

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA**

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA



**Contenido de globulinas de cuatro accesiones de
Chenopodium quinoa Willd, Ayacucho 2018**

Tesis para optar el título profesional de
Bióloga, Especialidad: Microbiología

Presentado por:

Bach. Carolina Fernandez Fernandez

Asesora:

Dra. Roberta Brita Anaya González

Ayacucho - Perú

2024

Principalmente a Dios, por ser el inspirador de mi vida y darme fuerza para continuar.

A mis amados padres Félix y Rosario por haber sido mi apoyo incondicional a lo largo de toda mi vida.

A mi amado novio Moisés, quien me animó y me brindó todo su apoyo durante este proceso.

A mi hermana Miriam y a todas las personas especiales que me acompañaron en esta etapa, aportando a mi formación tanto profesional y como ser humano.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga que me acogió en sus aulas y concretó mi formación profesional.

A la Facultad de Ciencias Biológicas, por ser mi segundo hogar, que me dio los conocimientos y herramientas con las que logré materializar mis estudios en la carrera profesional de Biología.

A mi asesora, Dra. Roberta Brita Anaya González, por su apoyo incondicional, paciencia, orientación y sabios consejos, que han permitido culminar con mi trabajo de investigación tendiente a la obtención del título de Bióloga.

A la Dra. Inés Acela Arnao Salas de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos, por la contribución y apoyo incondicional en la ejecución de la presente investigación.

Al Mg. Reynán Cóndor Alarcón, por su colaboración en el asesoramiento estadístico, por haber sido de gran ayuda en la investigación, por su experiencia científica, y por sus sabios consejos en el desarrollo de la tesis.

A la Blga. Laura Aucasime Medina, por el apoyo en la identificación de las muestras vegetales para el trabajo de tesis.

A mis padres Rosario Maurita Fernández Godoy y Felix Fernández Mendoza, por su comprensión y constante aliento, así como su apoyo incondicional.

A mi novio Moisés Huayhuameza Quispe, por su constante apoyo, aliento y exigencia durante todo el proceso de redacción de mi tesis.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
DEDICATORIA	iii
AGRADECIMIENTOS	v
ÍNDICE GENERAL	vii
ÍNDICE DE TABLAS	xi
ÍNDICE DE FIGURAS	xiii
ÍNDICE DE ANEXOS	xv
RESUMEN	xvii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	3
2.1. Antecedentes	3
2.1.1. Nivel internacional	3
2.1.2. Nivel nacional	5
2.2. Marco conceptual	6
2.2.1. Proteína	6
2.2.2. Proteínas de reserva	7
2.2.3. Globulinas	7
2.2.4. Globulinas 7S	7
2.2.5. Electroforesis	7
2.2.6. Electroforesis desnaturizante (SDS-PAGE)	7
2.2.7. Caótopos	7
2.2.8. Agentes reductores	8
2.2.9. Peso molecular	8
2.2.10. Punto isoelectrico (pI)	8
2.2.11. Perfil electroforético o caracterización electroforética	8
2.3. Bases teóricas	8
2.3.1. Quinoa (<i>Chenopodium quinoa</i>)	8

2.3.1.1.	Origen e Historia	8
2.3.1.2.	Distribución	9
2.3.1.3.	Datos del cultivo	12
2.3.1.4.	Cultivo de quinua en el Perú	13
2.3.1.5.	Producción de quinua en el Perú	16
2.3.1.6.	Diversidad genética y variedades de quinua	16
2.3.1.7.	Importancia del cultivo	18
2.3.1.8.	Clasificación taxonómica	18
2.3.1.9.	Descripción botánica	18
2.3.1.10.	Descripción de la semilla	19
2.3.1.11.	Desarrollo fenológico	20
2.3.1.12.	Valor nutritivo y composición química del grano de quinua	23
2.3.1.13.	Proteínas	25
2.3.1.14.	Proteínas de la quinua	26
2.3.2.	Proteínas de reserva	27
2.3.2.1.	Clasificación de principales proteínas de reserva	28
2.3.2.2.	Proteínas de reserva de la quinua	29
2.3.3.	Globulinas	29
2.3.3.1.	Globulinas 7S o vicilina	29
2.3.3.2.	Globulinas 11S o legúminas	31
2.3.3.3.	Síntesis, transporte y ensamblado de globulinas 7S	31
2.3.4.	Electroforesis	32
2.3.4.1.	Determinación de la pureza y del peso molecular de las proteínas por electroforesis (SDS-PAGE)	32
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	35
3.1.	Lugar de ejecución	35
3.1.1.	Ubicación política	35
3.2.	Población y muestra	35

3.2.1.	Población	35
3.2.2.	Muestra	35
3.3.	Sistema de muestreo	35
3.4.	Metodología y recolección de datos	35
3.4.1.	Procedimiento para la recolección de datos	35
3.4.1.1.	Procesamiento de muestras (limpieza)	35
3.4.1.2.	Extracción de lípidos	36
3.4.1.3.	Extracción de la fracción proteica	36
3.4.1.4.	Obtención de pellet	36
3.4.1.5.	Electroforesis de proteínas: PAGE-SDS	37
IV.	RESULTADOS	39
V.	DISCUSIÓN	53
VI.	CONCLUSIONES	61
VII.	RECOMENDACIONES	63
VIII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	65
	ANEXOS	71

ÍNDICE DE TABLAS

		Pág.
Tabla 1.	Características de las variedades comerciales de quinua.	14
Tabla 2.	Variedades de quinua que se cultivan en la región de Ayacucho.	15
Tabla 3.	Cultivares de quinua a nivel nacional.	15
Tabla 4.	Coloración en el fruto y grano de la quinua.	19
Tabla 5.	Composición de cereales y granos andinos (g/100 g).	24
Tabla 6.	Contenido de aminoácidos en los granos (mg de aminoácido/16 g de nitrógeno).	27
Tabla 7.	Peso molecular (PM) de globulinas 7S de la accesión blanca de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.	42
Tabla 8.	Peso molecular (PM) de globulinas 7S de la accesión amarilla de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.	44
Tabla 9.	Peso molecular (PM) de globulinas 7S de la accesión roja de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.	46
Tabla 10.	Peso molecular (PM) de globulinas 7S de la accesión negra de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.	48
Tabla 11.	Comparación del peso molecular de globulinas 7S de las cuatro accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd, de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.	50

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Disposición geográfica de la producción de quinua a nivel mundial.	11
Figura 2. Producción de quinua a nivel regional.	16
Figura 3. Partes de la semilla de quinua.	19
Figura 4. Fases y etapas de desarrollo de la quinua.	22
Figura 5. Estructura del trímero de la globulina 7S.	30
Figura 6. Electroforesis de proteínas.	33
Figura 7. Peso en mg% de la fracción proteica (globulina 7S) (media \pm SD) en relación a las accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara).	41
Figura 8. Perfiles electroforéticos de globulinas 7S de la accesión blanca de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara.	43
Figura 9. Perfiles electroforéticos de globulinas 7S de la accesión amarilla de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara.	45
Figura 10. Perfiles electroforéticos de globulinas 7S de la accesión roja de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara.	47
Figura 11. Perfiles electroforéticos de globulinas 7S de la accesión negra de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara.	49
Figura 12. Perfiles electroforéticos de globulinas 7S de la accesión (blanca, amarilla, roja y negra) de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara.	51

ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 1. Constancia de identificación de la especie de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	73
Anexo 2. Esquema de metodología del trabajo de tesis: Caracterización de globulinas 7S de cuatro accesiones de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	74
Anexo 3. Protocolo de fraccionamiento y extracción de proteínas de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd según el método de Osborne.	75
Anexo 4. Esquema para la preparación de reactivos de trabajo para el gel de corrida (Método Laemmli).	76
Anexo 5. Flujograma de preparación de reactivos para electroforesis y geles de poliacrilamida SDS-PAGE.	77
Anexo 6. Preparación de reactivos para la coloración y decoloración de geles para electroforesis SDS-PAGE (Método Laemmli).	78
Anexo 7. Flujograma de preparación de los geles de poliacrilamida y preparación de las muestras a cargar para la electroforesis.	79
Anexo 8. Flujograma de electroforesis de la fracción proteica globulinas 7S de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	80
Anexo 9. Datos del peso de la fracción proteica globulinas 7S (pellet) obtenidos de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	81
Anexo 10. Análisis de varianza de residuales, prueba de normalidad de Anderson-Darling y prueba de homogeneidad de varianzas para peso de pellet de la fracción proteica globulinas 7S obtenidas de las accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara.	82
Anexo 11. Comparación de medias de pesos pellet por Tukey de la fracción globulinas 7S obtenidas de las accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara.	83
Anexo 12. Extracción de globulinas 7S de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd por el método de Osborne.	84
Anexo 13. Pellet de globulinas 7S de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd obtenido por el método de Osborne.	85

Anexo 14.	Electroforesis en gel de poliacrilamida (PAGE) con dodecilsulfato sódico (SDS) de la fracción: globulinas 7S de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	86
Anexo 15.	Corrida de geles de poliacrilamida (PAGE) con dodecilsulfato sódico (SDS) de la fracción globulinas 7S de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	87
Anexo 16.	Lectura de las bandas correspondientes a las globulinas 7S mediante un dispositivo de iluminación.	88
Anexo 17.	Perfil electroforético de “Globulinas 7S” de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	89
Anexo 18.	Análisis SDS-PAGE de “Globulinas 7S” de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	90
Anexo 19.	Determinación de peso molecular de la fracción proteica “Globulinas 7S” de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.	91
Anexo 20.	Matriz de consistencia.	92

RESUMEN

El objetivo del estudio fue fraccionar y caracterizar electroforéticamente la globulina 7S de cuatro accesiones de "*Chenopodium quinoa* Willd" (blanca, amarilla, roja y negra) procedente de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara de la región de Ayacucho. El estudio se realizó en el Laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Se utilizó el método de "Osborne" (1924) para fraccionar las proteínas según su solubilidad. Para la electroforesis de proteínas se diferenciaron utilizando geles de poliacrilamida al 10% en presencia de dodecilsulfato de sodio según el método de Laemmli (1970), y para estimar el peso molecular se usó el marcador Broad Range Protein Molecular Weight MarkersTM con un rango de 10 a 225 kDa. Según el análisis de fraccionamiento, las globulinas 7S obtenidas de las accesiones procedentes de las tres zonas en estudio fueron: blanca (18,33 mg%), amarilla (25,33 mg%), roja (21,67 mg%) y negra (14,67 mg%), siendo entre estas la accesión amarilla la de mayor peso promedio, seguida de la accesión roja. Al contrastar con la prueba de Tukey, se observó que los pesos obtenidos de las accesiones no mostraron diferencia significativa ($p > 0,05$) entre ellas. En cuanto a la caracterización electroforética, se obtuvo un total de 22 bandas, con un peso molecular de 7,98 hasta 25,46 kDa. Encontrándose bandas exclusivas de (21,05; 15,34; y 7,98 KDa) en la accesión blanca del distrito de Acos Vinchos; 16,00 KDa en amarilla de Acos Vinchos y de 8,50 KDa en amarilla de Chiara y bandas comunes de (24,92 kDa; 22,43 kDa; 20,61 kDa; 16,69 kDa; 9,05 kDa, y 8,68 kDa) entre ellas. Las primeras cinco bandas presentaron pesos moleculares altos, mientras que las bandas restantes tendieron a descender progresivamente. En todas las accesiones estudiadas, se observó este patrón electroforético con pesos moleculares y números de bandas similares.

Palabras clave: Fraccionamiento, electroforesis, globulinas 7S, proteínas de reserva, *Chenopodium quinoa* Willd.

I. INTRODUCCIÓN

Los granos andinos tienen una gran importancia en varias regiones del Perú y países cercanos. No sólo son parte de la dieta tradicional, sino que también están siendo reconocidos a nivel global (Fairlie, 2016).

Chenopodium quinoa Willd, "quinua", es un pseudocereal de la familia Chenopodiaceae de las amarantáceas, procedente de los Andes centrales y la región sur del país alrededor del lago Titicaca y se cultiva en la región andina desde hace más de siete mil años. Es una especie resistente que prospera en condiciones ambientales extremas, con gran adaptabilidad, creciendo desde el nivel del mar hasta los 3800 msnm, y se cultiva especialmente en la sierra peruana, como Cuzco, Junín y Puno, que son los mayores productores a nivel nacional (Pérez, 2005).

Es una especie cuyo grano tiene un excelente valor nutricional, por lo que es una importante fuente de alimento para las poblaciones rurales (Pérez, 2005). Según la OMS y la FAO, la quinua es el alimento ideal para el ser humano porque su proteína contiene el mejor equilibrio de aminoácidos. La Asamblea General de las Naciones Unidas declaró el 2013 como el "Año Internacional de la Quinua" por considerarla un pseudocereal de alto valor biológico (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación [FAO], 2011; Fairlie, 2016). La quinua es excepcionalmente rica en nutrientes, tanto en su totalidad como en comparación con otros alimentos básicos. Un aspecto clave es que las proteínas de la quinua contienen todos los aminoácidos esenciales en buen equilibrio, mientras que su contenido de grasa es libre de colesterol. Además, la quinua es una excelente fuente de proteínas, lípidos y carbohidratos. Esto se debe a que el embrión ocupa una proporción mayor de la semilla en comparación con los cereales comunes, lo que da como resultado un contenido relativamente alto de proteínas y aceite (Soto & Torres, 2015).

Las globulinas son el grupo de proteínas de almacenamiento más ampliamente distribuido y constituyen la mayoría de las proteínas en ciertos cereales. Se clasifican en dos grupos en función de sus coeficientes de sedimentación: vicilinas 7S y legúminas 11S. Las vicilinas, también conocidas como globulinas 7S, son proteínas de reserva que se encuentran en los cereales y pseudocereales como la quinua. Estas son relativamente hidrófobas y contienen predominantemente aminoácidos no esenciales como el ácido glutámico, el ácido aspártico, la serina y la asparagina. También son ricos en aminoácidos esenciales como leucina, lisina y triptófano, que son importantes para el crecimiento, la reparación y el mantenimiento de los tejidos del cuerpo humano (Jiménez et al., 2023). Sin embargo, a pesar de ser altamente nutritivo, existe una limitada información sobre pseudocereales como la quinua. La mayoría de investigaciones y datos disponibles se enfocan en leguminosas como los guisantes, la soya, los frijoles, y entre otros.

Por lo tanto, el propósito de esta investigación ha sido contribuir al conocimiento de la globulina 7S en términos de fracción proteica y peso molecular de las accesiones estudiadas. Además, se convierte en una fuente de información (inventario o línea base), lo que lo hace atractivo para investigaciones futuras para el desarrollo de un producto alimenticio enriquecido con esta proteína. Esto, a su vez, podría promover el consumo de quinua debido a su alto contenido proteico, que la convierte en una fuente atractiva de proteínas para la dieta humana. Por estas consideraciones, el objetivo general fue fraccionar y caracterizar electroforéticamente la proteína de reserva (globulina 7S) de cuatro accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara), Ayacucho. Los objetivos específicos fueron:

- Obtener la fracción proteica (Globulina 7S) de cuatro accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara), Ayacucho.
- Determinar el peso molecular de las globulinas 7S de cuatro accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara), Ayacucho.
- Comparar el peso molecular de globulinas 7S de cuatro accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara), Ayacucho.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes

2.1.1. Nivel internacional

Toapanta (2016) caracterizó aislados proteicos de *Chenopodium quinoa* Willd y evaluó su digestibilidad gástrica y duodenal in vitro utilizando harina desgrasada de quinua. Los aislados los obtuvo a pH 2, 3, 4, 5 y 6. El de superior porcentaje de rendimiento fue a un pH 4,0 con $6,29\% \pm 0,03$ y un contenido proteico de $64,97\% \pm 0,13$. El contenido proteico de todos los aislados superó el 50%. Utilizó electroforesis SDS-PAGE para caracterizar el aislado proteico de quinua, reveló la presencia de globulinas 7S (60 kDa), globulinas 11S (20 a 22 kDa) y albúmina 2S (14,4 kDa).

Tapia et al. (2016) realizaron investigaciones sobre aislamiento de proteínas de la variedad INIAP Tunkahuan de *Chenopodium quinoa* Willd "quinua" ecuatoriana con eliminación de compuestos fenólicos, para probables usos en nutrición y salud humana. Los estudios lo realizaron mediante el método de precipitación isoeléctrica con y sin remoción de compuestos fenólicos. Partiendo de la harina de quinua seca y deslipilizada, se solubilizó el contenido proteico a pH alcalino 11 y a pH ácido 5. Para evaluar su potencial tecnológico, cuantificaron las proteínas totales, las proteínas solubles y los compuestos fenólicos del aislado y un perfil electroforético mediante el método de electroforesis en gel de poliacrilamida sulfato dodecil de sodio (SDS-PAGE). Obtuvieron principalmente albúminas (66 kDa) y globulinas (55 kDa).

Ortiz et al. (2006), en su investigación de caracterización electroforética de las globulinas de *Theobroma cacao* "cacao" del grano fermentado de tres variedades, las globulinas fueron extraídas con solución de NaCl 0,5 M y luego analizadas mediante electroforesis SDS-PAGE unidimensional en gel de poliacrilamida al 20%. Los hallazgos mostraron diferencias significativas ($p < 0,05$) en el contenido de proteína en el polvo deslipilizada de los granos fermentados entre los tipos de

cacao (17,6-20,3%) y las parcelas (17,5-20,3%). Además, la cantidad de globulinas varió entre parcelas (15,3-30,4%), mientras que entre tipos (16,8-24,9%) no difirieron estadísticamente. El análisis electroforético de las globulinas reveló patrones con un total de 49 bandas débiles con movilidades relativas que oscilaron entre 0,21 y 0,97 y pesos moleculares que oscilaron entre 79 y 13,8 kDa, que variaron según la planta, especie de cacao y parcela.

López et al. (2017) examinaron los métodos de extracción secuencial y directa de proteínas de reserva de *Carya illinoensis* "nuez". Su objetivo fue determinar qué método es más efectivo para extraer estas proteínas y obtener fracciones puras. La extracción secuencial la realizaron con una proporción de 1:60 (harina: solvente), la extracción directa con una proporción de 1:10 (harina: solvente). La extracción secuencial aumentó la extracción de globulinas 11S, pero disminuyó la cantidad y totalidad de las glutelinas. Se observaron proteínas con pesos moleculares de 57, 42, 35, 34, 23, 21 y 15 kDa.

