*, 9(2), 332-334. Obtenido de [https://www.researchgate.net/profile/Wilman-Carrillo-Teran/publication/299378617\\_Analysis\\_of\\_protein\\_isolate\\_from\\_quinoa\\_Chenopodium\\_quinoa\\_willd/links/56f2b40908ae6aec2228226e/Analysis-of-protein-isolate-from-quinoa-Chenopodium-quinoa-willd.pdf](https://www.researchgate.net/profile/Wilman-Carrillo-Teran/publication/299378617_Analysis_of_protein_isolate_from_quinoa_Chenopodium_quinoa_willd/links/56f2b40908ae6aec2228226e/Analysis-of-protein-isolate-from-quinoa-Chenopodium-quinoa-willd.pdf)
- Valenzuela Huamán, C. J. (2019). *Obtención de Extractos Protéicos por el punto isoeléctrico y composición de aminoácidos de dos variedades de Chenopodium quinoa Willd., CICA 17 y CICA 18.*[Tesis de grado, Universidad Nacional San Antonio Abad del Cuzco]. Repositorio institucional. Obtenido de [https://repositorio.unsaac.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12918/4344/253T20191072\\_TC.pdf?sequence=1](https://repositorio.unsaac.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12918/4344/253T20191072_TC.pdf?sequence=1)
- Vilcacundo-Chamorro, R. D. (2017). *Liberación de péptidos multifuncionales durante la digestión gastrointestinal simulada de proteínas de quinua (Chenopodium quinoa Willd) y amaranto (Amaranthus caudatus).*[Tesis de doctorado, Universidad Autónoma De Madrid]. Repositorio institucional.

- Obtenido de  
[https://repositorio.uam.es/bitstream/handle/10486/683691/vilcacundo\\_chamorro\\_ruben\\_dario.pdf?sequence=1](https://repositorio.uam.es/bitstream/handle/10486/683691/vilcacundo_chamorro_ruben_dario.pdf?sequence=1)
- Villanueva, O., & Arnao, I. (2007). Purificación de una proteína de 35 kDa rica en lisina, de la fracción albúmina de *Amaranthus caudatus* (kiwicha). (F. d. Medicina, Ed.) *Anales de la Facultad de Medicina*, 68(4), 344-350. <https://doi.org/https://doi.org/10.15381/anales.v68i4.1201>
- Willdenow, C. L. (1997). *Species Plantarum*. Editio quarta. Recuperado el 20 de Junio de 2022, de BHL: <https://www.biodiversitylibrary.org/page/630618#page/804/mode/1up>
- Yábar, C. (2003). *Manual de procedimientos de electroforesis para proteínas y ADN*. Lima, Perú: Ministerio de Salud, Instituto Nacional de Salud.
- Yang, C., Zhu, X., Zhang, Z., Yang, F., Wei, Y., Zhang, Z., & Yang, F. (2022). Heat treatment of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) albumin: Effect on structural, functional, and in vitro digestion properties. *Frontiers in Nutrition*, 1-14. <https://doi.org/10.3389/fnut.2022.1010617>

## **ANEXOS**

**Anexo 1.** Identificación de la especie *Chenopodium quinoa* Willd.

**CONSTANCIA**

**LA BIÓLOGA LAURA AUCASIME MEDINA ESPECIALISTA EN TAXONOMÍA Y SISTEMÁTICA DE PLANTAS DEJA CONSTANCIA:**

Que, la Bach. en Ciencias Biológicas Srta. Rosa Erika, PUCHURI MÁRQUEZ, ha solicitado la identificación de una muestra vegetal para trabajo de tesis.

Dicha muestra ha sido determinada según el Sistema de Clasificación de Cronquist. A. 1988. siendo su taxonomía el siguiente:

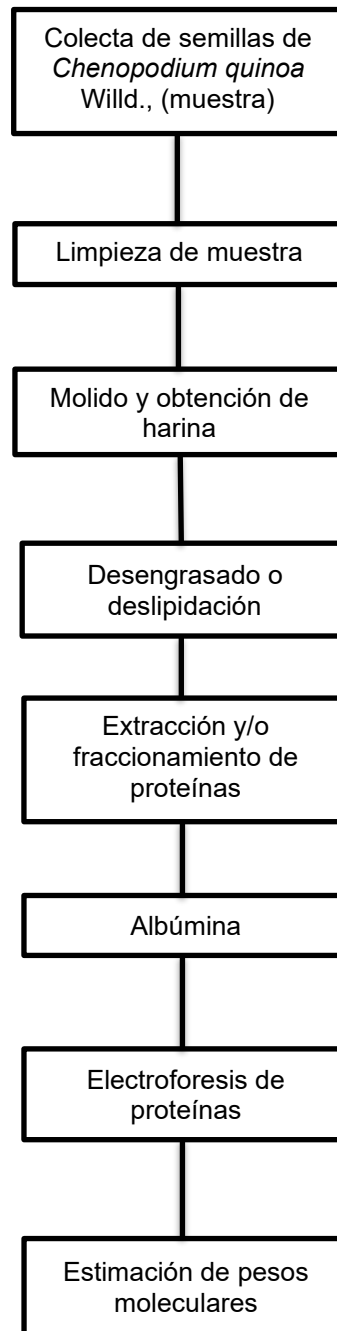
DIVISIÓN	:	MAGNOLIOPHYTA
CLASE	:	MAGNOLIOPSIDA
SUB CLASE	:	CARYOPHYLLIDAE
ORDEN	:	CARYOPHYLLALES
FAMILIA	:	CHENOPODIACEAE
GENERO	:	Chenopodium
ESPECIE	:	<b><i>Chenopodium quinoa</i> Willd.</b>
N.V.	:	"quinua"
VARIETADES	:	Blanca, Roja, Negra y Amarilla

Se expide la certificación correspondiente a solicitud de la interesada para los fines que estime conveniente.

Ayacucho, 9 de Octubre del 2019

  
LAURA AUCASIME MEDINA  
**BIÓLOGA**  
Reg. C.B.P. N° 583 C.R. - XIII

**Anexo 2.** Metodología de trabajo de tesis: Caracterización electroforética de albúmina de cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd., “quinua”, Ayacucho 2018.



**Anexo 3.** Preparación de soluciones para la extracción de albúmina (Método Osborne).

<b>Reactivo</b>	<b>Peso</b>
Cloruro de calcio	0,111 g
Cloruro de magnesio	0,203 g
pH	8,0

Disolver con 100ml de agua bidestilada

**Anexo 4.** Preparación de soluciones de trabajo para preparar el gel de corrida (Método Laemmli).

<b>Solución A</b>	
<b>Reactivo</b>	<b>Peso</b>
Acrilamida	30,00 g
Bisacrilamida	0,80 g

Disolver con 100 ml de H<sub>2</sub>O bidestilada y conservar.

<b>Solución B</b>	
<b>Reactivo</b>	<b>Peso</b>
Tris-HCl 1,5 M	18,17 g
SDS	0,4 g
Ph	8,0

Disolver con 100 ml de H<sub>2</sub>O bidestilada y conservar.

<b>Solución C</b>	
<b>Reactivo</b>	<b>Peso</b>
Tris-HCl 0,5 M	3,028 g
SDS	0,2 g
pH	6,8

Disolver con 50 ml de H<sub>2</sub>O bidestilada y conservar.

<b>Reactivo</b>	<b>Peso</b>
APS (persulfato de amonio)	1,00 g

Disolver con 10 ml de H<sub>2</sub>O bidestilada y conservar.

**Anexo 5.** Preparación de geles de poliacrilamida SDS-PAGE.

<b>Reactivos</b>	<b>Gel de empaquetamiento 5%</b>	<b>Gel separador 10%</b>
Solución A (ml)	1,34	9,99
Solución B (ml)	-	7,50
Solución C (ml)	2,00	-
Agua destilada (ml)	4,60	12,51
APS ( $\mu$ l)	60	90
TEMED ( $\mu$ l)	10	30

Nota: En un beaker mezclar los siguientes reactivos, según el orden descrito en la tabla.

**Anexo 6.** Preparación de reactivos para electroforesis SDS-Page (Método Laemmli).

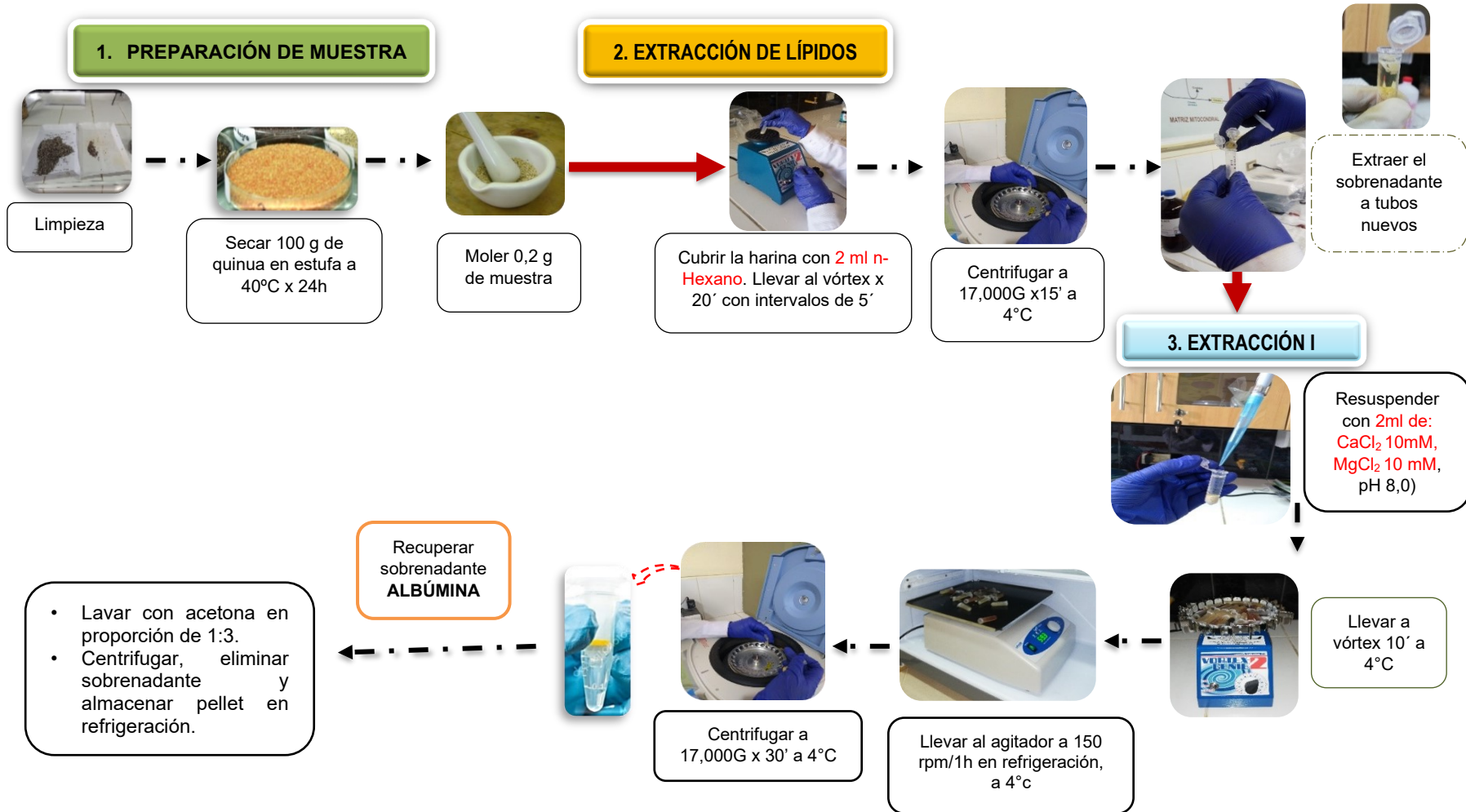
<b>Tampón de electroforesis pH 8,3</b>	
Reactivo	Peso
Tris-HCl 60 mM (PM: 121.14)	7,268 g
Glicina	14,413
SDS	1 g

Disolver con 50 ml de H<sub>2</sub>O bidestilada y conservar.

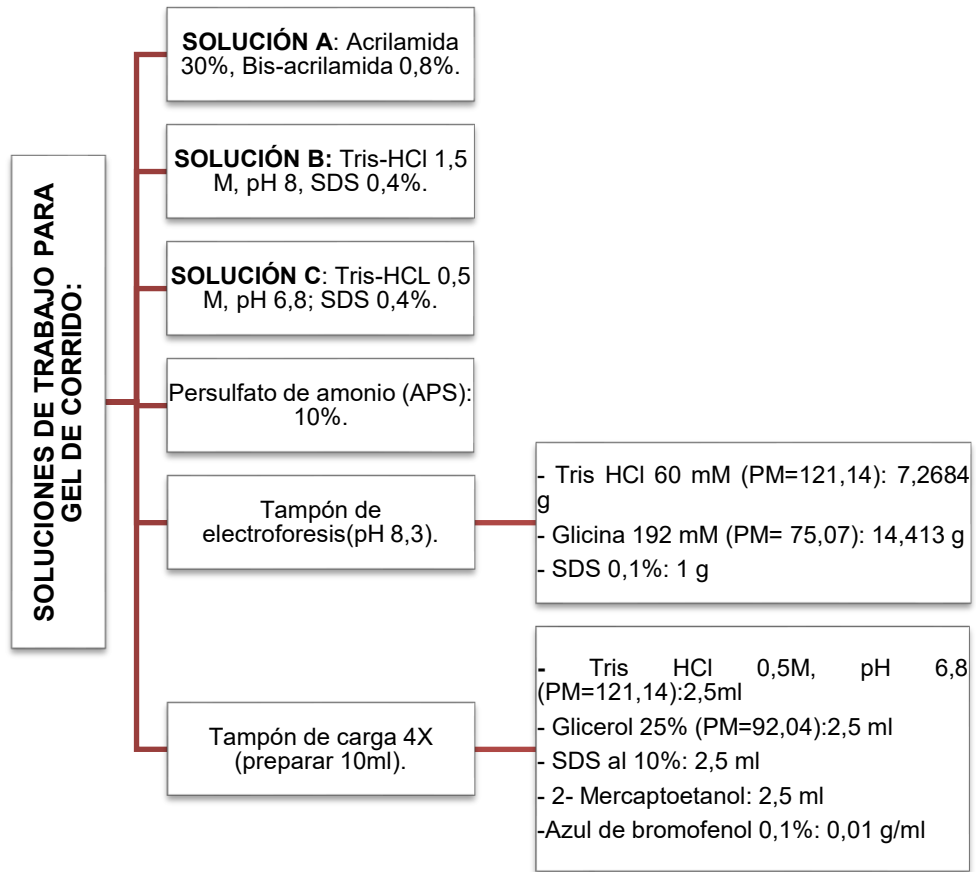
<b>Tampón de carga 4X (preparar 10ml)</b>	
Reactivo	Peso
Tris-HCl 60 mM (PM: 121,14) pH 6,8	0,3025 g
SDS	0,5 g
2-Mercaptoetanol	2,5 ml
Glicerol	2,5 ml
Azul de Bromofenol 0,1%	0,01 g

Disolver Tris HCl e y SDS con 5 ml de H<sub>2</sub>O bidestilada cada uno, luego tomar de cada uno 2,5 ml de solución y añadir el resto los reactivos y tal como indica, homogenizar suavemente y conservar.