Slanac et al. (2014), caracterizó electroforéticamente las proteínas de *Sorghastrum setosum* "paja amarilla" incubadas en rumen de bovinos. De acuerdo con el procedimiento de buffer discontinuo de Laemmli modificado, la caracterización la realizó mediante electroforesis desnaturante con un gradiente de poliacrilamida 12% que contenía SDS. En el transcurso del proceso de degradación, observó cambios en el perfil proteico; descubrió nuevas bandas de alto y medio PM, así como bandas de bajo PM que se intensificaron. En el curso del proceso de degradación ruminal, reportó que las bandas de 24, 14 y 55 kDa estuvieron presentes durante las 120 horas de estudio.

Moreno et al. (2017) caracterizaron electroforéticamente las proteínas del endospermo de variedades venezolanas de *Oryza sativa* L "arroz". Su objetivo fue desarrollar un método sencillo y rentable para evaluar estos aspectos. Extrajeron las proteínas en función de su solubilidad en diferentes disolventes y utilizaron métodos colorimétricos para determinar la concentración de proteínas en cada fracción producida. Realizaron electroforesis sobre geles de poliacrilamida en condiciones desnaturantes y utilizando un gradiente discontinuo (12 a 16,5% de poliacrilamida). Descubrieron que las fracciones de albúmina y globulina del endospermo se pueden utilizar para diferenciar las variedades Araure, Centauro y D-Sativa mediante análisis electroforético. La fracción de glutelina mostró una situación similar, ya que se encontró un perfil polipeptídico distinto para cada tipo de semilla examinada. La fracción de globulina de las variedades analizadas

exhibió un perfil electroforético conformado por 14 bandas con un rango de peso molecular aproximado de 97,6 a 14,5 kDa.

Raya et al. (2012) realizaron un estudio sobre la composición mineral y proteínas de almacenamiento de la semilla de *Prunus serotina* "capulina". Su objetivo fue obtener el perfil electroforético de las proteínas de almacenamiento en almendra de capulín. Utilizaron geles de poliacrilamida al 10% en condiciones desnaturalizantes para la separación de proteínas. En cuanto al patrón electroforético de proteínas, el peso molecular de las albúminas osciló entre (65 y 20 kDa), las globulinas (65 y 14 kDa) y las prolaminas y glutelinas (65 y 12 kDa).

2.1.2. Nivel nacional

Moscoso et al. (2017), en el estudio de la semilla de *Chenopodium pallidicaule* Aellen "kañihua", su objetivo fue fraccionar y caracterizar proteínas de semillas de kañihua de los cultivares Ramis y Cupi-Sayhua mediante electroforesis. Se fraccionó mediante cinco técnicas basadas en la solubilidad de Osborne, para extraer albúminas, globulinas, prolaminas y glutelinas. Se identificaron los perfiles electroforéticos de las fracciones y se optimizó la metodología, los solventes y el tiempo de extracción. En comparación con la kiwicha y el trigo, la harina de kañihua y sus fracciones proteicas tuvieron el mayor contenido de proteína ($p \leq 0.05$). La tercera técnica logró el mayor rendimiento porcentual ($p \leq 0.05$) para albúminas y glutelinas durante una extracción secuencial de fracciones proteicas de una hora, mientras que la quinta técnica resultó eficaz para globulinas y prolaminas. La electroforesis reveló patrones similares en el número de bandas y diferencias en la densidad entre los dos cultivares.

Delgado & Pinto (2015) realizaron la cuantificación, fraccionamiento y caracterización de proteínas de almacenamiento en las semillas de "chía" *Salvia hispanica* L. "linaza" variedad negra, *Linum usitatissimum* variedad marrón y "quinua" *Chenopodium quinoa* variedad INIA Salcedo. Inicialmente, el aceite lo extrajeron de las semillas pulverizadas mediante el método Soxhlet. Luego, emplearon el método de Osborne modificado para fraccionar las proteínas de almacenamiento: albúminas, globulinas, prolaminas y glutelinas de las respectivas semillas. Los resultados mostraron niveles similares de proteínas de almacenamiento entre la chía y la linaza, con predominio de la fracción de glutelina respecto a la quinua. Finalmente, las proteínas de almacenamiento de las distintas semillas la caracterizaron mediante electroforesis SDS-PAGE, confirmando la existencia de glutelinas como fracción mayoritaria en las tres semillas. Utilizaron

el marcador de peso molecular de proteína preteñida See Blue Plus 2, lo que dio como resultado bandas de 10 y 20 kDa para la fracción proteica principal. Concluyeron que la chía y la linaza tienen un mayor contenido de proteínas de almacenamiento (glutelinas) en comparación con la quinua, lo que las convierte en excelentes opciones naturales para la dieta y nutrición.

Monteghirfo & Yarlequé (2017) utilizaron electroforesis unidimensional y bidimensional para caracterizar proteínas solubles de tres biotipos diferentes de "maca" *Lepidium peruvianum* G. Chacón. Reportaron que en el análisis electroforético unidimensional predominaban dos proteínas, que representaban el 72% del total de proteínas solubles. Una proteína tenía un peso molecular de 22,5 kDa que representa el 51% de proteína total, mientras que la otra tenía 17,0 kDa que representa el 21% de la proteína soluble total. El mapa electroforético bidimensional indicó que tanto la macatina como la proteína de 17,0 kDa eran básicas. La macatina fue la proteína mayoritaria y las proteínas solubles presentaron un patrón electroforético complejo.

Villanueva & Arnao (2007), aislaron y purificaron una proteína rica en lisina de 35 kDa de la fracción de albúmina de *Amaranthus caudatus*, también conocida como kiwicha. Se utilizaron técnicas cromatográficas y técnicas electroforéticas (SDS-PAGE y electro elución). La electroforesis SDS-PAGE reveló la presencia de un grupo de proteínas heterogéneas con pesos moleculares que oscilaron entre 10 y 80 kDa en la fracción de albúmina, existiendo 22 bandas proteicas, siendo una de las más abundantes la banda de 35 kDa.

2.2. Marco conceptual

2.2.1. Proteína

Las proteínas, cuyo nombre deriva de la palabra griega "proteios" que significa "primera" o "principal", están compuestas por largas secuencias polipeptídicas formadas por aminoácidos plegados entre sí mediante enlaces peptídicos. Representan el componente principal de las células y son necesarios para el crecimiento, reparación y renovación continua de los tejidos del cuerpo, lo que indica su necesidad continua. El número, orden y disposición de los aminoácidos son información contenida en genes que influyen en el nivel de estructura y función de las proteínas. Las proteínas realizan una variedad de funciones biológicas en el cuerpo, actuando como: enzimas, parte del sistema defensivo, componentes estructurales, transporte de otras moléculas, hormonas, receptores. La función biológica de cada molécula de proteína no solo está determinada por la secuencia

de aminoácidos unidos covalentemente, sino también por su conformación tridimensional (Baynes & Dominiczak, 2011).

2.2.2. Proteínas de reserva

Las proteínas de almacenamiento o reserva son proteínas que se producen durante la producción de semillas y se acumulan en cantidades significativas durante el periodo de maduración de la semilla. Como la albúmina y la caseína, que sirven como reserva de aminoácidos. Algunas proteínas almacenan aminoácidos, que el embrión en desarrollo utiliza como componentes nutritivos y estructurales. Por ejemplo, la gliadina de la semilla de trigo, la caseína de la leche o la ovoalbúmina de la clara de huevo (Lallana, Elizalde & García, 2005).

2.2.3. Globulinas

Las globulinas son un grupo de proteínas solubles en agua que se pueden encontrar en todo tipo de vegetales y animales. Las lactoglobulinas (de la leche), las ovo globulinas (del huevo), las seroglobulinas (de la sangre), la legúmina, el fibrinógeno, los anticuerpos (gamma-globulinas) y muchas proteínas de las semillas son algunas de las globulinas más importantes (Horton et al., 2008).

2.2.4. Globulinas 7S

Las vicilinas son un grupo de proteínas de almacenamiento codificadas por familias genéticas. Algunas de las vicilinas han sufrido mutaciones bastante significativas como para aceptar que su función ha cambiado; de hecho, han recibido nuevos nombres, como la convicilina que son un descubrimiento evolutivo que implica la ganancia de una nueva proteína para la planta y la adquisición de información dentro del propio gen (Cordero & Jarma, 2011).

2.2.5. Electroforesis

Metodología que utiliza la migración de moléculas en un campo eléctrico para separarlas, principalmente en función de su carga neta (Horton et al., 2008).

2.2.6. Electroforesis desnaturizante (SDS-PAGE)

La electroforesis en gel de poliacrilamida se realiza en presencia de un detergente: dodecilsulfato de sodio. Esto le permite separar proteínas basándose únicamente en su tamaño y no en su carga y tamaño (Horton et al., 2008).

2.2.7. Caótopos

Los caótopos como la urea y la tiourea rompen los puentes de hidrógeno, lo que hace que las proteínas se desplieguen y se desnaturalicen (Horton et al., 2008).

2.2.8. Agentes reductores

Los agentes reductores sirven para romper las interacciones intramoleculares e intermoleculares de los enlaces disulfuro (Horton et al., 2008).

2.2.9. Peso molecular

Es el resultado de la suma de las masas atómicas de los elementos que componen una molécula. El número y el tipo de aminoácidos de la cadena polipeptídica determinan el peso molecular (Baynes & Dominiczak, 2011).

2.2.10. Punto isoeléctrico (pI)

Debido a que su carga neta es cero, este es el pH en el que una molécula zwitteriónica no migra en un campo eléctrico (Horton et al., 2008).

2.2.11. Perfil electroforético o caracterización electroforética

Esta técnica es particularmente interesante como método analítico porque permite calcular el número de diferentes proteínas presentes en una preparación, así como la estimación de su peso molecular y punto isoeléctrico (Baynes & Dominiczak, 2011).

2.3. Bases teóricas

2.3.1. Quinoa (*Chenopodium quinoa*)

2.3.1.1. Origen e Historia

La quinoa es un pseudocereal herbáceo anual cuyo origen es en el altiplano o en los Andes de Chile, Colombia, Argentina, Bolivia, Ecuador y Perú. Tiene un alto contenido de almidón y proteínas, pero no pertenece a la familia de las gramíneas como los cereales, por lo que se le llama pseudocereal (FAO, 2011).

Willdenow describió la "quinoa" *Chenopodium quinoa* Willd como una especie nativa de América del Sur por primera vez en 1778. Según Buskasov, su centro de origen se encuentra en los Andes de Bolivia y Perú (FAO, 2011). Gandarillas confirma que su área de dispersión geográfica es extensa debido a su importancia social y económica, así como a la gran diversidad de ecotipos, tanto tecnificados como silvestres (Tapia et al., 1979).

Respecto al origen de las variedades nativas, Toro (1964) hizo una conexión entre la edad de cultivo y el origen de domesticación de la quinoa al estudiar la quinoa proveniente de Puno y Cusco. Utilizó el actual término quechua "kiuna" y los términos aimaras "jupha" y "jiura" como evidencia de qué poblaciones de las etnias aimara y quechua fueron los domesticadores originales de esta planta. Wilson (1990) sugiere que es muy probable que *Chenopodium hircimun*, considerablemente distribuido en los Andes, fuera uno de los ancestros de la

quinua y que la quinua moderna evolucionó y fue domesticada a partir de ella. Mujica & Jacobsen (2006) mencionan que existen al menos cuatro especies de *Chenopodium* relacionadas con la quinua, las cuales se encuentran en grandes cantidades en los Andes del sur. Estas especies son consideradas parientes y progenitoras de la quinua, a partir de la cual evolucionaron y fueron domesticadas las variedades actuales de quinua. Estas especies incluyen *Chenopodium carnosolum* y *Chenopodium hircinum* (FAO, 2014).

La planta de quinua ha sido cultivada por culturas precolombinas en la región andina desde hace aproximadamente 5 000 años, y ha sido un alimento básico en la dieta de los habitantes de los valles interandinos, zonas altas y frías, así como del altiplano. En términos de cultivo, es el grano andino más importante después del maíz (Mujica et al., 1993).

2.3.1.2. Distribución

La quinua es una especie con múltiples centros de origen y amplia distribución. Las orillas del lago Titicaca son consideradas la región con mayor diversidad y variación genética de la especie (FAO, 2011). De acuerdo con Lescano (1994), la quinua se cultiva en la región andina, desde Pasto en Colombia hasta las regiones del norte de Argentina (Salta y Jujuy) y Chile (Antofagasta). Además, se ha descubierto una especie de quinua al nivel del mar en la región de Concepción. Según Rojas, F. (1998), la quinua se encuentra desde los 5° de latitud norte en Colombia hasta los 43° de latitud sur en la región chilena. Se encuentra en altitudes que van desde el nivel del mar en Chile hasta los 4000 msnm en las tierras altas compartidas por Perú y Bolivia, dando lugar a plantas de quinua en zonas costeras, valles, valles interandinos, puna y altiplano.

La disposición de la quinua según países, regiones y sus zonas tradicionales de producción se muestra a continuación (Rojas et al., 2010):

- En Perú, las regiones de Cusco, Cajamarca, Puno (altiplano), Valle del Mantaro, Callejón de Huaylas, Andahuaylas, son las que destacan.
- En Bolivia, en los valles interandinos de Cochabamba, Chuquisaca, Oruro, en el altiplano de La Paz y Potosí, y Tarija, son las que resaltan.
- En Colombia, en las localidades de San Juan, Mocondino, Ipiales, Puesres, Contadero, Córdova y Pasto, en las ciudades de Nariño.
- En Ecuador, en las regiones de Loja, Latacunga, Ambato y Cuenca, Carchi, Imbabura, Pichincha, Cotopaxi, Chimborazo.

- En el altiplano chileno (Isluga e Iquique) y Concepción. Adicionalmente, se han registrado cultivos de quinuas en la Novena y Décima región (Barriga et al., 1994).
- En Argentina se cultiva de manera separada en Jujuy y Salta. El cultivo se extendió igualmente a los calchaquíes de Tucumán (González et al., 2009).

La distribución geográfica de la producción de quinua a nivel mundial se muestra en la Figura 1, destacando a Bolivia, Perú y Ecuador como los países productores más importantes. Sin embargo, después de más de dos décadas de trabajo en países potenciales de Europa, Asia, África, Australia, América del Norte, está claro que la producción de quinua está en camino de expandirse a otros países y diversas regiones del planeta debido a su extraordinaria adaptabilidad (FAO, 2011).



Figura 1. Disposición geográfica de la producción de quinua a nivel mundial. Fuente: (FAO, 2011).

2.3.1.3. Datos del cultivo

Desde el nivel del mar hasta los 4 000 msnm, se puede cultivar quinua, con ecotipos adecuados que van desde suelos salinos y alcalinos incluso zonas propensas a las heladas (FAO, 2011). El cultivo de quinua en las zonas marginales de los altos Andes la expone a diversos riesgos ambientales, como heladas, sequías prolongadas, granizo, fuertes vientos y suelos pobres y ácidos. Se propaga a través de semillas y normalmente germina en ocho a diez días, pero con el uso de germinadores se puede lograr en solo dos días (FAO, 2011).

Para comprender los sistemas de producción de quinua, es crucial tener en cuenta su capacidad de adaptación y expansión en diferentes condiciones climáticas y edáficas de las zonas agroecológicas donde se siembra. Se cultiva en el Perú desde el nivel del mar hasta los 3900 msnm, con mayor extensión entre los 2500 y 3900 msnm, en diversos microclimas. Generalmente, se cultiva en climas templados a fríos, con heladas frecuentes y necesitando de las precipitaciones pluviales (Soto et al., 2015). Es excepcionalmente adaptable a diversos niveles agroecológicos debido a las condiciones en las que se cultiva y a la gran diversidad genética que posee. Cuando las plantas de quinua se encuentran en la etapa de formación de semillas, pueden tolerar temperaturas tan bajas como -5 °C (FAO, 2011).

Esto convierte a la quinua en uno de los raros cultivos que prosperan incluso en condiciones climáticas y de suelo extremas. Por tanto, por su excelente adaptación al cambio climático y uso eficiente del agua, representa una excelente alternativa de cultivo ante el cambio climático que está alterando el calendario agrícola y provocando un calor cada vez más intenso (FAO, 2011).

La quinua se caracteriza por su alta plasticidad genética, lo que ha permitido cultivarla a nivel del mar, en monocultivo con maíz en las zonas quechuas (2500-3500 m), o alternando con papas en la zona solar (3600-3800 m), y exclusivamente en las regiones altas de los Andes aledaños al lago Titicaca (3810 m), en el Altiplano a 3900 m, y en el sur de Bolivia los salares (3 600 m). Por ello, uno de los métodos más cruciales para el desarrollo de la industria de la quinua es el estudio de su comportamiento fenológico y cómo se adapta a las diversas condiciones climáticas de los Andes (Estrada et al., 2014).

Tapia M. (2012) categorizó la quinua en cinco categorías en función de su adaptación a diversas situaciones agroecológicas: i) Quinua de zonas mesotérmicas de los valles interandinos; ii) Quinua de corto período de

crecimiento procedente del Altiplano norte del Lago Titicaca, compartida por Perú y Bolivia; iii) Variedades de quinua halófilas acondicionadas a suelos salinos y de superior tamaño de grano, provenientes del Altiplano sur del Salar de Bolivia; iv) Quinua cultivada al nivel del mar en el centro y sur de Chile; y v) Quinua procedente de la zona subtropical o los Yungas del declive oriental de los Andes en Bolivia. Para cada uno de estos tipos de quinua se han encontrado variedades tradicionales cultivadas por los agricultores durante siglos y, gracias a los esfuerzos de mejora de las investigaciones por instituciones, se han obtenido y probado nuevas selecciones en diferentes entornos con resultados variables (Soto et al., 2015).