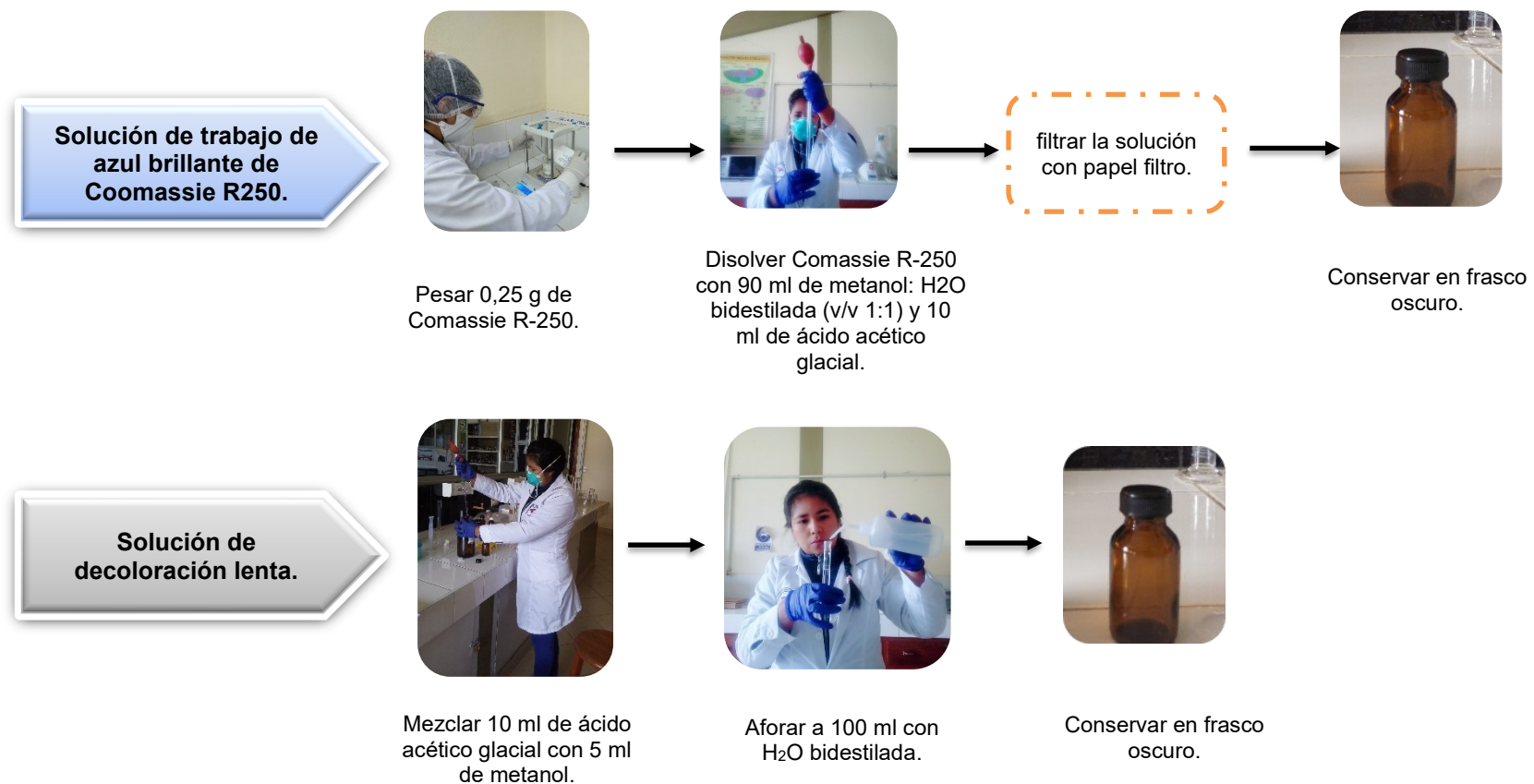
Anexo 7. Protocolo de extracción de albúmina de *Chenopodium quinoa* Willd.



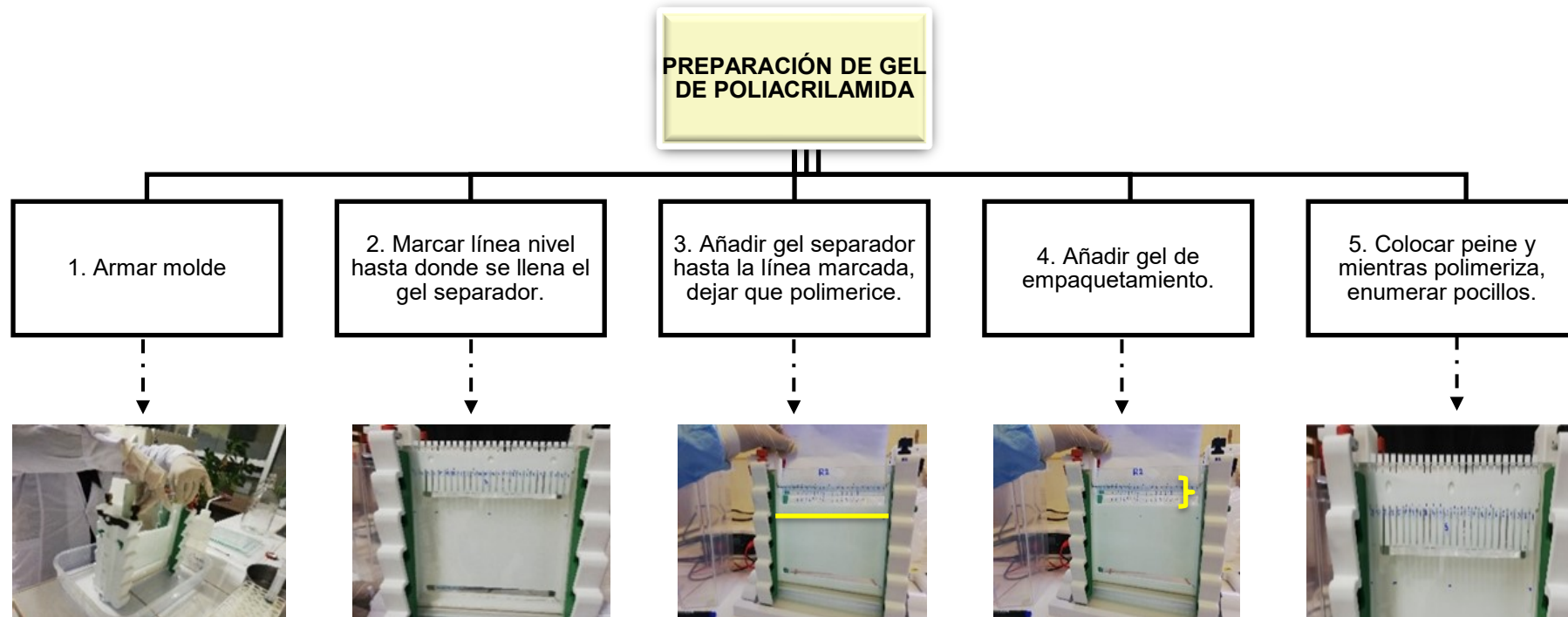
**Anexo 8.** Esquema para la preparación de reactivos de trabajo para el gel de corrida (Método Laemmli).



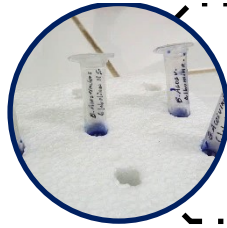
**Anexo 9.** Preparación de reactivos para la coloración y decoloración de geles para electroforesis SDS-PAGE (Método Laemmli).



**Anexo 10.** Flujograma de montaje en cámara de electroforesis y polimerización de geles.



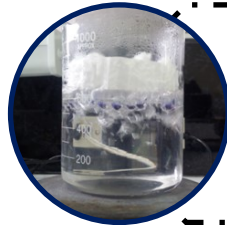
**Anexo 11.** Preparación de muestras para corrido de electroforesis.



El pellet obtenido, se mezcló con tampón de carga 4x en proporción 3:1.



Se cubrió cada uno de los tubos con Parafilm para evitar que ingrese vapor de agua.

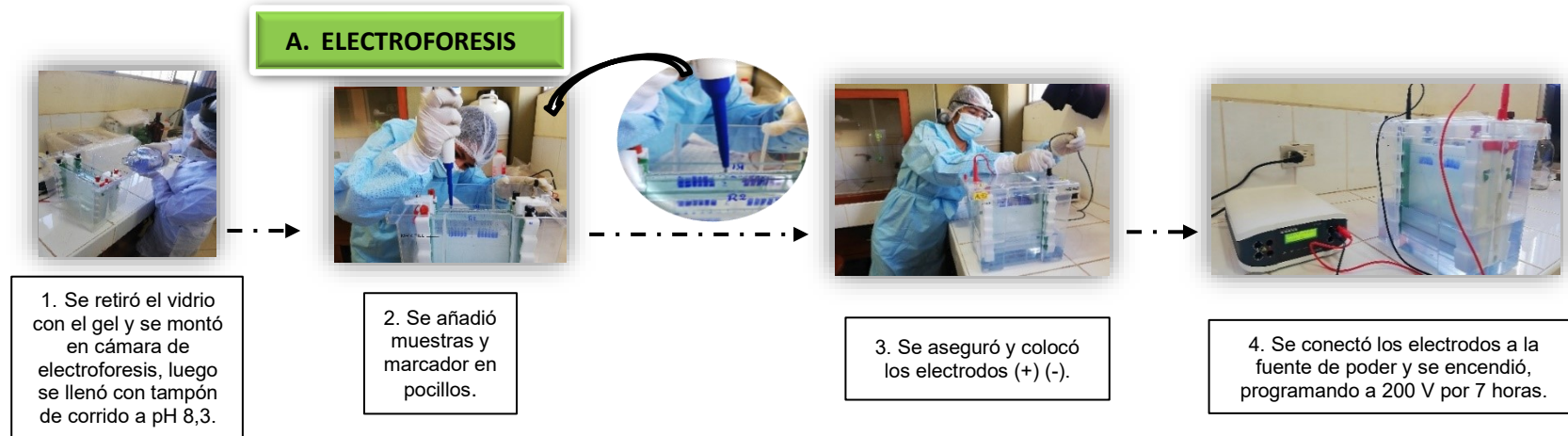


Se sometió a ebullición por 5´



Se centrifugó por 15" a 12000 RPM.

**Anexo 12.** Flujograma de electroforesis de la fracción proteínica de albúmina de *Chenopodium quinoa* Willd.

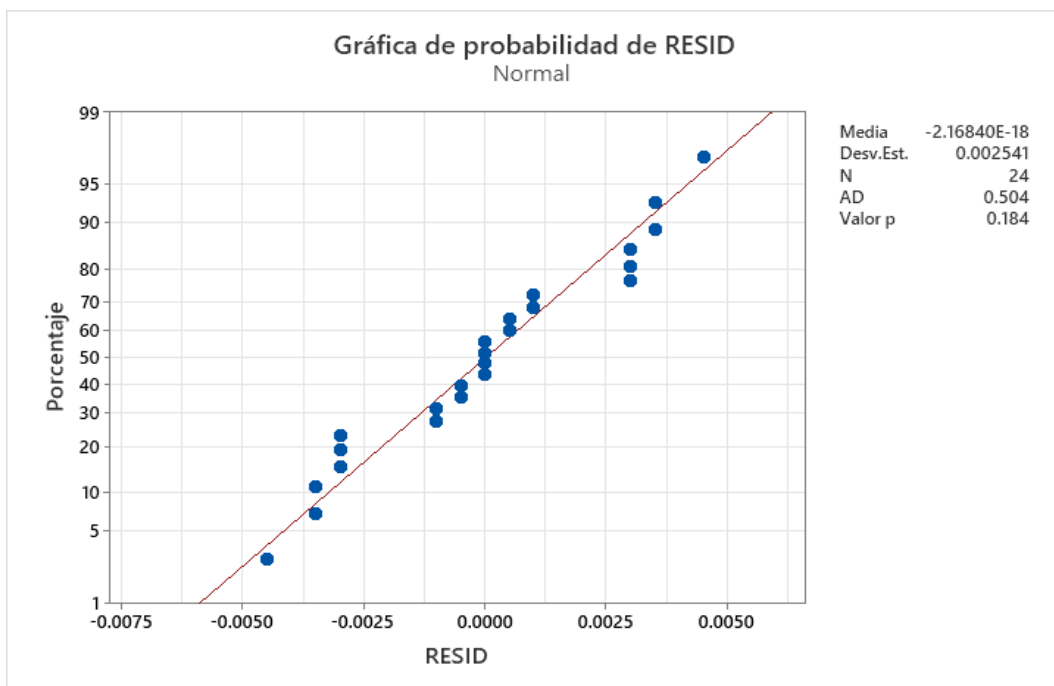


**Anexo 13.** Datos del peso promedio de la fracción proteínica Albúmina (pellet), obtenidos de *Chenopodium quinoa* Willd.

<b>Distrito</b>	<b>Accesión</b>	<b>Peso de albúmina (mg %)</b>
	Blanca	20,00 ± 1,41
Acos Vinchos	Amarilla	21,00 ± 1,41
	Roja	28,00 ± 4,24
	Negra	28,50 ± 4,95
	Blanca	23,50 ± 0,71
Acocro	Amarilla	27,50 ± 6,36
	Roja	15,00 ± 0,00
	Negra	30,00 ± 4,24
	Blanca	29,00 ± 4,24
Negra	Amarilla	14,50 ± 4,95
	roja	15,00 ± 0,00
	Negra	12,50 ± 0,71

Se reporta el promedio y desviación estándar para n = 2 réplicas.

**Anexo 14.** Análisis de varianza de residuales, prueba de normalidad de Anderson Darling y prueba de homogeneidad de varianzas para peso de pellet de la fracción proteínica albúmina, obtenida de las accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de *Chenopodium quinoa* Will.