2.3.1.4. Cultivo de quinua en el Perú

En Perú existen ocho bancos de germoplasma que mantienen 6302 accesiones de quinua. Estas accesiones se ubican en las instalaciones experimentales en Illpa (Puno-Banco Nacional), Andenes (Cusco), Canaán (Ayacucho), Santa Ana (Huancayo), Baños del Inca (Cajamarca), INIA y en la Universidad Agraria La Molina en Lima, la Universidad Nacional de San Antonio Abad en Cusco, y la Universidad Nacional del Altiplano en Puno. La Universidad Agraria la Molina con 2089 accesiones, la Universidad Nacional del Altiplano (1910) y la INIA Puno (1029) cuentan con las mayores colecciones (FAO, 2014).

Según el Catálogo de variedades comerciales de quinua en el Perú, la mayor parte de la producción de quinua se produce en el Altiplano y valles interandinos, aunque existe una tendencia a incrementar la producción en la costa debido a sus favorables características agroclimáticas. La Tabla 1 muestra 21 variedades comerciales de quinua, además de las variedades nativas propagadas por agricultores conservacionistas (Soto et al., 2015; Apaza et al., 2013).

Tabla 1. Características de las variedades comerciales de quinua.

Variedad	Áreas de producción	Cantidad de saponina	Tamaño de grano	Color de epispermo	Color de pericarpio
Rosada de Yanamango	Valles interandinos	Escasa	Mediano	Blanco	Crema
INIA 427 Amarilla Sacaca	Valles interandinos	Abundante	Grande	Blanco	Amarillo
INIA 431 Antiplano	Altiplano, Costa	Ninguna	Grande	Blanco	Crema
Illpa INIA	Altiplano	Ninguna	Grande	Blanco	Crema
INIA 415 Pasankalla	Altiplano, Valles interandinos, Costa	Ninguna	Mediano	Rojo	Gris
INIA 420 Negra Collana	Altiplano, Valles interandinos, Costa	Ninguna	Pequeño	Negro	Gris
Salcedo INIA	Altiplano, Valles interandinos, Costa	Ninguna	Grande	Blanco	Crema
Quillahuaman INIA	Valles interandinos	Regular	Mediano	Blanco	Crema
Ayacuchana INIA	Valles interandinos	Regular	Pequeño	Blanco	Crema
Amarillo Marangani	Valles interandinos	Abundante	Grande	Blanco	Anaranjado
Blanca de Junín	Valles interandinos, Costa	Regular	Mediano	Blanco	Crema
Blanca de Juli	Altiplano	Escasa	Pequeño	Blanco	Crema
Chweca	Altiplano	Escasa	Mediano	Blanco	Crema
Huacariz	Valles interandinos	Escasa	Mediano	Blanco	Crema
Hualhuas	Valles interandinos, Costa	Ninguna	Mediano	Blanco	Crema
Huancayo	Valles interandinos	Regular	Mediano	Crema	Crema
Kankolla	Altiplano	Poca	Mediano	Blanco	Crema
Mantaro	Valles Interandinos	Ninguna	Mediano	Blanco	Crema
Rosada de Junín	Valles Interandinos	Regular	Pequeño	Blanco	Crema
Rosada de Taraco	Altiplano	Abundante	Grande	Blanco	Crema
INIA 433 Santa Ana/AIQ FAO	Valles Interandinos	Ninguna	Grande	Blanco	Crema

Fuente: Catálogo de variedades comerciales de quinua en el Perú, 2013 (Apaza et al., 2013).

Tabla 2. Variedades de quinua que se cultivan en la región de Ayacucho.

Tipos de quinua	Color de grano	Sabor de grano
Amarilla Marangani	Amarilla	Amargo
Illpa INIA	Blanca	Dulce
INIA salcedo	Blanca	Dulce
431 INIA Altiplano	Blanca	Dulce
Hualhuas	Blanca	Dulce
Rosada Junín	Blanca	Dulce
Huancayo	Blanca	Dulce
INIA 433	Blanca	Dulce
Roja Pasankalla	Roja	Semi amarga
Blanca Junín	Blanca	Semi amarga
Amarilla Sacaca	Amarilla	Semi amarga
INIA 420 negra Collana	Negra	Dulce

Fuente: (Soto et al., 2020).

Tabla 3. Cultivares de quinua a nivel nacional.

Cultivar	Tamaño de grano	Color de grano	Sabor de grano	Regiones de producción
INIA 415 Pasancalla	Mediano	Rojo	Dulce	Puno, Arequipa
Blanca de Junín	Mediano	Blanco	Semidulce	Junín, Cusco, Cajamarca, Huancavelica, Huánuco
Rosa Junín	Pequeño	Crema	Dulce	La Libertad, Cajamarca, Junín, Cusco, Apurímac
Ayacuchana INIA	Pequeño	Crema	Dulce	Ayacucho, Apurímac, Huancavelica
Quillahuaman INIA	Mediano	Crema	Semidulce	Cusco
Mantaro	Mediano	Blanco	Dulce	Junín, Ayacucho, Ancash, Cajamarca
Hualhuas	Mediano	Blanco	Dulce	Junín
Huacariz	Mediano	Blanco	Semidulce	Junín
Rosada Yanamango	Mediano	Blanco	Semidulce	Junín, La Libertad
Salcedo INIA	Grande	Blanco	Dulce	Puno, Arequipa, Cusco, Moquegua
Illpa INIA	Grande	Blanco	Dulce	Puno, Arequipa, Cusco, Moquegua
Blanca de Juli	Pequeño	Blanco	Semidulce	Puno, Arequipa
Kancolla	Mediano	Blanco	Semidulce	Puno, Arequipa, Cusco
Cheweca	Mediano	Blanco	Semidulce	Puno, Arequipa, Cusco
Amarilla Marangani	Grande	Anaranjado	Amargo	Cusco, Apurímac, Ayacucho

Fuente: Instituto Nacional de Innovación Agraria, 2013 (Apaza et al., 2013).

2.3.1.5. Producción de quinua en el Perú

En Perú, se ha cultivado la quinua desde la época prehispánica y cuenta con una gran variedad genética, con aproximadamente 3000 ecotipos diferentes. Además, se conservan alrededor de 2 mil tipos de material genético en el Instituto de Innovación Agraria (INIA) (Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego [MIDAGRI], 2020).

En 2021, la producción de quinua alcanzó 106643 toneladas, lo que representa un aumento de 15,4% respecto del promedio histórico de 92326 toneladas y un aumento de 6,4% respecto a la producción de 2020. La mayor producción de quinua en 2021 se debió principalmente a aumentos importantes en Cusco (6 244 toneladas), Puno (1 719 toneladas) y Junín (1 209 toneladas), así como menores incrementos en Huancavelica, Huánuco y La Libertad. Sin embargo, en los departamentos de Ayacucho, Apurímac y Arequipa la producción disminuyó en aproximadamente 3450 toneladas en total (MIDAGRI, 2022).

Ayacucho, segundo productor más importante del país, siembra el 86,2% de la campaña entre octubre y diciembre. El 13,8% restante se recolecta principalmente en agosto y septiembre del año de inicio de campaña y enero del año siguiente (MIDAGRI, 2022).

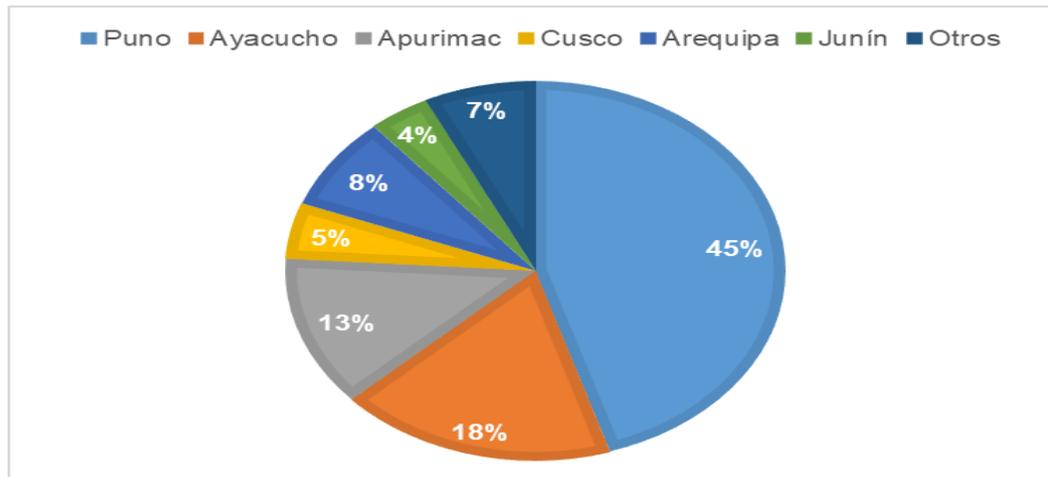


Figura 2. Producción de quinua a nivel regional.

Fuente: MINAGRI Perú, Elaboración Unidad de Inteligencia Comercial-SSE (MIDAGRI, 2020).

2.3.1.6. Diversidad genética y variedades de quinua

La región andina es uno de los ocho centros de origen y diversidad de cultivos. Se caracteriza por tener la mayor diversidad genética de quinua, tanto silvestre como cultivada, que aún se puede encontrar en condiciones naturales y en los campos de los agricultores andinos. La quinua ha recibido el mayor apoyo y dedicación entre los cultivos andinos, especialmente en Ecuador, Perú y Bolivia. Con base en

sus características de adaptación y algunos rasgos morfológicos altamente hereditarios, perceptibles y capaces de mantenerse en toda el área de difusión, la quinua se ha agrupado en cinco grandes grupos según las evaluaciones de variabilidad genética disponibles (FAO, 2011).

- **Quinuas desde el nivel del mar.** Ubicada a los 36° latitud sur en las regiones de Linares y Concepción (Chile). Se trata de plantas relativamente robustas que alcanzan una altura de 1,0 a 1,4 metros y tienen un crecimiento ramificado. Producen semillas transparentes de color crema, conocidas como Chullpi (FAO, 2011).
- **Quinuas de los valles interandinos.** Se encuentran entre 2500 y 3500 msnm y se caracterizan por su crecimiento extensivo, que puede alcanzar 2,5 metros o más de altura y tener muchas ramas. Su inflorescencia es laxa y suele mostrar resistencia al mildiú (*Peronospora farinosa*) (FAO, 2011).
- **Quinuas del altiplano.** El cultivo se realiza a gran escala como cultivo puro o único a una altitud entre los 3 600 y 3 800 msnm, correspondientes a la región del altiplano peruano-boliviano. Esta región ofrece la mayor variedad de caracteres y produce los granos más especializados para su uso. Las plantas suelen ser compactas y alcanzan una altura de 0,5 a 1,5 metros con un tallo que termina en una panoja principal. Este grupo tiene la mayor cantidad de variedades mejoradas y también los materiales más susceptibles al mildiú cuando se colocan en áreas más húmedas (FAO, 2011).
- **Quinuas de salares.** Crecen en las zonas de los salares al sur del altiplano boliviano, donde la precipitación es más baja, con una cantidad de 300 mm. Se cultiva como un solo cultivo a distancias de un metro por un metro y en hoyos para maximizar la humedad baja. Esta es la quinua con el tamaño de grano más grande (más de 2,2 mm de diámetro), conocida como "quinua Real". Tiene un pericarpio grueso con un alto contenido de saponina en sus granos (FAO, 2011).
- **Quinuas de los yungas.** Esta variedad de quinua se ha adaptado a las condiciones de la región de los Yungas en Bolivia, ubicada en altitudes que van desde los 1500 a los 2000 msnm. Su crecimiento es ligeramente ramificado. Son plantas de color verde que pueden alcanzar alturas de hasta 2,20 metros, pero durante la floración toda la planta se torna de color naranja (FAO, 2011).

La quinua cultivada es conocida por su gran diversidad genética, con variaciones en el color de la planta, las inflorescencias y las semillas, así como en el contenido de proteínas, saponinas y betacianinas en las hojas (FAO, 2011).

2.3.1.7. Importancia del cultivo

La quinua tiene un índice glucémico bajo, por lo que es ideal para personas con diabetes o quienes buscan perder peso mientras comen de manera saludable, además mejora significativamente el control del colesterol en sangre. En cuanto a micronutrientes, destaca por su contenido en minerales como potasio, magnesio, calcio, fósforo, hierro y zinc, además de vitaminas del complejo B y vitamina E con propiedades antioxidantes. Desde el punto de vista medicinal, la quinua tiene un gran potencial debido a su alta digestibilidad y propiedades nutricionales, además de ser baja en colesterol y gluten. Desde una perspectiva social, su facilidad de conservación y adaptabilidad a diversos ecosistemas garantizan la seguridad alimentaria de las personas (FAO, 2011; Fairlie, 2016).

2.3.1.8. Clasificación taxonómica

Según Cronquist, A. (1988), la posición taxonómica de *Chenopodium quinoa* Willd es la siguiente.

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Sub clase: Caryophyllidae

Orden: Caryophyllales

Familia: Chenopodiaceae

Género: *Chenopodium*

Especie: *Chenopodium quinoa* Willd.

Nombre común: "quinua", "quinoa".

2.3.1.9. Descripción botánica

La quinua es una planta dicotiledónea anual que suele ser herbácea y puede llegar a una altura de 0,2 a 3,0 metros. Las plantas pueden tener una variedad de colores que van desde verde, morado a rojo y colores intermedios entre estos. De acuerdo con el ecotipo, la raza, la densidad de siembra y las condiciones ambientales en las que se cultiva, el tallo principal puede ser ramificado o no. Comienza con una sección circular cerca de la raíz y se vuelve angular a la altura de las ramas y las hojas (Mújica, 1992).

2.3.1.10. Descripción de la semilla

El epispermo, el embrión y el perisperma son sus tres partes. El epispermo, que está unido al pericarpio y que cubre la semilla. El embrión representa aproximadamente el 30% del volumen total de la semilla, compuesto por dos cotiledones y la radícula, rodea al perispermo como un anillo, con una curvatura de 320 grados. La radícula tiene un tono castaño oscuro. El perispermo es el principal tejido de almacenamiento, de color blanquecino y compuesto principalmente por gránulos de almidón, representa el 60% de la semilla y reemplaza al endospermo. La Tabla 4 muestra las diversas tonalidades del perigonio, pericarpio y episperma, lo que explica por qué la inflorescencia de la quinua tiene una variedad de tonalidades (Tapia et al., 1979).

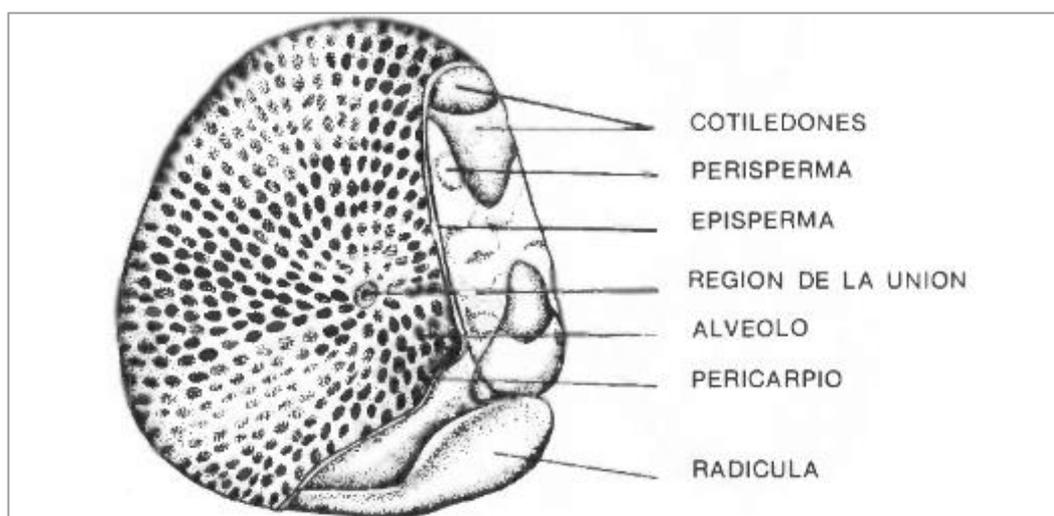


Figura 3. Partes de la semilla de quinua. Fuente: (Tapia et al., 1979).

Tabla 4. Coloración en el fruto y grano de la quinua.

Coloración en el fruto y grano de la quinua		
Episperma	Pericarpio	Perigonio
Traslúcido	Traslúcido	Verde
Blanco	Blanco oscuro	Rojo
Café	Blanco opaco	Púrpura
Café oscuro	Amarillo claro	
Negro- marrón	Amarillo intenso	
Negro- brillante	Anaranjado	
	Guinda	
	Rojo bermellón	
	Rosado	
	Café	
	Negro	
	Gris	

Fuente: (Tapia et al., 1979).

En su estudio, Villacorta y Talavera (1976) examinaron el epispermo e identificaron cuatro capas:

- a) La capa exterior, que le da a la semilla su aspecto amarillo áspero, quebradizo y seco. Se separa fácilmente con agua caliente (80 °C-100 °C). Esta capa contiene saponina.
- b) La segunda capa solo se puede ver cuando la primera capa es translúcida y difiere en color de la primera capa.
- c) La tercera cubierta es una membrana fina, opaca y ligeramente amarilla.
- d) La cuarta envoltura es translúcida y está formada por una hilera de células que recubren al embrión (Villacorta & Talavera, 1976).

- **La calidad de la semilla**

La semilla extraída del almacén no mejora al almacenarse; su calidad inicial solo se puede mantener con un almacenamiento adecuado. El deterioro de las semillas es irreversible. Existen muchas teorías sobre el envejecimiento de las semillas, incluida la disminución de los suministros alimentarios en el tejido embrionario, la inhabilitación de los procesos enzimáticos que controlan la función respiratoria, cambios en la mutación nuclear y variaciones físicas en la estructura de las proteínas y otros componentes de las células vivas. No se tiene mucho conocimiento sobre el deterioro y la degeneración de las semillas, y es improbable que exista una causa única. Los dos factores más influyentes en el almacenamiento son la temperatura ambiente y el contenido de humedad de las semillas. Un rasgo característico de la especie es la longevidad de las semillas. Es necesario aceptar que algunas semillas tienen una vida útil prolongada, mientras que otras, por naturaleza, tienen una vida útil más corta. Las cebollas son unas de las más difíciles de conservar, y la soja y el maní son semillas bastante delicadas entre las legumbres. En resumen, podemos decir que la longevidad de la semilla depende del tipo de semilla y de los factores que influyen en su almacenabilidad. Estos factores incluyen las condiciones ambientales de la planta madre durante el desarrollo, el manejo durante la cosecha, el procesamiento y acondicionamiento adecuados.

2.3.1.11. Desarrollo fenológico

- **Germinación**

Los cotiledones emergen del suelo, mientras que la radícula y el coleoptilo provienen de la semilla (FAO, 2016).

- **Desarrollo foliar**

Ocurre desde el surgimiento del primer al tercer par de hojas verdaderas fotosintéticamente activas (FAO, 2016).

- **Ramificación**

Comienza cuando se desarrollan más de cinco pares de hojas verdaderas en el tallo principal, y en las yemas axilares comienzan a formar ramas, lo que resulta en la pérdida de la simetría de la disposición de las hojas (FAO, 2016).

- **Desarrollo del botón floral**

En el ápice del tallo, protegido por hojas y cubierto por una pubescencia granular vesicular con abundante oxalato de calcio, el primordio o botón floral aparece paralelo a la ramificación (FAO, 2016).

- **Desarrollo de la inflorescencia o panoja**

Formación y crecimiento de inflorescencias; una estructura piramidal o cónica compuesta por yemas glomerulares que inician a alargarse y formar los ejes primario, secundario y terciario. Se forman flores y estructuras reproductivas; la longitud y el color de la inflorescencia dependen del genotipo y el entorno (FAO, 2016).

- **Floración**

El proceso comienza cuando las flores hermafroditas y pistiladas se abren simultáneamente, especialmente las hermafroditas que tienen anteras de color amarillo intenso y brillante. Las flores permanecen abiertas por un promedio de 5 a 7 días. La floración es sincronizada y puede durar de 12 a 15 días en una misma panoja. El color de las panojas se intensifica y el cultivo es bastante resistente a temperaturas extremas y sequía (FAO, 2016).

- **Antesis**

Precede a la etapa de floración. Es la fase en la que las flores hermafroditas liberan polen. Las flores hermafroditas producen mucho polen y hay muchos insectos, posiblemente polinizadores. Esta etapa concluye con la muerte de las anteras, el cierre del perigonio sepaloide y el desprendimiento de hojas en la base de la planta (FAO, 2016).

- **Grano, crecimiento y estado acuoso**

Luego de la fecundación, los frutos creados comienzan a desarrollarse y crecer. Esta fase de crecimiento del grano se conoce como “estado acuoso” porque están llenos de una sustancia acuosa. El proceso de formación de las partes esenciales del fruto, especialmente los cotiledones, puede ser observado. La duración de este

período puede variar dependiendo de la variedad y las condiciones ambientales (FAO, 2016).

- **Grano en estado lechoso**

Los granos, que han alcanzado su tamaño completo, comienzan a recibir fotosintatos de las hojas y de las partes verdes de las inflorescencias, provocando que la sustancia acuosa sea sustituida por una sustancia lechosa. El pigmento del fruto difiere del pigmento de los ejes de la inflorescencia, así como del perianto sepaloide (envoltura floral). En esta etapa, se puede notar que la parte superior de las hojas se mantiene verde y realiza la fotosíntesis de manera activa, mientras que los dos tercios inferiores comienzan a perder color o envejecen (FAO, 2016).

- **Grano en estado masoso**

Los frutos tienen una textura pastosa blanca, una apariencia similar a una masa y un contenido de humedad del 45% cuando se presionan. Aquí es donde la planta llega a su pleno desarrollo fisiológico. Se inicia la pérdida de humedad de la planta y de los granos hasta alcanzar la madurez de cosecha (FAO, 2016).

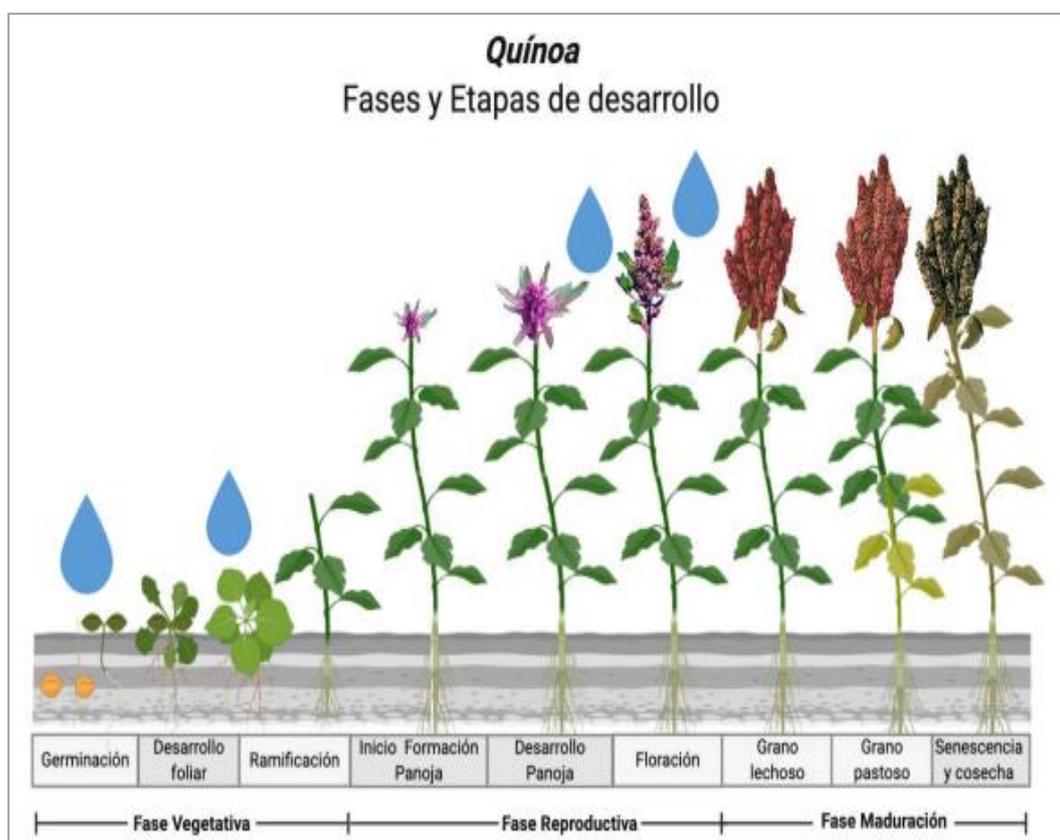


Figura 4. Fases y etapas de desarrollo de la quinua. Fuente: (Castillo et al., 2018).

2.3.1.12. Valor nutritivo y composición química del grano de quinua

Los pueblos andinos han utilizado la quinua en su dieta desde tiempos prehistóricos. Esto se debe a que, a través de una experiencia milenaria, se ha reconocido su valor nutricional, principalmente correctivo y terapéutico. En la dieta de los pueblos antiguos de América, la quinua fue el sustituto principal, o a veces único, de las proteínas animales. De hecho, el consumo de leche, carne y huevos no ha sido típico ni común en las poblaciones campesinas. En muchos lugares, la quinua sigue siendo el alimento proteico principal (Tapia et al., 1979).

El valor real de la quinua radica en la calidad de sus proteínas, la cual se debe a la combinación de un mayor porcentaje de aminoácidos esenciales necesarios para la nutrición humana, lo que le confiere un gran valor biológico (Tapia et al., 1979).

Los beneficios típicos del cultivo de quinua provienen de su alto valor nutricional. Dependiendo de la variedad, el contenido de proteína de la quinua oscila entre el 13,8% y el 21,9%. La quinua es considerada el único alimento de origen vegetal que aporta todos los aminoácidos esenciales, lo cual se acerca mucho a los estándares nutricionales establecidos por la FAO debido a su alto contenido de aminoácidos esenciales en su proteína. El estudio de los aminoácidos esenciales en la proteína de quinua es similar al de la proteína de la leche y superior al del trigo, la cebada y la soja (Daza et al., 2015).

- **Composición química**

La quinua es una excelente fuente de hidratos de carbono, proteínas y lípidos, esto porque el embrión abarca la mayor proporción de las semillas que los cereales regulares. Debido a su comportamiento aminoacídico similar al de las leguminosas, la quinua se considera un pseudocereal. El grano, las hojas y las inflorescencias de la quinua son fuentes de proteínas de buena calidad, lo que es una característica importante. La excelencia nutricional del grano depende de su contenido y calidad proteínica, ya que contiene una gran cantidad de aminoácidos, mientras que otros cereales carecen de estos. Aunque la harina cruda y sin lavar tiene un alto contenido de nutrientes, las investigaciones han demostrado que los aminoácidos de las proteínas no están completamente disponibles debido a sustancias que dificultan la utilización biológica de los nutrientes. Estas sustancias son glucósidos, llamados saponinas (Jacobsen, 2003).

El contenido de proteínas y lípidos de este grano es superior al de otros cereales, y su valor nutricional, resultante de la composición de aminoácidos esenciales en

calidad y cantidad, lo convierte en un alimento perfecto para el organismo (FAO, 2014; Rojas et al., 2016), también resaltan la alta concentración de ácidos grasos esenciales y minerales como Fe, Cu Ca, Zn y Mg, así como otros componentes químicos (Jacobsen, 2003).

La quinua también tiene un alto porcentaje de fibra dietética total (FDT), lo que la convierte en un alimento perfecto para limpiar el cuerpo de toxinas y desechos que pueden dañarlo (FAO, 2011).

Tabla 5. Composición de cereales y granos andinos (g/100 g).

Componente	Quinua (%)	Trigo (%)	Avena (%)	Maíz amarillo (%)
Proteína	12	9	11	8
Carbohidratos	68	72	69	73
Lípidos	6	2	10	0,3
Humedad	11	17	9	17
Ceniza	3	1	6	1
Fibra	7	3	3	4

Fuente: (Collazos, 1996).

- **Factores antinutricionales de la quinua**

El contenido de antinutrientes en la quinua disminuye la absorción de nutrientes esenciales como proteínas y minerales. Los antinutrientes más destacados en la quinua son las saponinas, los fitatos, los taninos y los inhibidores de proteasa (FAO, 2011).

- **Saponina**

La quinua contiene un contenido de saponinas que oscila entre el 0,1 y el 5%. Para consumirla es necesario retirar el pericarpio del grano de quinua porque tiene saponina, la cual le da un sabor amargo. Estas moléculas se encuentran en altas concentraciones en la cáscara del grano y son el principal factor antinutricional presente en el grano (FAO, 2011).

- **Niveles de saponina en la quinua**

Hay dos tipos de quinua: la quinua amarga, que tiene altas cantidades de saponinas en el epispermo del grano, como las variedades Real y Amarilla de Maranganí; y la quinua dulce, que tiene bajos niveles de saponinas y solo requiere un simple lavado antes de su uso, como las variedades Blanca de Junín, Samaja, Blanca de Juli, Cheweca de Puno y Nariño. Según su contenido de saponinas, el grano se puede clasificar de la siguiente manera: (Vargas et al., 2019).

- Quinua dulce: < 0,06% de saponina.
- Quinua amarga: > 0,16% de saponina.
- Quinua libre (lavada): 0,00% de saponina.

2.3.1.13. Proteínas

Las proteínas son macromoléculas orgánicas compuestas principalmente de carbono, hidrógeno, oxígeno y nitrógeno, y también pueden contener azufre, fósforo y mínima proporción de hierro y cobre (Alegria, 2016). Pueden cumplir diversas funciones, como transportadoras, catalizadores, como elementos estructurales, en los sistemas contráctiles y como elementos nutritivos de reserva (Alegria, 2016).

Se pueden categorizar de la siguiente manera de acuerdo a:

- Propiedades físicas.
- Propiedades químicas.
- Criterios estructurales.
- Criterios funcionales.
- Proteínas de reserva.

Tres grandes grupos principales componen las proteínas de las semillas:

- Proteínas estructurales son componentes estructurales de la célula.
- Proteínas con actividad biológica (que suelen ser enzimas).
- Proteínas de reserva o almacenamiento.

Según sus funciones fisiológicas, las proteínas de las semillas se pueden dividir en tres grupos: 1) enzimas, que son las principales responsables de movilizar las reservas (como la cisteína endopeptidasa y la proteinasa); 2) proteínas de almacenamiento (que son diferentes de las que se localizan en las partes vegetativas de la planta, pero que a menudo se utilizan para alimentar a la plántula antes de que se convierta en un organismo autótrofo; como protectores celulares durante la fase de desecación de las semillas y como parte de la dieta de algunos animales) y 3) proteínas estructurales (Azcón & Talón, 2013).

Las semillas contienen las sustancias distintivas de los tejidos vegetales, especialmente aquellas utilizadas como reservas, como carbohidratos, proteínas y aceites en proporciones variables según la especie (Gómez & Minelli, 1990). La supervivencia de la semilla hasta que la plántula se desarrolle lo suficiente como para realizar la fotosíntesis depende de la movilización de estas reservas durante la germinación. La composición química de semillas de una misma especie y variedad es generalmente bastante uniforme, lo que indica que no existe mucha variación entre un grano y otro (Pita & Pérez, 1998).

2.3.1.14. Proteínas de la quinua

En comparación con la guía recomendada por la FAO para los aminoácidos esenciales para niños de 3 a 10 años, la quinua superó los niveles recomendados para los ocho aminoácidos esenciales (Daza et al., 2015).

El embrión contiene gran parte de proteínas de la quinua; estas son principalmente albúminas y globulinas. La principal molécula de globulina, conocida como globulina 11S o quenopodina, tiene pesos moleculares de las subunidades α y β de 22 a 23 kDa y 32 a 39 kDa, respectivamente. Estas proteínas tienen una composición de aminoácidos similar a las globulinas de leguminosas (Soto et al., 2015). En 1978, Scarpati de Briceño descubrió que la composición proteica de la quinua estaba compuesta por un 45% de albúminas y globulinas, un 23% de prolaminas y un 32% de glutelinas. Las proteínas solubles (globulinas y albúminas) tienen mayores cantidades de aminoácidos esenciales, particularmente lisina, en comparación con las proteínas insolubles (prolaminas y glutelinas). La quinua tiene el doble de proporción de lisina, un aminoácido limitante en los alimentos de origen vegetal, y una concentración de metionina un 25% mayor que otros cereales. Su concentración de triptófano es similar a la de la cebada, la avena y el trigo. Al contrario, pasa con la metionina, que es su aminoácido limitante. La composición de aminoácidos en los granos andinos está poco estudiada (Repo, 2014).

Tabla 6. Contenido de aminoácidos en los principales granos (mg de aminoácido/16 g de nitrógeno).

Aminoácidos	Quinoa	Kiwicha	Trigo	Kañiwa	Arroz
% N del grano	2,05	2,15	2,24	2,51	1,52
% proteína	12,80	13,40	14,00	15,70	9,50
Ácido aspártico	7,80	7,40	4,70	7,90	8,00
Treonina*	3,40	3,30	2,90	3,30	3,20
Serina	3,90	5,00	4,60	3,90	4,50
Glicina	5,00	7,40	6,10	5,20	4,10
Alanina	4,10	3,60	3,50	4,10	5,20
Valina*	4,20	3,80	4,60	4,20	5,10
Isoleucina*	3,40	3,20	4,30	3,40	3,50
Leucina*	6,10	5,40	6,70	6,10	7,50
Tirosina*	2,50	2,70	3,70	2,30	2,60
Fenilalanina*	3,70	3,70	4,90	3,70	4,80
Lisina*	5,60	6,0	2,80	5,30	3,20
Histidina*	2,70	2,4	2,00	2,70	2,20
Arginina*	8,10	8,20	4,80	8,30	6,30
Metionina*	3,10	3,80	1,30	3,00	3,60
Cistina*	1,70	2,30	2,20	1,60	2,50
Triptófano*	1,10	1,10	1,20	0,90	1,10
Ácido glutámico	13,20	15,60	31,30	13,60	16,80
Prolina	3,40	3,40	10,40	3,20	4,00

* Aminoácidos esenciales. Fuente: (Repo et al., 2003; Mujica & Jacobsen, 2006).

Los estándares de nutrición humana de la FAO se alinean estrechamente con los aminoácidos que se encuentran en la quinua. Según Risi & Galey (1984), la quinua tiene un equilibrio superior de aminoácidos esenciales en comparación con la cebada, el trigo y la soja, y se compara favorablemente con la proteína de la leche. Debido a que el cuerpo humano no puede producir los aminoácidos esenciales, que se encuentran en abundancia en las proteínas de alta calidad alimenticia, es necesario consumirlos diariamente (FAO, 2011).

La proteína de la quinua tiene una alta tasa de digestibilidad del 92%, mientras que la utilización neta y el valor biológico de la proteína son del 76% y 83% respectivamente. Los péptidos bioactivos se forman durante la digestión o la cocción. Estos péptidos pueden desempeñar un papel importante en la regulación del metabolismo y pueden usarse como nutracéuticos o como parte de alimentos funcionales para promover la salud general y prevenir enfermedades (Repo, 2014).

2.3.2. Proteínas de reserva

Las proteínas de almacenamiento, llamadas así porque carecen de función metabólica o estructural, se acumulan en cuerpos específicos llamados cuerpos

proteicos, repartidos al azar en el citoplasma. Las proteínas de almacenamiento constituyen la mayor parte y se depositan en los cuerpos proteicos durante el desarrollo del endospermo. Proporcionar un soporte de carbono y nitrógeno para la germinación de la semilla es su función fisiológica. Si se acopian en cantidades significativas en los cuerpos proteicos de las semillas, se sintetizan durante el desarrollo del grano, se hidrolizan durante la germinación y el crecimiento de la semilla y tienen un alto nivel de aminoácidos ricos en nitrógeno, se catalogan como proteínas de reserva. En las semillas, las proteínas de almacenamiento, por su abundancia, así como por su importancia económica y nutricional, fueron las primeras en ser caracterizadas (Lallana et al., 2005).

2.3.2.1. Clasificación de principales proteínas de reserva

Se ha sugerido una clasificación reciente para describir las proteínas de almacenamiento en las semillas, basada en su estructura genética, similitud en la estructura primaria y forma de almacenamiento. Según esta clasificación, las proteínas de reserva en las semillas se dividen en prolaminas y glutelinas, que se encuentran principalmente en los cereales, y globulinas, que se encuentran principalmente en las legumbres (Lallana et al., 2005).