**Prueba de normalidad**

Método	Estadística de prueba	Valor de p
Anderson-Darling	0,504	0,184

**Prueba de homogeneidad de varianzas**

Método	Estadística de prueba	Valor p
Bartlett	4,07	0,968

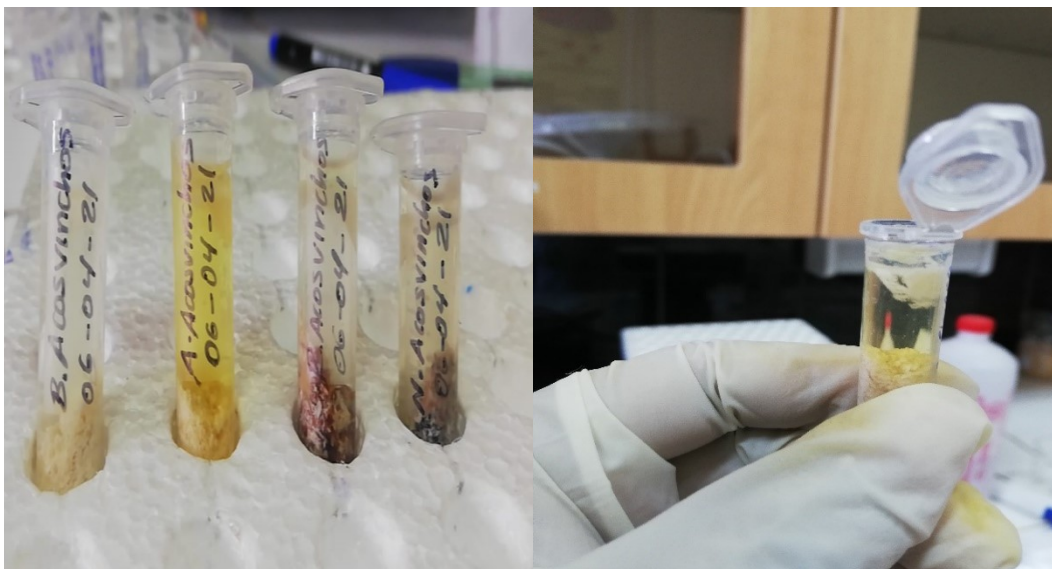
**Análisis de Varianza**

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
ACC	11	0,000946	0,000086	6,95	0,001
Error	12	0,000149	0,000012		
Total	23	0,001095			

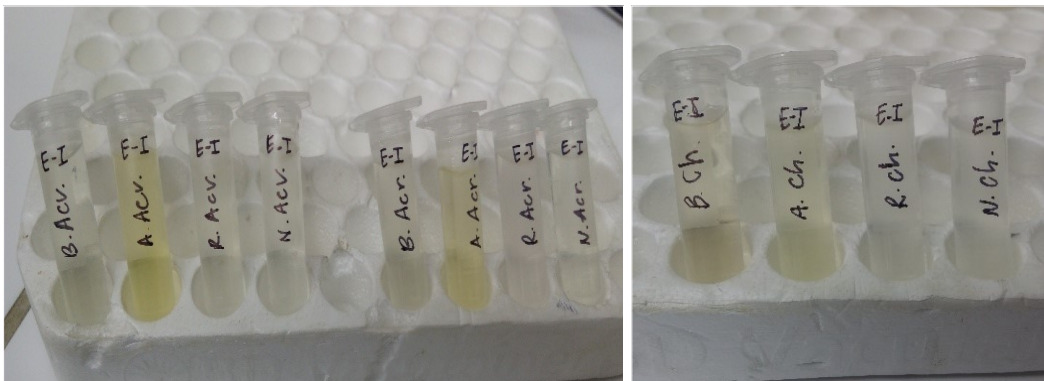
**Anexo 15.** Comparación de medias de pesos pellet por Tukey y una confianza de 95% de la fracción albúmina, obtenidas de las accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de *Chenopodium quinoa* Willd., de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara.

<b>Comparaciones en parejas de Tukey</b>						
<b>ACC</b>	<b>N</b>	<b>Media</b>	<b>Agrupación</b>	<b>Agrupación</b>	<b>Agrupación</b>	<b>Agrupación</b>
Acocro negro	2	0,0300	A			
Chiara blanco	2	0,0290	A			
Acos Vinchos negro	2	0,0285	A	B		
Acos Vinchos rojo	2	0,0280	A	B	C	
Acocro amarillo	2	0,0275	A	B	C	
Acocro blanco	2	0,0235	A	B	C	D
Acos Vinchos amarillo	2	0,0210	A	B	C	D
Acos Vinchos blanco	2	0,0200	A	B	C	D
Chiara rojo	2	0,0150		B	C	D
Acocro rojo	2	0,0150		B	C	D
Chiara amarillo	2	0,0145			C	D
Chiara negro	2	0,0125				D

Anexo 16. Extracción de lípidos.



Anexo 17. Extracción de albúmina de *Chenopodium quinoa* Willd.



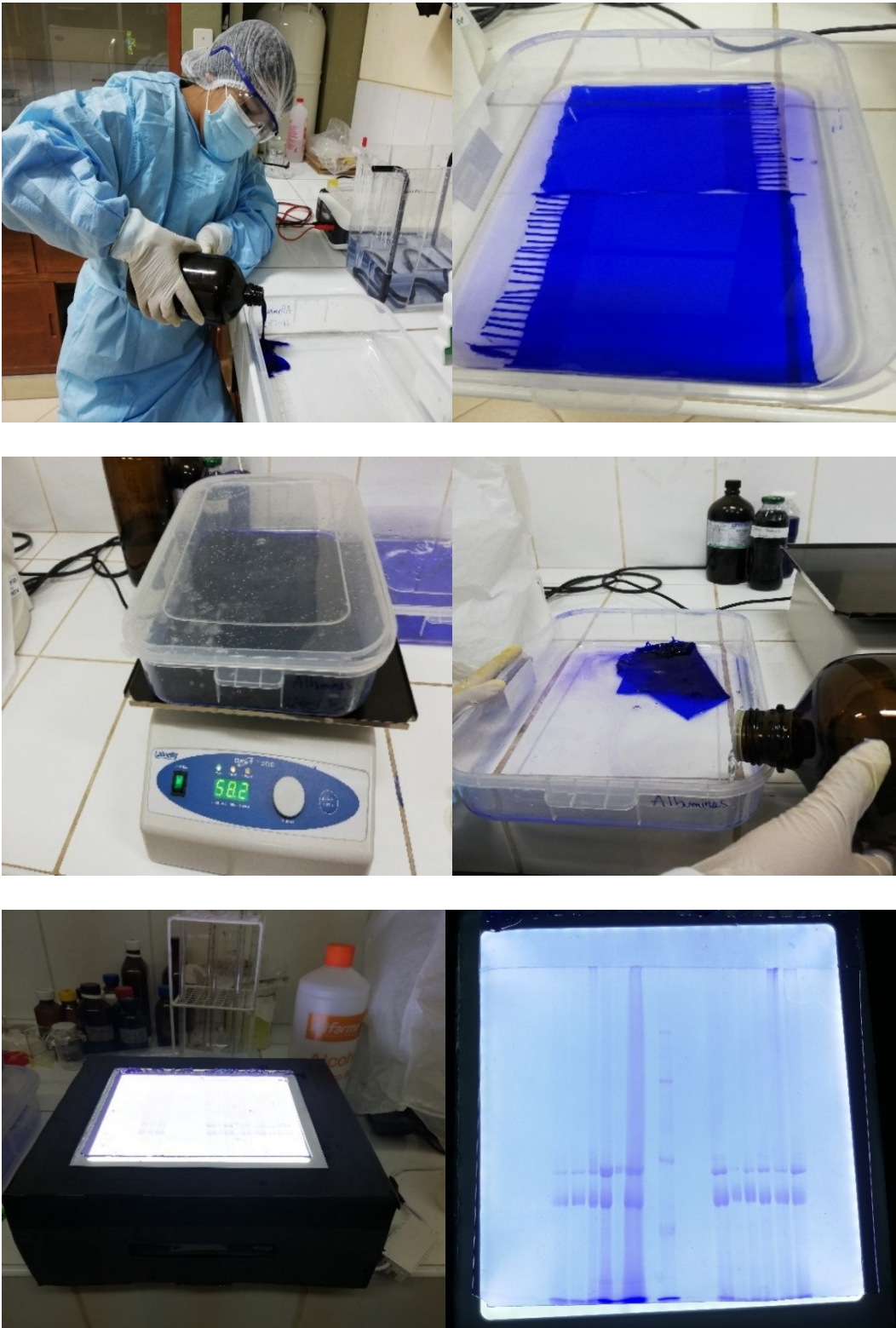
Anexo 18. Pellet de albúmina obtenido a partir de *Chenopodium quinoa* Willd.