La proteína de la semilla se encuentra principalmente como proteína de almacenamiento sin actividad enzimática y es solamente una fuente de aminoácidos, nitrógeno y carbono necesarios para el crecimiento de la planta. Se almacenan en cuerpos proteicos en forma insoluble, se clasifican según su solubilidad y perduran al proceso de desecación durante mucho tiempo. Las albúminas y las globulinas son los grupos de proteínas de almacenamiento más importantes que constituyen la fracción proteica en las semillas de quinua (44-77%) (Chito et al., 2017).

Se identificaron los tres tipos principales de proteínas de reserva, primero por su solubilidad y luego por comparar las secuencias de ADN de los genes que las codifican (Courtis, 2013). Acorde a su solubilidad, las proteínas de reserva o almacenamiento, según el método Osborne, se clasificaron en cuatro clases de acuerdo a la solubilidad que mostraban en los siguientes disolventes: agua, cloruro de sodio, etanol o álcalis (Osborne, 1924). La albúmina (agua), las globulinas (NaCl 0.1 M), las prolaminas (etanol 40-70%) y las glutelinas (residuos de proteínas), esta última solo se puede extraer con disolventes como 2-mercaptoetanol o DTT (ditiotreitól), ya que tienen la capacidad de romper los

puentes disulfuro intramoleculares. Todo ello se consigue mediante sucesivas extracciones con estos solventes. (Hernández et al., 2015).

- Las albúminas son solubles en agua y en un tampón diluido en un pH de 8.
- Las globulinas no se disuelven en agua, pero sí en soluciones salinas.
- Las prolaminas son solubles en etanol.
- Las glutelinas son solubles en ácidos y álcalis diluidos.

2.3.2.2. Proteínas de reserva de la quinua

La fracción proteica de las semillas de quinua se compone principalmente de albúminas y globulinas (44-77%), con la quenopodina como la principal globulina. La quinua se clasifica como grano libre de gluten y es un alimento importante para las personas con intolerancia al gluten debido a su bajo porcentaje de prolaminas (menos del 7%). Varios autores encontraron niveles moderados de glutamina y ácido glutámico (27 y 23%, respectivamente), y niveles mínimos de prolina (0 y 3%). Asimismo, debido a su baja alergenicidad, la quinua también se promociona como un sustituto del arroz para la alimentación de los niños. Demostrando que los pacientes celíacos pueden tolerar un consumo de 50 g de quinua por día (Chito et al., 2017).

2.3.3. Globulinas

Las globulinas forman un grupo de proteínas de almacenamiento que constituyen la mayor proporción en la familia de las leguminosas. Casi todas las plantas producen globulinas de almacenamiento o reserva en cantidades variables. Son proteínas que no se disuelven en agua, pero sí en soluciones salinas; se encuentran en todos los animales y vegetales. Se encuentran en los embriones de la gran parte de semillas y contribuyen en acrecentar la calidad nutricional de los granos como las propiedades funcionales de estos.

Las globulinas 7S, también conocidas como vicilinas, y las globulinas 11S, también conocidas como legúminas, son las categorías en las que se clasifican según su coeficiente de sedimentación. Debido a que la gran parte de ellos tienen una alta cantidad de nitrógeno, implican grandes cantidades de ácido glutámico, ácido aspártico, leucina, aminoácidos esenciales y amidas, lo que se ajusta perfectamente a su función (Cordero & Jarma, 2011; Heldt & Heldt, 2005).

2.3.3.1. Globulinas 7S o vicilina

Son estructuras triméricas con subunidades de alrededor de 50 kDa y una secuencia de aminoácidos similar a la de las legúminas. Sin embargo, su forma principal es como un trímero, con los monómeros compuestos solo por una cadena

peptídica. En ausencia de cisteína, los monómeros de vicilina no pueden formar puentes de disulfuro. Las vicilinas, a diferencia de las legúminas, están con frecuencia glicosiladas y contienen restos de carbohidratos como manosa, glucosa y N-acetilglucosamina. Las convicilinas, cuya masa molecular es de aproximadamente 70 kDa, son proteínas análogas a las vicilinas (Cordero & Jarma, 2011). Los trímeros contienen dos subunidades, unas de 70-80 kDa de peso molecular y otras de 50 kDa. Es evidente la similitud de secuencia entre los dos. Las más grandes tienen un inserto en el extremo N-terminal que tiene características claramente hidrofílicas (Quiroga, 2008).

En comparación con las leguminosas 11S, se encuentran en menor cantidad, se localizan en el embrión y en la capa de aleurona de cereales. La faseolina fue la primera proteína de reserva del tipo 7S con una estructura tridimensional descrita, y luego se descubrió la canavanina. En el momento actual, las subunidades del 7S más estudiadas son las de la soja y el frijol (Cordero & Jarma, 2011).

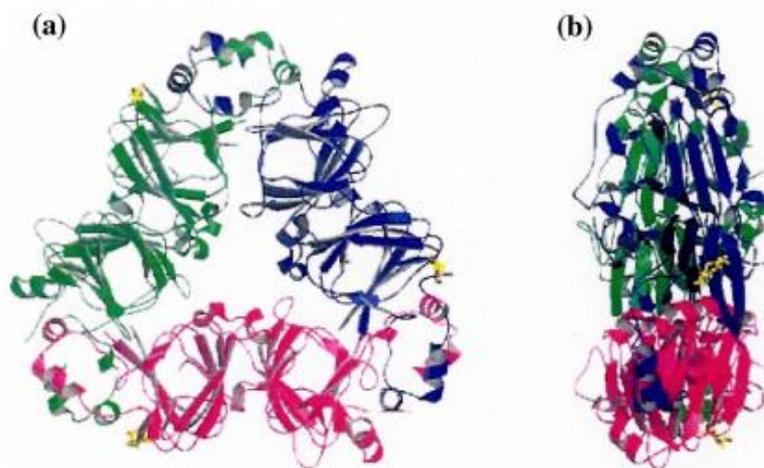


Figura 5. Estructura del trímero de la globulina 7S.

Los colores rosa, verde y azul representan los monómeros. El color amarillo indica las posiciones glicosiladas. (a) y (b) son vistas de la molécula giradas 90° entre sí (Adachi et al., 2003).

Las subunidades de globulinas 7S constan de dos módulos estructurales idénticos. Ambos tienen un dominio de barril β seguido de un dominio de hélice α . La conformación trimérica que obtienen estas proteínas está mediada por la interacción de dominios α hélice. Estos dominios actúan como ganzúas e interactúan con los dominios α -hélice de otra subunidad cercana. A causa de la falta de cisteína, los monómeros de vicilina no pueden formar enlaces disulfuro (Quiroga, 2008).

2.3.3.2. Globulinas 11S o legúminas

Es la proteína de almacenamiento principal de las semillas de leguminosas. Forman puentes disulfuro. Mucho más comunes que las vicilinas, son proteínas complejas compuestas por seis subunidades, cada una de las cuales consta de dos polipéptidos unidos por un enlace disulfuro. El peso molecular de este hexámero es de 300 a 400 kDa. La cadena α larga suele tener un peso molecular alrededor de 35-40 kDa y la cadena β corta un peso molecular de 20 kDa. Los hexámeros pueden consistir en diferentes monómeros (α y β). Determinadas globulinas 11S tienen metionina, mientras que otras no (Heldt & Heldt, 2005).

Por lo general, son oligómeros hexaméricos con un punto isoeléctrico ácido y otro alcalino; estos dos polipéptidos están unidos por enlaces no covalentes, tienen puentes disulfuro y no tienen aminoácidos azufrados y no están glicosiladas salvo los de Lupinos (Cordero & Jarma, 2011).

2.3.3.3. Síntesis, transporte y ensamblado de globulinas 7S

En las semillas, la formación y almacenamiento de proteínas de reserva está controlada temporal y espacialmente, sucede únicamente en tejidos particulares y en un momento determinado del acrecentamiento de las semillas. Las globulinas de almacenamiento se producen como un precursor (pre-proteína) en ribosomas que están conectados al retículo endoplásmico rugoso, que tienen un péptido señal en el extremo N-terminal (Quiroga, 2008).

El péptido señal permite la translocación transmembrana desde el citosol a la luz del RE. Las pro globulinas resultantes se pliegan hasta cierto punto y se combinan para formar trímeros en la luz del retículo endoplásmico. En este lugar también se forman enlaces disulfuro (Quiroga, 2008).

Después de que se conforman el trímero de vicilinas y legúminas, estas se trasladan desde el RE al complejo de Golgi a través de vesículas envueltas de proteínas llamadas COP II. Estas vesículas se unen a una parte del complejo de Golgi llamado cis-Golgi y dejan allí su carga. Luego, esta carga es trasladada al trasn-Golgi por medio de un mecanismo de cisternas. En este punto, las vicilinas se glicosilan mediante el enlace de un glicósido abundante en manosa; entretanto la mayoría de las leguminosas, salvo la que pertenece al lupino, permanecen sin glicosilar. Después de que las proteínas de reserva de semillas sean trasladadas a las vacuolas de almacenamiento de proteínas (VAPs), la gran parte de ellas pasan por un cierto tipo de tratamiento enzimático (Quiroga, 2008).

2.3.4. Electroforesis

La electroforesis separa proteínas en función de su migración bajo la influencia de un campo eléctrico; estas partículas se mueven hacia el cátodo o ánodo dependiendo de su estructura tridimensional, carga y peso molecular. Destacando que los métodos electroforéticos a escala analítica son altamente sensibles, tienen poder de resolución y son versátiles y útiles para separar combinaciones complejas de ácidos nucleicos, proteínas y otras biomoléculas. Estas técnicas también proporcionan información sobre las propiedades ácido-base de las proteínas en un extracto crudo, necesaria para realizar una separación cromatográfica basada en diferencias de carga. De manera similar, se puede emplear para determinar parámetros como el peso molecular, el punto isoeléctrico y el número de cadenas polipeptídicas en una proteína (Horton et al., 2008).

2.3.4.1. Determinación de la pureza y del peso molecular de las proteínas por electroforesis (SDS-PAGE)

La técnica de electroforesis se emplea para separar diferentes tipos de moléculas cargadas, como aminoácidos, polipéptidos, proteínas y ADN. Después de aplicar una corriente eléctrica a las moléculas disueltas en una solución tampón, aquellas con una carga neta negativa a un pH elegido migran al ánodo, mientras que las moléculas con una carga neta positiva se mueven al cátodo. Para reducir la difusión y la convección se suelen utilizar soportes porosos como papel, acetato de celulosa o geles poliméricos. La electroforesis se puede utilizar para fraccionar proteínas preparadas a pH fisiológico, de forma similar a la cromatografía. Varios tipos de proteínas solubles se mueven a diferentes velocidades en el campo eléctrico, dependiendo de la relación carga-masa de cada molécula. El detergente desnaturante dodecilsulfato de sodio (SDS) se usa comúnmente en sistemas de electroforesis en gel de poliacrilamida (PAGE) para separar y determinar subunidades de proteínas según su peso molecular (Baynes & Dominiczak, 2011). Un reactivo de tiol como el β -mercaptoetanol y el SDS se utilizan comúnmente en la preparación de proteínas para reducir los enlaces disulfuro. Cada molécula de proteína tiene la misma relación masa-carga porque el enlace de SDS se ajusta a la longitud de la secuencia peptídica y la movilidad relativa de las proteínas es proporcional al peso molecular de la secuencia polipeptídica. La alteración del estado de reticulación del gel de poliacrilamida provee selectividad para proteínas de diversos pesos moleculares. La homogeneidad de las preparaciones de proteínas purificadas se puede analizar inmediatamente utilizando SDS-PAGE,

tiñéndolas con tintes sensibles y específicos como el azul de coomassie o el método de tinción con plata (Baynes & Dominiczak, 2011).

La electroforesis es un método que separa biomoléculas cargadas en función de su velocidad de migración en un campo eléctrico aplicado. SDS-PAGE implica la polimerización y reticulación de acrilamida para crear una matriz porosa. El SDS desnatura las proteínas y se une a ellas en una proporción de una molécula de SDS por cada dos enlaces peptídicos. Cuando se combina con agentes reductores como 2-mercaptoetanol o ditioneitol para romper los enlaces disulfuro, SDS-PAGE separa los componentes polipeptídicos de proteínas multiméricas (Baynes & Dominiczak, 2011).

El índice de migración se calcula en función de la resistencia física que encuentra cada péptido al atravesar la matriz de acrilamida. Esto se debe a la proporción casi igual de carga y masa en cada complejo polipeptídico SDS. Cuando los complejos más grandes encuentran una mayor resistencia, los polipéptidos se separan en función de su peso molecular relativo (o masa molecular). Los polipéptidos individuales retenidos en un gel de acrilamida se pueden plasmar coloreándolos con azul de coomassie (Murray et al., 2010).

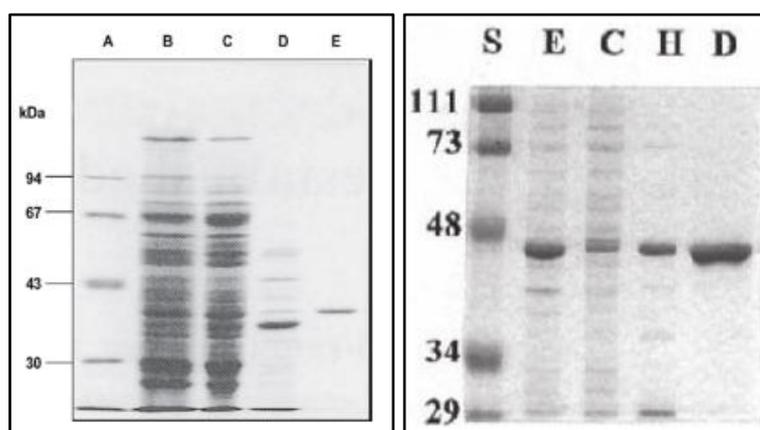


Figura 6. Electroforesis de proteínas.

a. Electroforesis de poliacrilamida en presencia de dodecil sulfato de sodio (SDS-PAGE). b. Empleo de SDS-PAGE para analizar la purificación continua de una proteína recombinante, teñido con coomassie. Fuente: (Murray et al., 2010; Baynes & Dominiczak, 2011).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ejecución

Laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga.

3.1.1. Ubicación política

Región : Ayacucho

Provincia : Huamanga

Distrito : Ayacucho

Lugar : Laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas

3.2. Población y muestra

3.2.1. Población

Semillas de cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd.

3.2.2. Muestra

500 g de semillas de cuatro accesiones de quinua (blanca, amarilla, roja y negra).

3.3. Sistema de muestreo

Por conveniencia.

3.4. Metodología y recolección de datos

3.4.1. Procedimiento para la recolección de datos

3.4.1.1. Procesamiento de muestras (limpieza)

Los granos de quinua recolectados en campo fueron procesados en el laboratorio para liberarlos de impurezas, la calidad de grano apropiado se logra con la ayuda de un tamiz para remover las partículas pequeñas y el polvo adherido, luego los granos se dejaron caer desde una altura de 1 m para terminar de liberar a los granos de las impurezas.

Seguidamente, se procedió a almacenar los granos seleccionados en envases codificados. Posteriormente, se pesó 100 g de quinua, se secó en la estufa modelo Labor Muszeripari Muvek a 40 °C x 24 h y luego se molieron.

3.4.1.2. Extracción de lípidos

- Se pesó 0,2 g de muestra de quinua molida.
- Se deslipidizó con n-hexano proporción 1/10 (P/V) durante 24 h. Posteriormente, se llevó al vórtex por 20 min con intervalos de 5 min.
- Luego se centrifugó a 17 000 G por 15 min.
- Se extrajo el sobrenadante a tubos nuevos.

3.4.1.3. Extracción de la fracción proteica

- **Fraccionamiento secuencial de proteínas de almacenamiento de semillas de quinua**

Se realizó por diferencia de solubilidad de proteínas según el método Osborne (1924), con algunas modificaciones. La harina desgrasada se utilizó para extraer diferentes fracciones proteicas. La primera extracción se inició resuspendiendo los tubos deslipidizados del procedimiento anterior con 2 mL de: CaCl_2 10 mM, MgCl_2 10 mM a pH 8,0; posteriormente se llevó a vórtex por 10 min a temperatura ambiente, luego al agitador por 1 hora a 130 RPM a 4 °C (para lograr esta temperatura se colocó los tubos eppendorf en un recipiente lleno de hielo), pasado ese tiempo se llevó a la centrifuga refrigerada a 17 000 G durante 1 hora a 4 °C, recuperando en el sobrenadante la fracción de albúminas.

Posteriormente, se realizó una segunda extracción con el residuo (precipitado) obtenido del procedimiento anterior. Fue resuspendido con 2 mL de solvente compuesto por: (NaCl 0,1 M; $\text{K}_2 \text{HPO}_4$ 10 mM) a pH 7,5; se llevó a vórtex por 10 min a temperatura ambiente, luego al agitador por 1 hora a 130 RPM a 4 °C (para lograr esta temperatura se colocó los tubos eppendorf en un recipiente lleno de hielo), pasado ese tiempo se llevó a la centrifuga refrigerada a 17 000 G durante 1 hora a 4 °C, recuperando en el sobrenadante la fracción de globulinas 7S. Se separó en otro tubo eppendorf el sobrenadante, y se almacenó a 4 °C hasta su uso.

3.4.1.4. Obtención de pellet

Los sobrenadantes de las fracciones proteicas se lavaron con acetona en una proporción 1:3, en tubos eppendorf se añadieron 0,5 mL del sobrenadante (globulinas 7S) más 1,5 mL de acetona, posteriormente se llevó a centrifugar a 4 °C por 15 min a 17 000 G, pasado el tiempo se observó la formación del pellet. Se desechó el sobrenadante, y se almacenó el pellet a 4 °C hasta su uso.

3.4.1.5. Electroforesis de proteínas: PAGE-SDS

Se separaron por geles de poliacrilamida al 10% utilizando dodecil sulfato de sodio (SDS – PAGE) de acuerdo al método de Laemmli (1970) y el método estándar obtenido de normas técnicas del INS “Manual de procedimientos de electroforesis para proteínas y ADN” (Yábar, 2003). La electroforesis de proteínas corresponde al sistema discontinuo desnaturante. Es discontinuo, ya que consta de dos geles de poliacrilamida, una de resolución o separador y la otra de empacamiento, las cuales muestran diversa composición, proporción y pH. Los dos geles están conectados, pero delimitados por una etapa de separación que se ve clara al trasluz. Se dispusieron por separado para lograr la total polimerización del primero antes de seguir con la polimerización del segundo, esto a causa de que en estado líquido los dos geles se mezclan fácilmente. El gel de empacamiento regularmente se encuentra en la parte alta del sistema, en donde se forman los pocillos y se colocan las muestras. El cuerpo del gel, formado por el gel de resolución o separador, es donde las proteínas migraron y se separaron (Anexo 5).

Los pellets obtenidos de las muestras se disolvieron en el tampón de carga 4 X, en una proporción 3:1 en tubos eppendorf. La tapa de los tubos eppendorf se fijó con lámina extensible de parafina y la muestra se sometió a una temperatura de 91 °C durante 5 min (para su desnaturalización). Para lograrlo, se puso los tubos eppendorf en el interior de un recipiente o vaso de precipitación con agua hirviendo (Anexo 7).

Los pocillos de gel se llenaron con 20 µL de globulinas 7S desnaturadas y el marcador de peso molecular “Broad Range Protein Molecular Weight Markers™” de Promega, que tiene un rango de 10 a 225 kDa, específico para proteínas.

En presencia de un tampón de electroforesis (pH 8,3), la electroforesis se realizó durante siete horas a una corriente constante de 200 V. Pasado el tiempo, el gel se tiñó con solución de trabajo de azul brillante de comassie R-250 por 1 hora en agitación, para posteriormente ser sometidos a decoloración con la solución de decoloración lenta (ácido acético más metanol). Culminada la remoción del azul de comassie, se descartó el decolorante empleado y se lavó el gel con agua bidestilada.

La lectura de resultados se realizó utilizando un equipo de iluminación. Las proteínas se pueden ver como bandas azules de distintos pesos moleculares. El peso molecular de una proteína se mide en kilodaltons, lo que es equiparable a 1000 Daltons y fue determinado contrastando la banda del patrón de proteínas

estándar de peso conocido denominado marcador de peso molecular. La movilidad electroforética (R_f) de una proteína de peso molecular desconocido se comparó con la de una proteína de referencia de peso molecular conocido para calcular el PM (Yábar, 2003).

3.5. Análisis estadístico

A partir de los resultados obtenidos se calcularon los principales estadísticos descriptivos, los que se presentan en figuras y tablas. Se realizó un ANOVA de los residuales, la prueba de normalidad por el método de Anderson-Darling, la prueba de homogeneidad de variables por el método de Bartlett y la prueba de comparación de medias por Tukey al 95% de confianza ($\alpha=0,05$).

IV. RESULTADOS

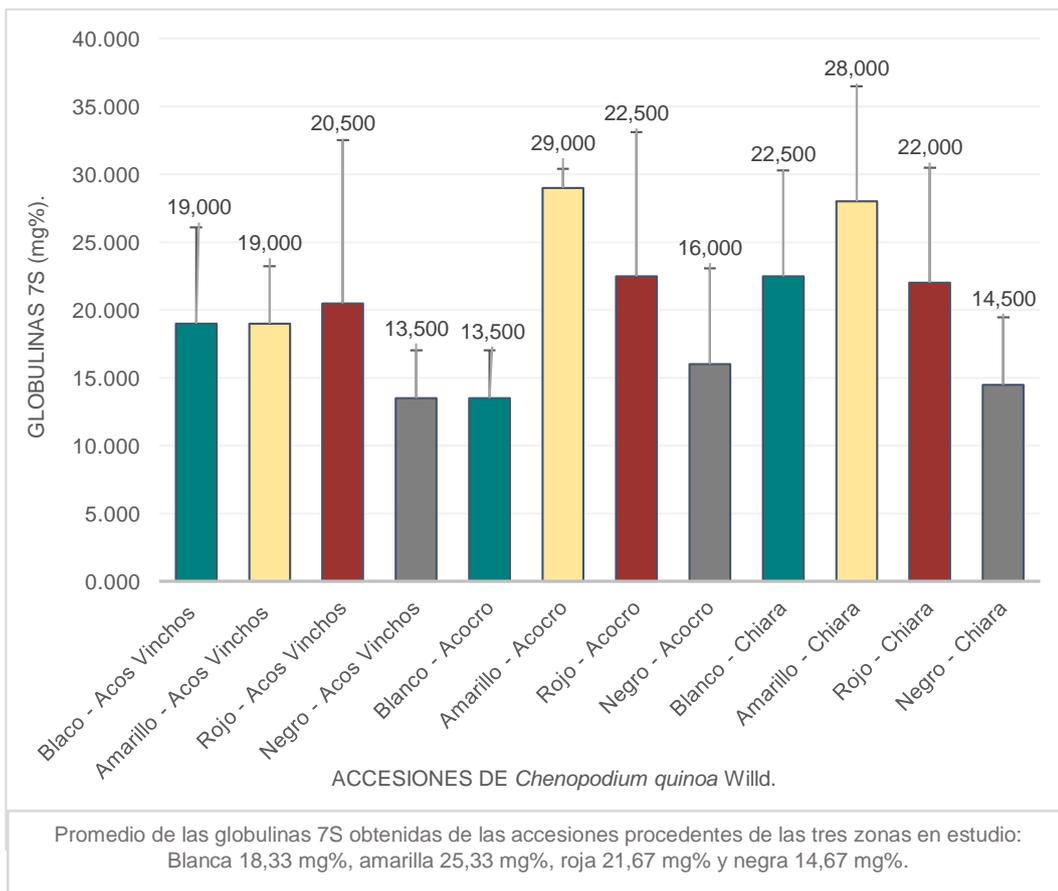


Figura 7. Peso en mg% de la fracción proteica (globulina 7S) (media \pm SD) en relación a las accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara).

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

Bandas	A	B	C	KDa
1	1	0	0	24,40
2	0	1	1	23,89
3	1	1	0	23,40
4	0	0	1	22,91
5	1	1	1	21,96
6	1	0	0	21,05
7	0	1	1	20,61
8	0	1	1	15,67
9	1	0	0	15,34
10	0	1	0	8,32
11	0	0	1	8,15
12	1	0	0	7,98

Pesos moleculares de la accesión blanca de A: Acos vinchos, B: Acocro y C: Chiara. (1): presencia de banda, (0): ausencia de bandas.

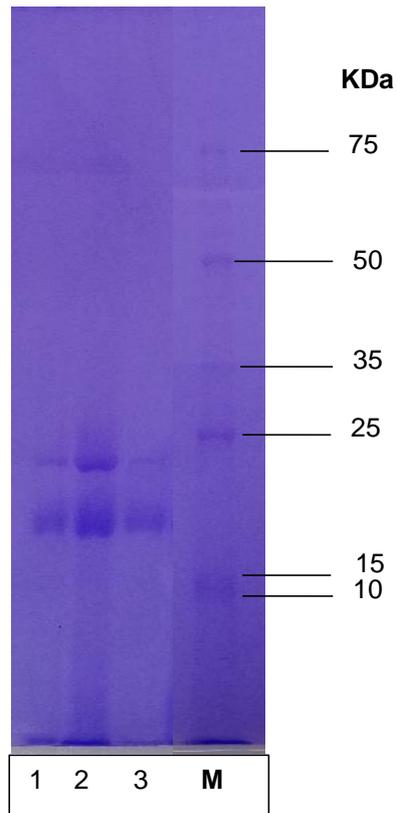


Figura 8. Perfil electroforético de globulinas 7S de la accesión blanca de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara. Acos vinchos (1), Acocro (2), Chiara (3) y Marcador Broad Range Protein Molecular Weight Markers (M).

Tabla 8. Peso molecular (PM) de globulinas 7S de la accesión amarilla de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.

Bandas	A	B	C	KDa
1	0	0	1	24,92
2	1	1	0	24,40
3	0	1	1	22,43
4	1	0	0	21,96
5	0	1	1	21,50
6	1	0	0	20,61
7	0	1	0	16,34
8	1	0	0	16,00
9	0	0	1	8,50
10	1	0	1	8,15

Pesos moleculares de la accesión amarilla de A: Acos vinchos, B: Acocro y C: Chiara. (1): presencia de banda, (0): ausencia de bandas.

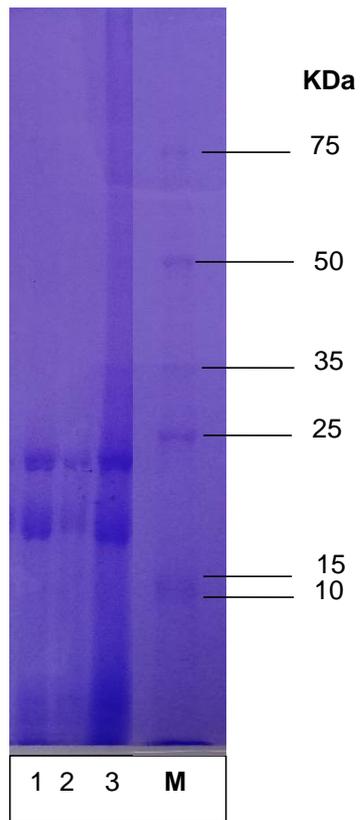


Figura 9. Perfil electroforético de globulinas 7S de la accesión amarilla de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara. Acos vinchos (1), Acocro (2), Chiara (3) y Marcador Broad Range Protein Molecular Weight Markers (M).

Tabla 9. Peso molecular (PM) de globulinas 7S de la accesión roja de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.

Bandas	A	B	C	KDa
1	0	1	1	25,46
2	1	1	1	24,92
3	1	0	0	24,40
4	0	1	1	23,40
5	1	0	0	22,91
6	0	1	1	22,43
7	1	0	0	21,96
8	0	0	1	16,69
9	1	1	0	16,34
10	0	1	1	9,05
11	1	1	1	8,67
12	1	0	0	8,32

Pesos moleculares de la accesión roja de A: Acos vinchos, B: Acocro y C: Chiara. (1): presencia de banda, (0): ausencia de bandas.

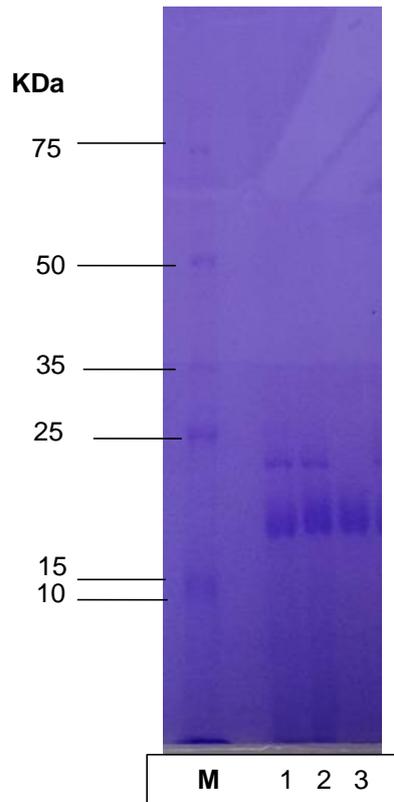


Figura 10. Perfil electroforético de globulinas 7S de la accesión roja de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara. Acos vinchos (1), Acocro (2), Chiara (3) y Marcador Broad Range Protein Molecular Weight Markers (M).

Tabla 10. Peso molecular (PM) de globulinas 7S de la accesión negra de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.

Bandas	A	B	C	KDa
1	0	1	1	23,40
2	1	1	1	22,43
3	1	1	1	16,69
4	1	0	1	9,05
5	1	1	1	8,68

Pesos moleculares de la accesión negra de A: Acos vinchos, B: Acocro y C: Chiara. (1): presencia de banda, (0): ausencia de bandas.

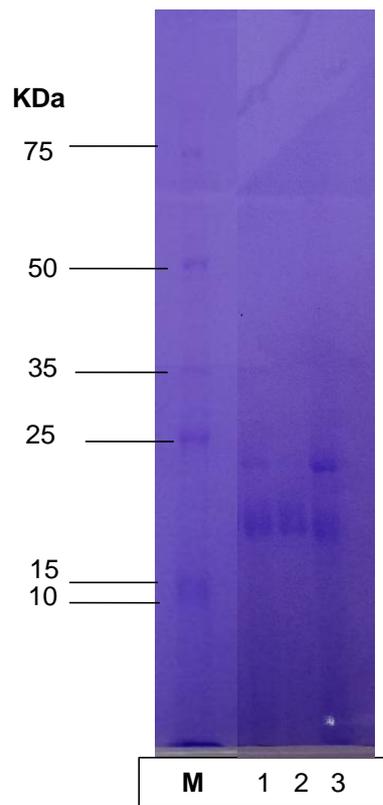


Figura 11. Perfil electroforético de globulinas 7S de la accesión negra de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara. Acos vinchos (1), Acocro (2), Chiara (3) y Marcador Broad Range Protein Molecular Weight Markers (M).

Tabla 11. Comparación del peso molecular de globulinas 7S de las cuatro accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de *Chenopodium quinoa* Willd, de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara, Ayacucho.

Bandas	B-Acos Vinchos	B-Acocro	B-Chiara	A-Acos Vinchos	A-Acocro	A-Chiara	R-Acos Vinchos	R-Acocro	R-Chiara	N-Acos Vinchos	N-Acocro	N-Chiara	KDa
1													25,46
2													24,92
3													24,40
4													23,86
5													23,40
6													22,91
7													22,43
8													21,96
9													21,50
10													21,05
11													20,61
12													16,69
13													16,34
14													16,00
15													15,67
16													15,34
17													9,05
18													8,68
19													8,50
20													8,32
21													8,15
22													7,98

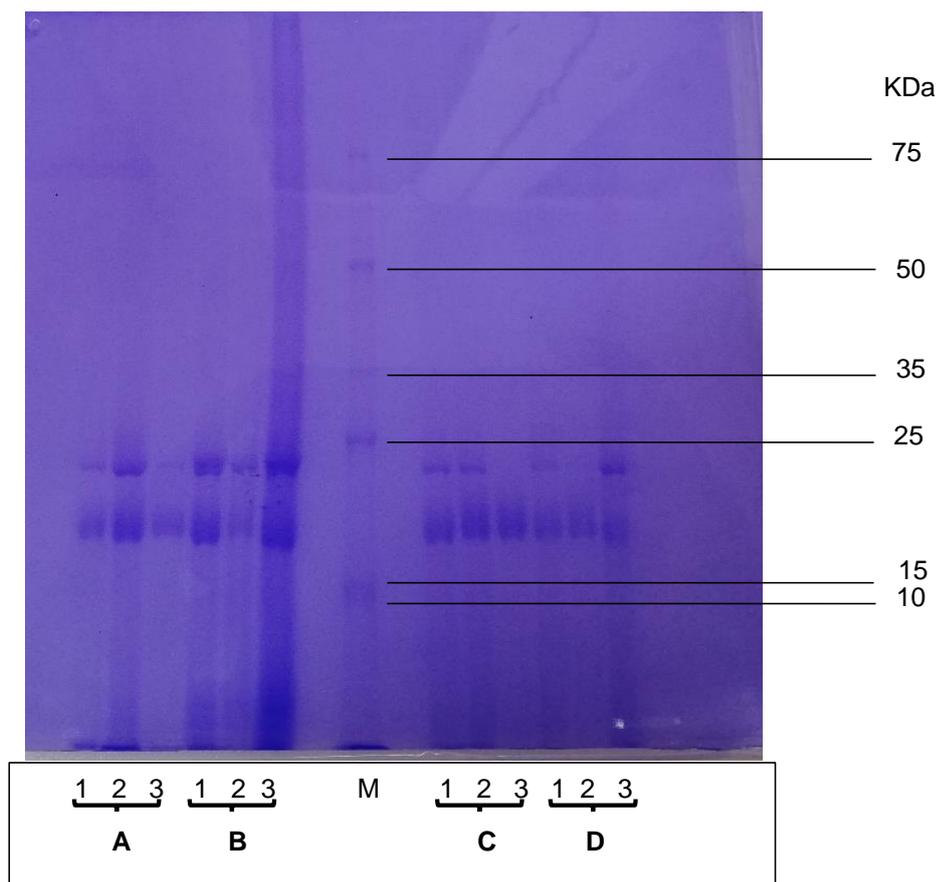


Figura 12. Perfil electroforético de globulinas 7S de las accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara.

Acos vinchos (1), Acocro (2), Chiara (3) y Marcador Broad Range Protein Molecular Weight Markers (M). **A.** Accesoión blanca, **B.** Accesoión amarilla, **C.** Accesoión roja y **D.** Accesoión negra.

V. DISCUSIÓN

5.1. Obtención de la fracción proteica (Globulina 7S)

La figura 7 muestra un gráfico de barras de los pesos promedio de la fracción proteica “Globulinas 7S” (mg%) junto con sus desviaciones estándar, obtenidos de diferentes accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro, y Chiara. Los pesos promedios obtenidos fueron: blanca ($19,00 \pm 7,07$; $13,50 \pm 3,54$ y $22,50 \pm 7,78$), amarilla ($19,00 \pm 4,24$; $29,00 \pm 1,41$ y $28,00 \pm 8,49$), roja ($20,50 \pm 12,02$; $22,50 \pm 10,61$ y $22,00 \pm 8,49$), negra ($13,50 \pm 3,54$; $16,00 \pm 7,07$ y $14,50 \pm 4,95$) de los distritos Acos Vinchos, Acocro y Chiara respectivamente (Anexo 9). En las tres zonas de estudio, se obtuvieron globulinas 7S con un promedio de: blanca (18,33 mg%), amarilla (25,33 mg%), roja (21,67 mg%) y negra (14,67 mg%). Entre estas, la accesión amarilla tuvo el mayor peso, seguida por la accesión roja. Sin embargo, al contrastar con la prueba paramétrica de Tukey se observó que los pesos obtenidos de las accesiones no mostraron diferencia significativa ($p > 0,05$) entre ellas.