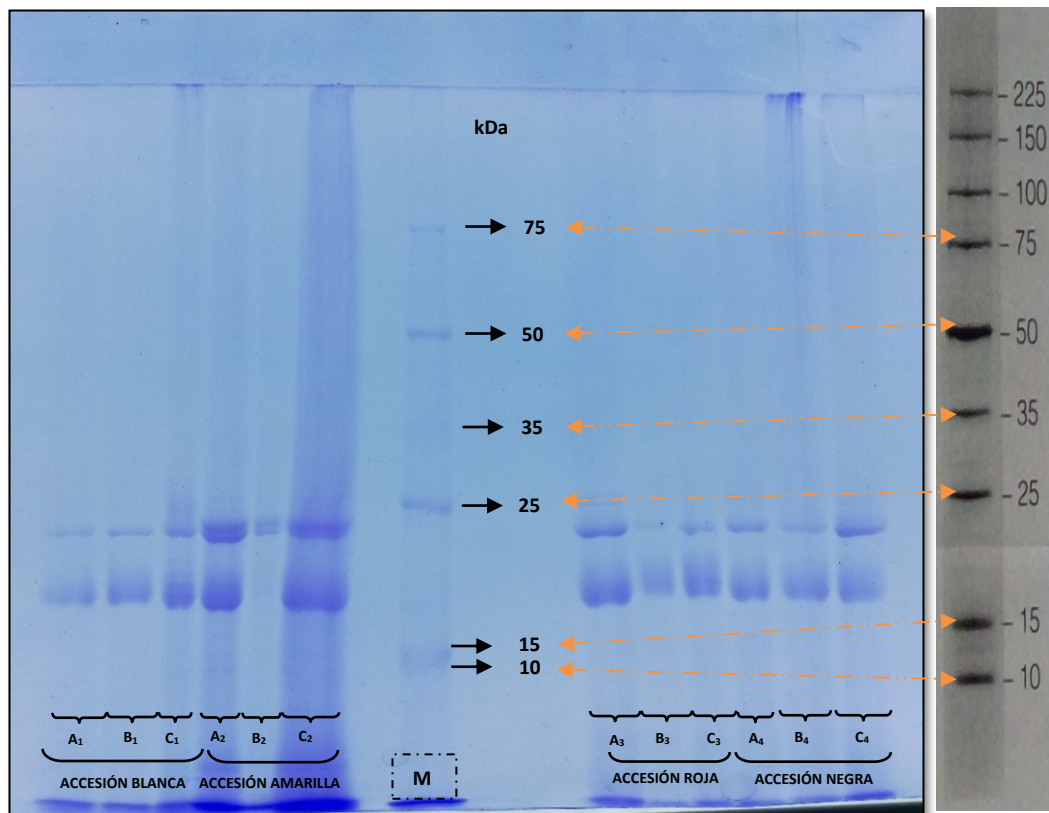
**Anexo 19.** Electroforesis en gel de poliacrilamida (PAGE) con dodecilsulfato sódico (SDS) de la fracción albúmina de *Chenopodium quinoa* Willd.



**Anexo 20.** Tinción, decoloración y revelación de bandas moleculares de albúmina.

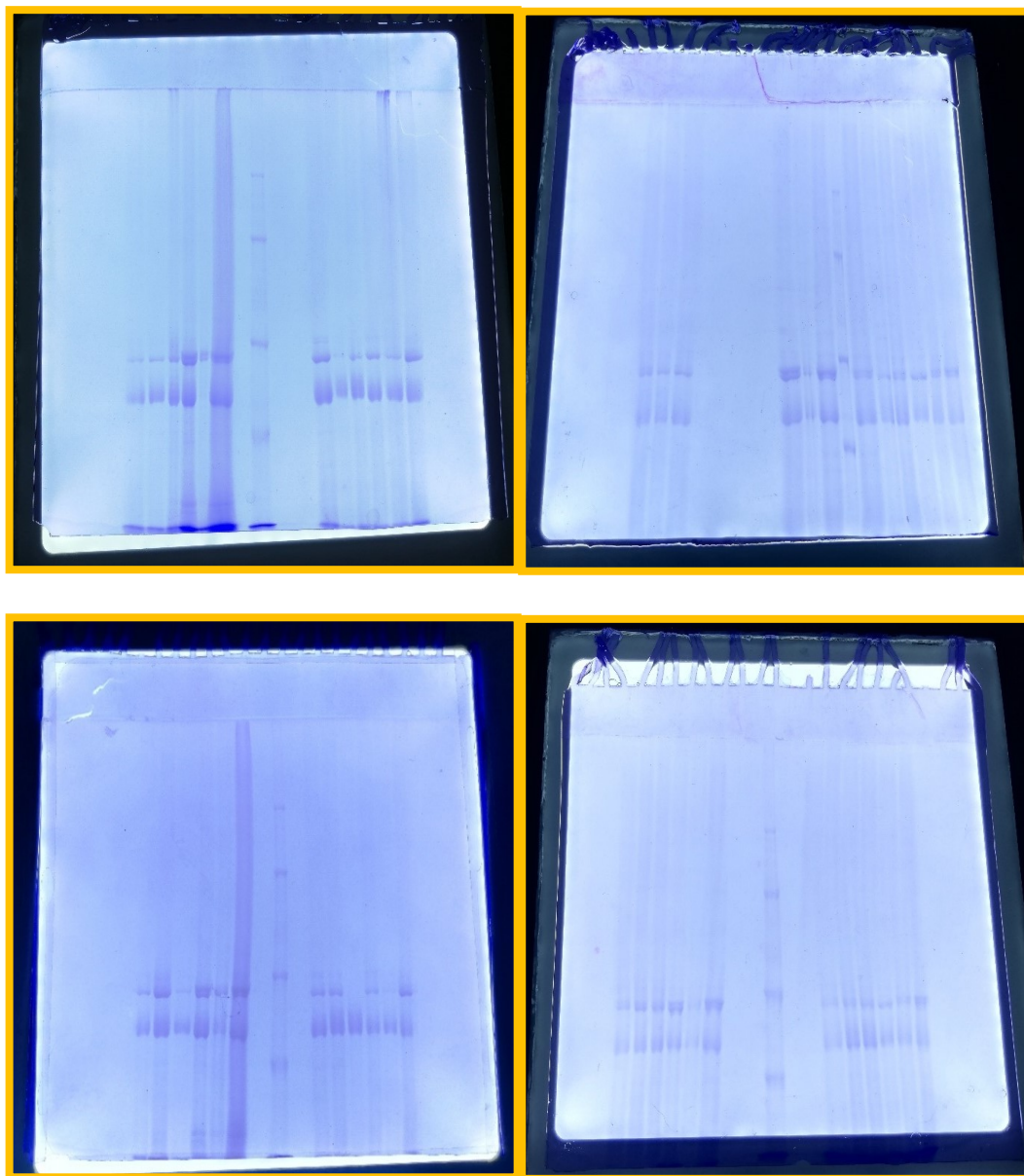


**Anexo 21.** Perfil electroforético de “albúmina” de *Chenopodium quinoa* Willd.

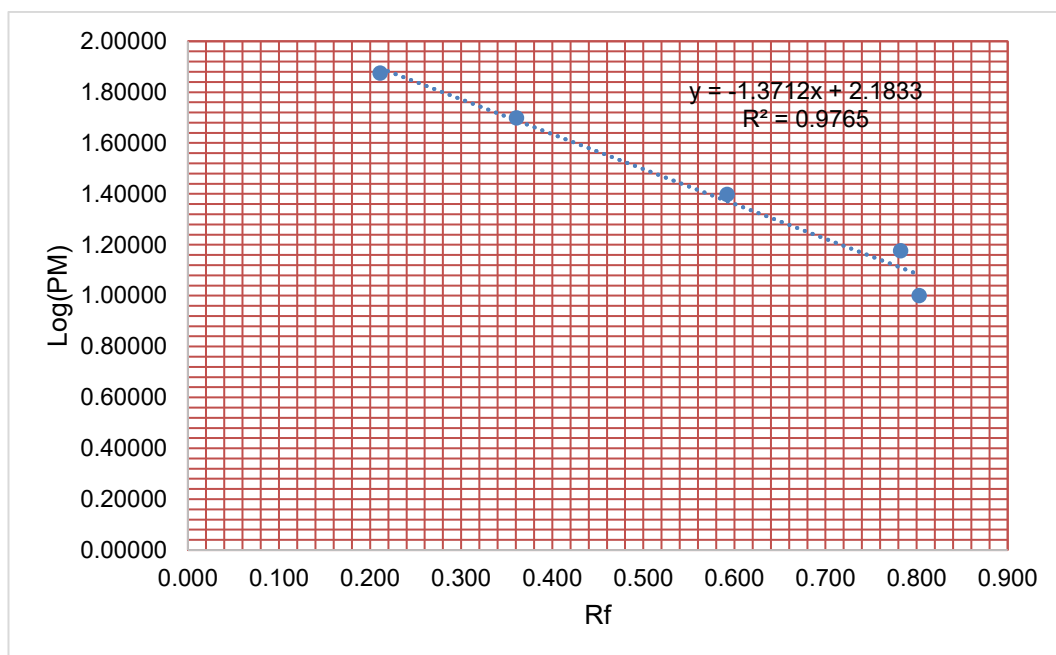


Acos Vinchos (A), Acocro (B), Chiara (C) y Marcador Broad Range Protein Molecular Weight Markers (M). Carril A<sub>1</sub>. Blanca Acos Vinchos, carril B<sub>1</sub>. Blanca Acocro, carril C<sub>1</sub>. Blanca Chiara, carril A<sub>2</sub>. Amarilla Acos Vinchos, carril B<sub>2</sub>. Amarilla Acocro, carril C<sub>2</sub>. Amarilla Chiara, carril A<sub>3</sub>. Roja Acos Vinchos, carril B<sub>3</sub>. Roja Acocro, carril C<sub>3</sub>. Roja Chiara, carril A<sub>4</sub>. Negra Acos Vinchos, carril B<sub>4</sub>. Negra Acocro y carril C<sub>4</sub>. Negra Chiara. M: Marcador molecular Broad Range Protein Molecular Weight Markers, con un rango de 10 a 225 kDa.

**Anexo 22.** Observación de bandas de “albúmina” de *Chenopodium quinoa* Willd.



**Anexo 23.** Determinación de peso molecular de la fracción proteica “albúminas” de *Chenopodium quinoa* Willd.



Representación lineal del Log (PM) del estándar frente a los valores de la distancia de migración relativa (Rf) correspondientes a cada una de ellas. El resultado del gráfico es una recta patrón. Log (PM): Logaritmo de PM del marcador o estándar (Broad Range Protein Molecular Weight Markers™). Rf: movilidad electroforética o relativa “Distancia de migración”.

## Anexo 24. Matriz de consistencia.

**Título:** Caracterización electroforética de albúmina de cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd., “quinua”, Ayacucho 2018.

**Autor:** Bach. Rosa Erika Puchuri Márquez.

PROBLEMA	OBJETIVOS	MARCO TEÓRICO	HIPÓTESIS	VARIABLES	METODOLOGÍA
¿Cuál será el perfil electroforético de albúminas de cuatro accesiones de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd?	<p><b>Objetivo general</b></p> <p>Caracterizar por electroforesis la presencia de albúmina de cuatro accesiones de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd., “quinua”, Ayacucho.</p> <p><b>Objetivos específicos</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Determinar el peso molecular de las albúminas de las cuatro accesiones de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd., “quinua”, de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara), Ayacucho.</li> <li>• Comparar el peso molecular las bandas de las albúminas entre las cuatro accesiones de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd., “quinua”, de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara), Ayacucho.</li> <li>• Estimar la fracción proteica de albúmina en base al pellet obtenido, de las cuatro accesiones de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd., “quinua”, de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara), Ayacucho.</li> </ul>	<p>I. INTRODUCCIÓN</p> <p>II. MARCO TEÓRICO</p> <p>2.1. Antecedentes</p> <p>2.2. Marco conceptual</p> <p>2.2.1. Quinua</p> <p>2.2.2. Acesión</p> <p>2.2.3. Proteínas</p> <p>2.2.4. Extracción de proteínas</p> <p>2.2.5. Electroforesis</p> <p>2.2.6. Electroforesis desnaturizante (SDS-PAGE)</p> <p>2.2.7. Punto isoelectrico</p> <p>2.2.8. Movilidad relativa (Rf)</p> <p>2.2.10. Kilodalton (kDa)</p> <p>2.3. Bases teóricas</p> <p>2.3.1. La quinua</p> <p>2.3.2. Historia</p> <p>2.3.3. Distribución geográfica y producción</p> <p>2.3.4. Taxonomía</p> <p>2.3.5. Etimología</p> <p>2.3.6. Características botánicas y morfológicas</p> <p>2.3.7. Importancia del cultivo</p> <p>2.3.8. Proteínas de la quinua</p> <p>2.3.9. Aminoácidos esenciales y no esenciales</p> <p>2.3.10. Proteínas de reserva</p> <p>2.3.10.1. Albúminas</p> <p>2.3.10.2. Globulinas</p> <p>2.3.10.3. Glutelinas</p> <p>2.3.10.4. Prolaminas</p> <p>2.3.11. Extracción y cuantificación de proteínas</p> <p>2.3.12. Electroforesis</p> <p>2.3.13. Electroforesis en gel de poliacrilamida</p> <p>2.3.14. Formación y características de los geles de poliacrilamida</p> <p>2.3.16. Electroforesis de proteínas</p>	<p>Las albúminas tienen diversos PM comunes en las distintas accesiones de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.</p>	<p><b>Variable independiente:</b></p> <p>- Semillas de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd “quinua”</p> <p><b>Indicadores:</b></p> <p>-Accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd “quinua”</p> <p><b>Variable dependiente:</b></p> <p>- Perfil electroforético de albúminas.</p> <p><b>Indicadores:</b></p> <p>-Perfil electroforético (PM)</p>	<p><b>Tipo de investigación:</b></p> <p>- Básica</p> <p><b>Nivel de investigación:</b></p> <p>-Descriptivo</p> <p><b>Diseño de investigación:</b></p> <p>-No Experimental</p> <p>-Transversal</p> <p><b>Enfoque:</b></p> <p>-Cuantitativo</p> <p><b>Método:</b></p> <p>-Deductivo</p> <p><b>Muestreo:</b></p> <p>-Población: semillas de cuatro accesiones de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.,</p> <p>-Muestra: 500 g de semillas de cuatro accesiones de quinua (blanca, amarilla, roja y negra)</p> <p>-Muestreo: Por conveniencia.</p> <p><b>Técnicas:</b></p> <p>- observación</p> <p>-experimental</p> <p><b>Instrumentos:</b></p> <p>-equipos (equipo de electroforesis, estufa, etc.)</p> <p>-reactivos</p>