En contraste con otros cultivos andinos, Janssen (2017) reporta que las globulinas representan (22-42%), siendo esta una de las principales fracciones proteicas de la semilla de *Amaranthus sp* “amaranto”. Asimismo, García (2019) reportó un 13 a 56% de globulinas 7S en amaranto. Por otro lado, las globulinas 7S representan el 70% de la proteína de almacenamiento en la “soja” *Glycine max* (López et al., 2017). Según Calderón (2006), constituyen el 35% de la proteína total de soja y tienen un buen equilibrio de arginina en su estructura. Al respecto, las proteínas que se encuentran en la quinua son principalmente globulinas y albúminas (León, 2016). Esto se corrobora con lo mencionado en la investigación de Rosas (2015), que destaca que la quinua es un alimento nutricionalmente completo con una proporción adecuada de proteínas, incluyendo a la globulina (37%).

Probablemente, esto se deba a la igualdad de composición química, lo cual se confirma en lo mencionado por Pita y Pérez (1998). Indican que la composición química de las semillas de la misma especie y variedad tiende a ser uniforme, lo que sugiere que existe poca variación entre ellas. Además, indican que el contenido de proteína varía según la región y la fecha de siembra. En este estudio, las accesiones utilizadas provienen de áreas ecológicamente similares en cuanto a condiciones climáticas (precipitación, temperatura, entre otros) y otros factores como tipo de suelo y uso de fertilizantes. Estos factores influyen en la acumulación de almidón en las semillas, que determina la cantidad de proteína presente (Brinegar et al., 1996).

De otro lado, el tiempo de exposición de la harina de quinua en el proceso de deslipidación con el solvente n-hexano fue de 24 horas para extraer el contenido de lípidos a fin de incrementar la solubilidad de las proteínas. De igual forma, Moscoso et al. (2017) utilizaron n-hexano por 24 horas en una proporción de 1:10 (p/v) por ser de fácil evaporación. Por el contrario, Silva (2007) desgrasó con n-hexano durante 4 horas en una relación harina/hexano de 1:10 (p/v). Por otra parte, Peralta (2004) deslipidizó dos veces. La primera fue la deslipidación parcial de la primera fracción obtenida de la molienda con hexano en una proporción 1:3 (p/v). La harina obtenida se deslipidizó nuevamente con hexano en una proporción 1:3 (p/v) por 12 horas. Por ende, es probable que la exposición a más horas haya tenido influencia en los resultados obtenidos, debido a que se disminuyó mejor el contenido de lípidos para favorecer la solubilidad de las proteínas e incrementar así el contenido de proteínas solubles.

Así mismo, en el fraccionamiento de proteínas basado en la solubilidad de Osborne (1924) que permite separar las fracciones y caracterizarlas. En el presente estudio se consideró el método, solvente y tiempo de extracción ideales para obtener fracciones con mayor contenido, lo que resulta en un mayor rendimiento. Se realizó una extracción secuencial, obteniéndose primero la fracción de albúminas con CaCl_2 10mM y MgCl_2 10mM, ajustado a un pH de 8,0. En la segunda extracción para la obtención de globulinas 7S, objetivo del presente estudio, se utilizó NaCl 0,1mM y K_2HPO_4 10mM a un pH de 7,5. Condicionaron la caracterización y estructura de las fracciones de cada proteína de reserva: la estandarización de temperatura (4 °C), tiempo y pH. La caracterización de la proteína depende principalmente del pH y la temperatura; cambiar estas condiciones también puede alterar la estructura de la proteína. Esta pérdida de

conformación estructural natural se denomina desnaturalización (Baynes & Dominiczak, 2011). Se han realizado estudios de fraccionamiento de proteínas basados en la solubilidad de Osborne usando una variedad de solventes, diversos tiempos de extracción y métodos (Barba de la Rosa et al., 1992).

Por el contrario, López et al. (2017) realizaron un análisis comparativo de la extracción secuencial (1:60, harina: solvente) y la extracción directa (1:10, harina: solvente) de proteínas de “nueces” *Carya illinoensis*. Las globulinas 7S se extrajeron usando una solución de NaCl 0,1 M, k_2HPO_4 0,001 M, EDTA 0,01 M y el pH de la solución se ajustó a 7,5. Así mismo, en el estudio de Delgado & Pinto (2015), para el estudio de las proteínas de reserva de “chía” *Salvia hispanica* L, “linaza” *Linum usitatissimum* y “quinua” *Chenopodium quinoa*, realizaron el fraccionamiento mediante un método de Osborne modificado, utilizaron diferentes reactivos como EDTA, $CaCl_2$ y $MgCl_2$ para obtener un patrón de electroforesis más limpio y más fácil de analizar. Sin embargo, en el presente estudio no se utilizó el reactivo EDTA, que, según Peralta (2004), mejora la eficiencia de la extracción de proteínas y previene la contaminación cruzada. Esto probablemente influyó en los resultados obtenidos.

5.2. Determinación del peso molecular de las globulinas 7S

En la tabla 7 se muestra el peso molecular de globulinas 7S de la accesión blanca de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara. Se obtuvo un total de 12 bandas con un perfil electroforético con pesos moleculares que oscilaron entre 7,98 hasta 24,40 kDa. Se observaron bandas de menor intensidad entre 7,98 y 15,34 kDa, mientras que bandas de mayor intensidad se observaron entre 20,61 y 24,40 kDa. Se registraron bandas similares de 21,96 kDa en los tres distritos; 23,40 kDa en (Acos Vinchos y Acocro) y bandas de 23,89 kDa en (Acocro y Chiara) (Figura 8). De manera similar, Espitia et al. (2016) encontraron globulinas 7S en la semilla de “parota” *Enterolobium cyclocarpum* que mostraron un patrón muy similar al de la presente investigación, con siete bandas con concentraciones más altas (10 kDa y 90 kDa) y concentraciones más bajas con un peso molecular de (13 kDa y 180 kDa), con la diferencia de que el presente trabajo no se encontraron proteínas con pesos moleculares mayores a 130 kDa, pero sí proteínas con una masa entre 8 kDa y 25 kDa correspondientes a la globulina 7S, según Abugoch et al. (2008).

En la tabla 8 se reporta el peso molecular de las globulinas 7S de la accesión amarilla de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara. El perfil electroforético de las globulinas 7S obtenido de las semillas mostró bandas que oscilaron entre

8,15 y 24,92 kDa, observándose bandas de menor intensidad entre 8,15 y 16,34 kDa, y bandas altamente expresadas entre 20,61 y 24,92 kDa. Se encontraron bandas similares de 24,40 kDa en los distritos de (Acos Vinchos y Acocro); 22,43 kDa y 21,50 kDa en (Acocro y Chiara), resultando un total de 10 bandas (Figura 9). En contraste con el estudio de Elsohaimy et al. (2015) que también investigaron la quinua *Chenopodium quinoa* Willd, encontraron globulinas 7S con PM de 55 kDa y 31-33 kDa, las cuales fueron superiores a los obtenidos en este estudio.

En la tabla 9 se muestra el PM de las globulinas 7S de la accesión roja de quinua de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara. Se obtuvo un total de 12 bandas, mostrando el perfil electroforético de la fracción proteica, bandas que oscilaron entre 8,32 y 25,46 kDa. Se observaron bandas de menor intensidad entre 8,32 y 16,69 kDa, mientras que bandas de mayor intensidad se observaron entre 21,96 y 24,92 kDa. Se encontraron bandas similares en los distritos de Acocro y Chiara, incluidas 25,46 kDa, 23,40 kDa, 22,43 kDa y 9,05 kDa. En los tres lugares (Acos Vinchos, Acocro y Chiara) estuvieron presentes bandas de 24,92 y 8,67 kDa, y en Acos Vinchos y Acocro se observó una banda de 16,34 kDa (Figura 10). Ortiz et al. (2006) también reportaron resultados similares con respecto a los pesos moleculares, el análisis electroforético de las globulinas mostró patrones con un total de 49 bandas débiles y pesos moleculares que oscilaron entre 79 y 13,8 kDa, que variaron entre plantas, tipos de "cacao" *Theobroma cacao* y parcelas, excepto el rango de peso molecular de 79 kDa que no fue reportada en la investigación.

En la tabla 10 se visualiza el peso molecular de globulinas 7S de la accesión negra de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara. Se obtuvieron cinco bandas y el perfil electroforético de las globulinas 7S mostró bandas que oscilaron entre 8,68 y 23,40 kDa. Se observaron bandas de menor intensidad entre 8,68 y 16,69 kDa, mientras que bandas de mayor intensidad se observaron entre 22,43 y 23,40 kDa. Se encontraron bandas similares a 23,40 kDa en los distritos de (Acocro y Chiara); 9,05 kDa (Acos Vinchos y Chiara) y de 22,43 kDa; 16,69 kDa; 8,68 kDa en los tres distritos (Acos Vinchos, Acocro y Chiara) (Figura 11). Los resultados reportados por Slanac et al. (2014) difieren en el número de bandas y pesos moleculares encontrados en la "paja amarilla" *Sorghastrum setosum*, reportaron bandas entre 14 y 87 kDa y pesos moleculares elevados (> 97), con excepción de la banda de 14 kDa que también fue reportada en la investigación. El perfil proteico mostró bandas fuertes en 46, 42 y 14 kDa, bandas de menor intensidad en 64, 58 y 51 kDa y un grupo de alto peso molecular en la zona de 87 kDa.

5.3. Comparación del peso molecular de globulinas 7S

La tabla 11 muestra el peso molecular de las globulinas 7S de las accesiones blanca, amarilla, roja y negra de quinua de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara. Con un total de 22 bandas, que van desde 7,98 kDa hasta 25,46 kDa, este patrón electroforético se observó en todas las accesiones en estudio. En términos de presencia y ausencia de bandas, si bien se encontraron similitudes en esta fracción entre las diferentes accesiones analizadas, se puede afirmar que no hay subunidades presentes en todas ellas. Estas subunidades exclusivas fueron (21,05; 15,34; y 7,98 KDa) en la accesión blanca del distrito de Acos Vinchos; 16,00 KDa en la accesión amarilla de Acos Vinchos y de 8,50 KDa en la accesión amarilla de Chiara (Figura 12). Esto demuestra que los patrones electroforéticos de proteínas solubles de las accesiones blanca, amarilla, roja y negra de semillas de *Chenopodium quinoa* Willd de las tres zonas de estudio son muy similares cuando se separan mediante SDS-PAGE. Estos resultados son inferiores a los reportados para “quinua” *Chenopodium quinoa* Willd por Tapia et al. (2016), quienes registraron bandas con pesos moleculares de 55, 45 y 25 kDa, excepto la última banda que es similar a los valores obtenidos. Por otra parte, Ramos (2009), quien, en su estudio en lupinos, presentó bandas de globulinas totales de 25,31,58 y 60 kDa, pesos moleculares superiores a los reportados, con excepción de la banda de 25 kDa que también fue reportada en la investigación. Similares resultados han sido encontrados en los estudios realizados en otros cultivos andinos, en la investigación de Moscoso et al. (2017) en el grano de *Amaranthus caudatus* “kiwicha”. Las globulinas 7S mostraron bandas entre 22 y 38 kDa. Igualmente, en la investigación de Raya et al. (2012) en el patrón electroforético de las proteínas de *Prunus salicifolia* “capulín”, se registraron pesos moleculares de las globulinas 7S entre 65 y 14 kDa. Así mismo, Moreno et al. (2017), para el cereal de *Oryza sativa* “arroz”, obtuvo un perfil electroforético de globulinas 7S, constituido por 14 bandas con un intervalo de peso molecular aproximado entre 97,6 y 14,5 kDa. Con excepción de las bandas superiores al rango de 96, 6 KDa, 65 KDa y 38 KDa que no se llegaron a reportar en el presente estudio. Además, Castillo (2012) reportó para “piñol” *Jatropha curcas*, pesos moleculares de 12 a 73 kDa. Es de resaltar que esta variedad estudiada mostró similitudes con la investigación, por la presencia de una banda con un peso molecular aproximado a 17 kDa.

Sin embargo, los hallazgos difieren de lo afirmado por Cordero & Jarma (2011), quienes mencionan que las globulinas 7S son estructuras triméricas con subunidades de alrededor de 50 kDa. Esto se confirma por Martínez et al. (2011), quienes mencionan que las vicilinas son trímeros con subunidades de 45-55 kDa y en la mayoría de los casos no están unidas por puentes disulfuro. En contraste, Vicente (2020) señala que las globulinas 7S tienen un peso molecular de 150 a 190 kDa. Sheoram et al. (2005) encontraron que las vicilinas tienen un peso molecular mayor en *Solanum lycopersicum* “tomates” que, en leguminosas, y también identificaron una vicilina de 45 kDa en la misma especie. Además, Martínez et al. (2011) indicaron que las vicilinas son las más abundantes de todas las globulinas, lo que concuerda con los resultados.

De las evidencias anteriores se puede deducir que el peso molecular de las globulinas 7S varía dependiendo de la especie, la metodología utilizada y la calidad de la semilla a evaluar. Esto se sustenta en lo afirmado por Gómez & Minelli (1990), quienes mencionan que el deterioro de la semilla conduce a una disminución de los recursos alimenticios en el tejido embrionario, así como a cambios físicos en la estructura proteica. Fukuda (2005) también menciona que, durante las primeras etapas de la germinación, las proteínas de almacenamiento se degradan mediante proteólisis en polipéptidos o aminoácidos de menor peso molecular, ya que son necesarios para la germinación de las semillas y para sustentar los días iniciales del desarrollo de las plántulas. Esto significa que las semillas recién cosechadas contienen una mayor cantidad de proteínas de reserva. Esta designación es confirmada por Gómez & Minelli (1990), quienes afirman que el embrión en la semilla es una planta latente, por lo que se debe evitar la exposición de la semilla a factores que permitan el proceso de germinación.

Por otra parte, para el estudio del perfil electroforético de globulinas 7S, se utilizó la electroforesis en gel discontinuo de poliacrilamida con dodecil sulfato de sodio (PAGE-SDS), con un gel de empaquetamiento al 5% y gel separador al 10%. En cambio, en la investigación de Delgado & Pinto (2015), utilizaron diferente concentración de gel de empaquetamiento y gel separador (4%, 12%) respectivamente. Igualmente, difieren de los de Toapanta (2016), quien utilizó geles de poliacrilamida al 12%. Este método, que utiliza 2-mercaptoetanol y SDS como medios disociantes y acomplejantes, logró una buena separación de los

componentes de las proteínas, lo que permitió su diferenciación. Esto era de esperar debido a la naturaleza de las globulinas.

Según Maldonado y Jorrín (2001), los geles de poliacrilamida se comportan como un tamiz molecular, lo que retrasa el movimiento de macromoléculas grandes y permite que las moléculas más pequeñas se muevan libremente, lo que mejora la separación. El tamaño de los poros en los geles de poliacrilamida está controlado por la concentración del gel. La movilidad electroforética de las proteínas se ve afectada por la concentración del gel. Los geles con porcentajes más altos son más adecuados para separar polipéptidos más pequeños. Por lo tanto, los geles con un alto porcentaje de acrilamida (10-15%) son óptimos para separar proteínas pequeñas (menos de 50 KDa), mientras que los geles con porcentajes más bajos (<10%) se recomiendan para separar proteínas más grandes. El perfil electroforético de globulinas 7S exhibió patrones similares en número de bandas y peso molecular debido a la notable mejora en la calidad de los patrones electroforéticos, y la deslipidización de la harina integral fue esencial para los estudios cualitativos de fracciones proteicas.

VI. CONCLUSIONES

1. Las fracciones de globulinas 7S obtenidas de las accesiones procedentes de las tres zonas en estudio fueron: blanca (18,33 mg%), amarilla (25,33 mg%), roja (21,67 mg%) y negra (14,67 mg%).
2. Los pesos moleculares de la fracción proteica globulina 7S de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos (Acos Vinchos, Acocro y Chiara) fueron: accesión blanca con un intervalo de PM entre (7,98 a 24,40 KDa), amarilla (8,15 a 24,92), roja (8,32 a 25,46), negra (8,68 a 23,40), con un perfil constituido por 12, 10, 12 y 5 bandas respectivamente. En total se obtuvieron 22 bandas, con intervalo de peso molecular entre 7,98 kDa hasta 25,46 kDa.
3. Se encontraron bandas de peso molecular semejantes en todas las accesiones (24,92 kDa; 24,40 kDa; 23,40 kDa, 22,91 kDa; 22,43 kDa; 21,96 kDa; 20,61 kDa; 16,69 kDa; 16,34 kDa; 9,05 kDa, y 8,68 kDa), las primeras cinco bandas presentaron pesos moleculares altos (25,46 KDa), mientras que las bandas restantes tendieron a descender progresivamente (7,98 KDa). Este patrón electroforético se observó en todas las accesiones en estudio (en referencia a la presencia y ausencia de bandas).