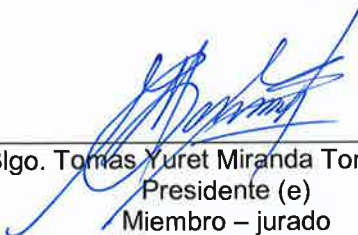
**UNSCH**FACULTAD DE  
CIENCIAS BIOLÓGICAS

**ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS**  
**Bach. Rosa Erika PUCHURI MARQUEZ**  
**RESOLUCIÓN DECANAL N° 479-2025-UNSCH-FCB-D**

En la ciudad de Ayacucho, siendo las cuatro de la tarde del día lunes veintidós de diciembre del año dos mil veinticinco se reunieron los miembros del Jurado Evaluador en el Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, actuando como presidente encargado el Blgo. Tomas Yuret Miranda Tomasevich con memorando N° 309-2025- UNSCH- FCB con fecha veintidós de diciembre del año dos mil veinticinco a su vez miembro - jurado, el Dr. Raúl Antonio Mamani Aycachi (miembro – jurado), la Dra. Roberta Brita Anaya González (miembro – asesor) y actuando como secretario docente el Mg. Luis Uriel Moscoso García, para presenciar la sustentación de tesis titulada: **Caracterización electroforética de albúmina de cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd., “quinua”, Ayacucho 2018**, presentado por la **Bach. Rosa Erika Puchuri Marquez**; el presidente luego de verificar la documentación presentada, indicó al secretario docente dar lectura a la documentación generada que refrenda el presente acto académico, luego dispuso el inicio del acto de sustentación, indicando a la sustentante que dispone de cuarenta y cinco minutos para exponer su trabajo de investigación tal como establece en el Reglamento de Grados y Títulos de la Escuela Profesional de Biología de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Culminada la exposición, el presidente invitó a cada uno de los Miembros del Jurado a participar con sus observaciones, sugerencias y preguntas a la sustentante. Culminada esta etapa, el presidente invitó a la sustentante y al público asistente a abandonar momentáneamente el Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga para que los miembros del jurado evaluador puedan realizar las deliberaciones y calificaciones correspondientes; cuyos resultados son los que se consignan a continuación:

Miembros del Jurado Evaluador	Exposición	Respuesta a preguntas	Promedio
Blgo. Tomas Yuret Miranda Tomasevich	18	18	18
Dr. Raúl Antonio Mamani Aycachi	18	17	18
		<b>PROMEDIO</b>	<b>18</b>

La sustentante alcanzó el promedio de 18 aprobatorio. Acto seguido, el presidente autorizó el ingreso de la sustentante y el público el Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga dando a conocer los resultados e indicando que de este modo se da por finalizado el presente acto académico, siendo las seis con treinta minutos; firmando al pie del presente en señal de conformidad.

  
Blgo. Tomas Yuret Miranda Tomasevich  
Presidente (e)  
Miembro – jurado

  
Dr. Raúl Antonio Mamani Aycachi  
Miembro – jurado

  
Dra. Roberta Brita Anaya González  
Miembro – asesora

  
Mg. Luis Uriel Moscoso García  
Secretario docente



FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS  
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA

DECANATURA-ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA

CONSTANCIA DE ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE TESIS

N°18-2026-FCB-D

Yo, FIDEL RODOLFO MUJICA LENGUA, Director de la Escuela Profesional de Biología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga; autoridad encargada de verificar la tesis titulada: **Caracterización electroforética de albúmina de cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd., "quinua", Ayacucho 2018**, por ROSA ERIKA PUCHURI MARQUEZ; he constatado por medio del uso de la herramienta TURNITIN, procesado CON DEPÓSITO, una similitud de 18%, grado de coincidencia, menor a lo que determina la ausencia de plagio definido por el Reglamento de Originalidad de Trabajos de Investigación de la UNSCH, aprobado con Resolución del Consejo Universitario N° 039-2021-UNSCH-CU.

En consecuencia, la tesis cumple con las normas para el uso de citas y referencias establecidas por la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Se acompaña el INFORME FINAL DE TURNITIN correspondiente.

Ayacucho, 12 de mayo del 2026.

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL DE HUAMANGA  
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS  
Escuela Profesional de Biología  
Dr. Fidel R. Mujica Lengua  
DIRECTOR

# Caracterización electroforética de albúmina de cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd., “quinua”, Ayacucho 2018

*por* ROSA ERIKA PUCHURI MARQUEZ

---

**Fecha de entrega:** 10-may-2026 01:39p. m. (UTC-0500)

**Identificador de la entrega:** 2957511962

**Nombre del archivo:** 1D\_PUCHURI\_MARQUEZ\_Rosa\_Erika\_Pregado\_2026\_Turnitin\_pdf.pdf (999.08K)

**Total de palabras:** 15861

**Total de caracteres:** 83997

# Caracterización electroforética de albúmina de cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd., "quinua", Ayacucho 2018

## INFORME DE ORIGINALIDAD

18%

INDICE DE SIMILITUD

18%

FUENTES DE INTERNET

4%

PUBLICACIONES

8%

TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

## FUENTES PRIMARIAS

1

Submitted to Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga

Trabajo del estudiante

4%

2

[repositorio.unsch.edu.pe](http://repositorio.unsch.edu.pe)

Fuente de Internet

2%

3

[docobook.com](http://docobook.com)

Fuente de Internet

1%

4

[www.coursehero.com](http://www.coursehero.com)

Fuente de Internet

1%

5

[bibliotecadigital.fia.cl](http://bibliotecadigital.fia.cl)

Fuente de Internet

1%

6

[www.scielo.cl](http://www.scielo.cl)

Fuente de Internet

1%

7

[www.grafiati.com](http://www.grafiati.com)

Fuente de Internet

1%

8

[repositorio.uns.edu.pe](http://repositorio.uns.edu.pe)

Fuente de Internet

1%

9

[repositorio.uta.edu.ec](http://repositorio.uta.edu.ec)

Fuente de Internet

1%

10

[repositorio.uniandes.edu.co](http://repositorio.uniandes.edu.co)

Fuente de Internet

1%

11

[cdn.www.gob.pe](http://cdn.www.gob.pe)

Fuente de Internet

1%

12

[turpade.com](http://turpade.com)

Fuente de Internet

<1%

13

[repositorio.ucu.edu.ar](http://repositorio.ucu.edu.ar)

Fuente de Internet

<1%

14	Raúl Reyes-Bautista, Martín Barajas-Segoviano, José de Jesús Flores-Sierra, Gustavo Hernández-Mendoza et al. "Biopeptides derived from pseudocereals: Amaranth, Quinoa, Chia and Buckwheat", TIP Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas, 2023 Publicación	<1 %
15	es.scribd.com Fuente de Internet	<1 %
16	es.wikipedia.org Fuente de Internet	<1 %
17	repositorio.unap.edu.pe Fuente de Internet	<1 %
18	revistadigital.uce.edu.ec Fuente de Internet	<1 %
19	apirepositorio.unh.edu.pe Fuente de Internet	<1 %
20	1library.co Fuente de Internet	<1 %
21	revistasinvestigacion.unmsm.edu.pe Fuente de Internet	<1 %
22	ve.scielo.org Fuente de Internet	<1 %
23	hdl.handle.net Fuente de Internet	<1 %
24	chilealimentos.com Fuente de Internet	<1 %
25	www.researchgate.net Fuente de Internet	<1 %
26	repositorio.unsaac.edu.pe Fuente de Internet	<1 %
27	Submitted to Universidad Andina del Cusco Trabajo del estudiante	<1 %

Excluir citas

Activo

Excluir coincidencias < 30 words

Excluir bibliografía

Activo