VII. RECOMENDACIONES

1. Continuar con la investigación con la finalidad de optimizar los parámetros, tener en cuenta la temperatura, mayor tiempo en la extracción de lípidos y pH para obtener resultados óptimos en los métodos empleados. Se ha confirmado que la inclusión de CaCl_2 y MgCl_2 durante el proceso de extracción de albúminas, así como la adición de EDTA durante la extracción de globulinas, mejora la efectividad de la extracción de estas proteínas y previene la contaminación cruzada.
2. Es necesario utilizar semillas recién cosechadas para evitar la pérdida de viabilidad de las mismas, pues a mayor tiempo de almacenamiento ocurre una reducción de los recursos alimenticios en el tejido embrionario, así como la desactivación de los mecanismos enzimáticos que regulan la función respiratoria. También se han identificado cambios nucleares por mutación y alteraciones físicas en la estructura de las proteínas y otros componentes de las células vivas.
3. Realizar estudios con otras accesiones y germinados de *Chenopodium quinoa* Willd, así como con otros granos andinos.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abugoch, L., Romero, N., Tapia, C., Silva, J., & Rivera, M. (2008). Study of some physico-chemical and functional properties of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) protein iso-lates. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56, 4745-4750.
- Adachi, M., Kanamori, J., Masuda, T., Yagasaki, K., Kitamura, K., Mikami, B., & Utsumi, S. (2003). Crystal structure of soybean 11S globulin: glycinin A3B4 homohexamer. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 100(12), 7395-7400.
- Alegria, W. (2016). *Texto básico para profesional en ingeniería forestal. En el área de fisiología vegetal*. Departamento de Ecología y conservación de la Facultad de Ciencias Forestales.
- Apaza, V., Cáceres, G., Estrada, R., & y Pinedo, R. (2013). *Catálogo de variedades comerciales de quinua en el Perú*. MINAGRI-INIA- FAO.
- Artiaga, C. (2018). *Propiedades fisicoquímicas y tecnofuncionales de quinoas (Chenopodium quinoa Willd) procedentes de Perú y Bolivia* [Tesis de pregrado]. Universidad Miguel Hernández.
- Azcón, J., & Talón, M. (2013). *Fundamentos de fisiología vegetal*. McGRAW-HILL - Interamericana, Publicacions i edicions de la Universitat de Barcelona.
- Barba de la Rosa, A., Gueguen, J., Paredes, O., & Viroben, G. (1992). Procedimientos de fraccionamiento, caracterización electroforética y composición de aminoácidos de proteínas de semillas de amaranto. *Revista de Química Agrícola y Alimentaria*, 40 (6), 931-936.
- Barriga, P., Pessot, R., & Scaff, R. (1994). Análisis de la diversidad genética en el germoplasma de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) recolectado en el sur de Chile. *Agro sur*, 22(4), 61-72.
- Baynes, J., & Dominiczak, M. (2011). *Bioquímica médica*. Elsevier.
- Brinegar, C., Sine, B., & Nwokocha, L. (1996). High-cysteine 2S seed storage proteins from Quinoa (*Chenopodium quinoa*). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 44(7), 1621-1623.
- Calderón, G. (2006). *Obtención de la fracción proteínica 7S proveniente de soya germinada y sin germinar y su efecto en las propiedades reológicas de harina para panificación*. Claves del Proyecto: 20060453 (original) y 20070335 (recurrente).
- Campos, E., Bravo, R., Valdivia, R., & Soto, J. (2012). Plagas insectiles en áreas de intensificación de quinua en Puno. *Cienci Agro Journal de ciencia y tecnología agraria*, 2(3), 379-390.
- Castillo, D., León, L., Zurita, A., Quintana, R., Vera, C., & Alfaro, C. (2018). *Escala fenológica quinua (Chenopodium quinoa Willd)*. Biblioteca digital Fundación para la Innovación Agraria: https://bibliotecadigital.fia.cl/bitstream/handle/20.500.11944/148406/PYT-2017-0495_MA_2_Escala%20fenologica_quinoa.pdf?sequence=5&isAllowed=y
- Castillo, E. A. (2012). *Caracterización funcional de las principales fracciones proteínicas de reserva en semillas de *Jatropha curcas* L.* [Tesis de Maestría]. Instituto Politécnico Nacional.
- Chito, D., Ortega, R., Ahumada, A., & Rosero, B. (2017). Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) versus soja (*Glycine max* [L.] Merr.) en la nutrición humana: revisión sobre las características agroecológicas, de composición y

- tecnológicas. *Revista Española de Nutrición Humana y Dietética*, 21(2), 184-198.
- Collazos, C. (1996). *Tablas peruanas de composición de alimentos*. Instituto Nacional de Salud; Centro Nacional de Alimentación y Nutrición.
- Cordero, C., & Jarma, A. (2011). Productos de la asimilación del nitrato se depositan en plantas como proteínas de almacenamiento. *Temas agrarios*, 16(1), 9-22.
- Courtis, A. (2013). *Guía de estudio germinación de semillas cátedra de fisiología vegetal*. Studocu: <https://www.studocu.com/es-ar/document/universidad-nacional-del-nordeste/fisiología-vegetal/guiaeestudio-germinación-catedra-de-fisiología-vegetal-unne/55348685>
- Cronquist, A. (1988). *The evolution and classification of flowering plants*. New York Botanical Garden, Bronx, N.Y.
- Cruces, L., & Callohuari, Y. (2016). *Guía de identificación y control de las principales plagas que afectan a la quinua en la zona andina*. FAO.
- Daza, R., Pereyra, E., Burin, D., & Heras, A. I. (2015). *Quinua, regalo ancestral: historia, contexto, tecnología, políticas*. Fundación Nueva Gestión.
- Delgado, A. G., & Pinto, 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 Pregrado]. Universidad Católica de Santa María.
- Elsohaimy, S., Refaay, T., & Zaytoun, M. (2015). Physicochemical and functional properties of quinoa protein isolate. *Annals of Agricultural Science*, 60(2), 297-305.
- Espitia, F., Negrete, A., Ordoñez, L., & León, M. (2016). Caracterización de las proteínas de reserva de la semilla de parota (*Enterolobium cyclocarpum*). *Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 1(2), 147-152.
- Estrada, R., Apaza, V., & Delgado, P. (2014). *Tecnología de producción de quinua para el mercado interno y externo, curso modular virtual*. Instituto Nacional de Innovación Agraria.
- Fairlie, A. (2016). *La quinua en el Perú: cadena exportadora y políticas de gestión ambiental*. Pontificia Universidad Católica del Perú, Instituto de Ciencias de la Naturaleza, Territorio y Energías renovables.
- Fukuda, T., Maruyama, N., Kanazawa, A., Abe, J., Shimamoto, Y., Hiemori, M., . . . Utsumi, S. (2005). Molecular Analysis and Physicochemical Properties of Electrophoretic Variants of Wild Soybean Glycine soja Storage Proteins. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53(9), 3658-3665.
- García, S. F. (2019). *Evaluación de aislado proteico de amaranto como fuente de péptidos antioxidantes: estudios en vitro e in vivo* [Tesis doctoral]. Universidad Nacional de la Plata.
- Gómez, O. J., & Minelli, M. (1990). *La producción de semillas, texto básico para el desarrollo del Curso de Producción de Semillas*. Instituto Superior de Ciencias Agropecuarias, escuela de producción vegetal.
- González, J. A., Gallardo, M., Hilal, M., Rosa, M., & Prado, F. E. (2009). Physiological responses of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) to drought and waterlogging stresses: dry matter partitioning. *Botanical Studies*, 50, 35-42.
- Heldt, H., & Heldt, F. (2005). *Bioquímica Vegetal* (3a ed.). Academic Press. <https://www.sciencedirect.com/book/9780120883912/plant-biochemistry#book-description>

- Hernández, N., Reyes, M., González, F. E., Núñez, L. C., & Cooper, B. L. (2015). Importancia de las proteínas de almacenamiento en cereales (prolaminas). *Vertientes, Revista Especializada en Ciencias de la Salud*, 18(1), 3-7.
- Horton, R., Moran, L., Scrimgeour, G., Perry, M., & Rawn, D. (2008). *Principios de bioquímica* (4a ed.). Pearson educación.
- Jacobsen, S. (2003). El potencial mundial de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd). *Food Reviews International*, 19(2), 167-177.
- Jacobsen, S., & Stollen, O. (1993). Quinoa - Morphology, phenology and prospects for its production as a new crop in Europe. *European Journal of Agronomy*, 2(1), 19-29.
- 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(1), 39-58.
- Jiménez, S., Ramírez, J., Aguirre, C., Covarrubias, J., & Raya, J. (2023). Purificación y caracterización de tres proteínas hidrofóbica de capulín (*Prunus serotina* Ehrh.) de entre 10 y 20 kda. *Revista Internacional de Investigación e Innovación Tecnológica*, 11(61), 63-73.
- Laemmli, U. K. (1970). Cleavage of structural proteins during the assembly of the head of bacteriophage T4. *nature*, 227(5259), 680-685.
- Lallana, V. H., Elizalde, J. H., & García, L. F. (2005). Germinación y Latencia de semillas y yemas. *Unidad Temática*, 11.
- León, S. E. (2016). *Caracterización de las proteínas de tocte Juglans neotropica Diels y su Digestibilidad Gastrointestinal in vitro* [Tesis de Pregrado]. Universidad técnica de Ambato.
- Lescano, J. L. (1994). *Genética y mejoramiento de cultivos altoandinos : quinua, kañihua, tarwi, kiwicha, papa amarga, olluco, mashua y oca*. Programa Interinstitucional de Waru Waru : Convenio, INADE/PELT-COTESU, Producciones CIMA).
- López, J., Ordoñez, L., & León, M. (2017). Análisis comparativo de extracción secuencial y extracción directa de proteínas de reserva de nuez (*Carya illinoensis*). *Investigación y Desarrollo en Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 2(2017), 65-71.
- Maldonado, A. M., & Jorrín, 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*, 1-16.
- Martínez, P., Pabón, M. L., Gómez, D. A., & Albarracín, S. L. (2011). Purificación y determinación de carbohidratos en la vicilina de *Canavalia ensiformis*. *Revista Colombiana de Ciencias Químico-Farmacéuticas*, 40(1), 5-26.
- Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego. (2020). *Análisis de mercado quinua 2015-2020*. Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego-Sierra y selva exportadora, unidad de inteligencia comercial.
- Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego. (2022). Observatorio de siembras y perspectivas de la producción-Quinua. *Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego, Dirección General de Políticas Agrarias / Dirección de Estudios Económicos*, 3,1-29.
- Monteghirfo, M., & Yarleque, A. (2017). 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, Universidad Nacional Mayor de San Marcos*, 68(4), 301-307.

- Moreno, C. J., Fernández, R., & Valbuena, O. E. (2017). Caracterización electroforética de las proteínas del endospermo de variedades de arroz venezolanas. *Bioagro*, 29(1), 37- 44.
- Moscoso, G., Zabaleta, A., Mujica, Á., 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.
- Mújica, Á. (1992). Granos y leguminosas andinas. *Cultivos marginados: otra perspectiva de, 1942*, 129-196.
- Mujica, A., & Jacobsen, S. E. (2006). La quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) y sus parientes silvestres. *Botánica Económica de los Andes Centrales*, 449-457.
- Murray, R., Bender, D., Botham, K., Kennelly, P., Rodwell, V., & Weil, A. (2010). *Harper Bioquímica ilustrada*. McGRAW-HILL Interamericana editores.
- Nieto, C., Rea, J., Castillo, R., & Peralta, E. (1984). *Guía para el manejo y preservación de los recursos fitogenéticos*. Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias.
- Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. (2011). *La Quinoa: Cultivo milenario para contribuir a la seguridad alimentaria mundial*. Oficina Regional para América Latina y el Caribe.
- Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. (2014). *Estado del arte de la quinua en el mundo en 2013-Libro resúmenes*. Oficina Regional de la FAO para América Latina y el Caribe, CIRAD.
- Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. (2016). *Guía de cultivo de la quinua*. Universidad Nacional Agraria La Molina, Programa de Investigación y Proyección Social de Cereales y Granos Nativos, Facultad de Agronomía.
- Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. (1985). *Necesidades de energía y de proteínas*. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación, Organización Mundial de la Salud y Universidad de las Naciones Unidas. <https://apps.who.int/iris/handle/10665/40157>.
- Ortiz, L., Maldonado, H., Parra, P., & Graziani, L. (2006). Caracterización electroforética de las globulinas del grano fermentado de tres tipos de cacao. *Interciencia*, 31(6), 441-445.
- Osborne, T. (1924). *The vegetable proteins*. Longmans, Green and Co.
- Peralta, M. E. (2004). *Caracterización bioquímica de las proteínas de las semillas de *Jatropha curcas* L.* [Tesis de maestría]. Instituto Politécnico Nacional Centro de Desarrollo de Productos Bióticos.
- Pérez, A. (2005). *Manejo del cultivo de quinua en la sierra central*. Instituto Nacional de Investigación Agraria - INIA.
- Pita, J., & Pérez, F. (1998). *Germinación de semillas*. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.
- Quiroga, A. V. (2008). *Globulina-p de amaranto: Análisis de estructura y homología con otras proteínas de reserva* [Tesis doctoral]. Universidad Nacional de la Plata.
- Ramos, O. J. (2009). *Detección de péptidos de Lupino similares a lomasina de soya* [Tesis de maestría, Instituto Politécnico Nacional]. Repositorio Digital IPN . <http://www.repositoriodigital.ipn.mx/handle/123456789/7217>.
- Raya, J., Aguirre, C., Tapia, R., Ramírez, J., & Covarrubias, J. (2012). Caracterización de las proteínas de reserva y composición mineral de la semilla de capulín (*Prunus serotina*). *Polibotánica*, 34, 223-335.

- Repo, R. (1988). *Cultivos andinos: importancia nutricional y posibilidades de procesamiento*. Centro de Estudios Rurales Andinos Bartolomé de las Casas.
- Repo, R. (2014). *Valor nutricional y compuestos bioactivos en los cultivos andinos. Redescubriendo los tesoros olvidados*. Fondo Editorial - UNALM.
- Repo, R., Espinoza, C., & Jacobsen, S. (2003). Nutritional Value and Use of the Andean crops quinoa (*Chenopodium quinoa*) and Kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*). *Food Reviews International*, 19(1-2), 179-189.
- Reyes, E. A. (2006). Componente nutricional de diferentes variedades de quinua de la región andina. *AVANCES Investigación en Ingeniería*, 5, 86-97.
- Risi, J., & Galwey, N. (1984). The *Chenopodium* grains of the Andes: Inca crops for modern agriculture. *Advances in Applied Biology*, 10, 145-216.
- Rojas, F. (1998). *Análisis de la diversidad genética del germoplasma de quinua (Chenopodium quinoa Willd.) de Bolivia, mediante métodos multivariados*. Universidad Austral de Chile.
- Rojas, W., Pinto, M., & Soto, J. L. (2010). Distribución geográfica y variabilidad genética. *Bioversity International*, 23, 11-13.
- Rojas, W., Vargas, A., & Pinto, M. (2016). La diversidad genética de la quinua: potenciales usos en el mejoramiento y agroindustria. *Revista de Investigación e Innovación Agropecuaria y de Recursos Naturales*, 3(2), 114-124.
- Rosas, A. M. (2015). *Formulación, evaluación y vida útil de una pasta seca alimenticia de harina de arroz *Oriza sativa*, enriquecidas con harinas de quinua *Chenopodium quinoa* y kiwicha *Amaranthus caudatus** [Tesis de pregrado, Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo]. <https://hdl.handle.net/20.500.12893/150>.
- Sheoran, I., Olson, D. J., Ross, A., & Sawhney, V. K. (2005). Proteome analysis of embryo and endosperm from germinating tomato seeds. *Proteomics*, 5(14), 3752-3764.
- Silva, C. (2007). *Caracterización fisicoquímica y nutracéutica de amaranto (*Amaranthus hypochondriacus*) cultivado en San Luis Potosí* [Tesis de pregrado]. Instituto Potosino de Investigación científica y tecnológica, A.C.
- Slanac, A., Sgroppo, S., Kucseva, C., & Balbuena, O. (2014). Caracterización electroforética de proteínas de la "paja amarilla" (*Sorghastrum setosum*) incubada en rumen de bovinos. *Revista Veterinaria, publicación oficial de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad Nacional del Nordeste*, 25(2), 120-125.
- Soto, E., Attoma, L., & Torres, J. E. (2015). *El mercado y la producción de quinua en el Perú*. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA).
- Soto, M., Allende, R., & Romero, V. L. (2020). Estudio comparativo en rendimiento y calidad de 12 variedades de quinua orgánica en la comunidad campesina de San Antonio de Manallasac, Ayacucho. *Revista Campus de la Facultad de Ingeniería y Arquitectura de la Universidad de San Martín de Porres*, 25(29), 57-66.
- Tapia, I. L., Taco, D. R., & Taco, V. J. (2016). Aislamiento de proteínas de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) variedad INIAP Tunkahuan con remoción de compuestos fenólicos, para uso potencial en la nutrición y salud humanas. *Revista Facultad de Ciencias Químicas, Universidad Central del Ecuador, Quito*, 41(1), 71-80.
- Tapia, M. (2012). La quinua: historia, distribución geográfica, actual producción y usos. *Ambienta: La revista del Ministerio de Medio Ambiente*, 99, 104-119.

- Tapia, M., Gandarillas, H., Alandia, S., Cardozo, A., & Mujica, A. (1979). La quinua y la kañihua. Cultivos andinos. *Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas (IICA) y el Centro Internacional de Investigaciones para el Desarrollo (CIID)*.
- Toapanta, M. A. (2016). *Caracterización de aislados proteicos de quinua (Chenopodium quinoa Willd) y su digestibilidad gástrica y duodenal (in vitro)* [Tesis de Pregrado]. Universidad Técnica de Ambato.
- Toro, E. (1964). Estudios de variedades y especies de la quinua en el Perú. *Revista de la Universidad Técnica del Antiplano*, 1(2), 26-28.
- Vargas, P., Arteaga, R., & Cruz, L. (2019). Análisis bibliográfico sobre el potencial nutricional de la quinua (*Chenopodium quinoa*) como alimento funcional. *Centro azúcar*, 46(4), 89-100.
- Vicente, M. F. (2020). *Influencia del procesado térmico, de presión y enzimático sobre el potencial alergénico de frutos secos*. Universidad Autónoma de Madrid-INIA.
- Villacorta, S., & Talavera, V. (1976). Anatomía del grano de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd). *Anales Científicos, UNA*, 14, 39-45.
- Villanueva, O., & Arnao, I. (2007). Purificación de una proteína de 35 kDa rica en lisina, de la fracción albúmina de *Amaranthus caudatus* (kiwicha). *Anales de la Facultad de Medicina. Universidad Nacional Mayor de San Marcos*, 68 (4), 344-350.
- Wilson, H. D. (1990). Quinoa and Relatives (Chenopodium sect. Chenopodium subsect. Celluloid). *Economic Botany*, 44(3), 92-110.
- Yábar, C. (2003). *Manual de procedimientos de electroforesis para proteínas y ADN*. Ministerio de Salud, Instituto Nacional de Salud.

ANEXOS

Anexo 1. Constancia de identificación de la especie de *Chenopodium quinoa* Willd.

CONSTANCIA

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

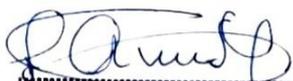
Que, la Bach. en Ciencias Biológicas, Srta. Carolina, FERNÁNDEZ FERNÁNDEZ, ha solicitado la identificación de una muestra vegetal para trabajo de tesis.

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

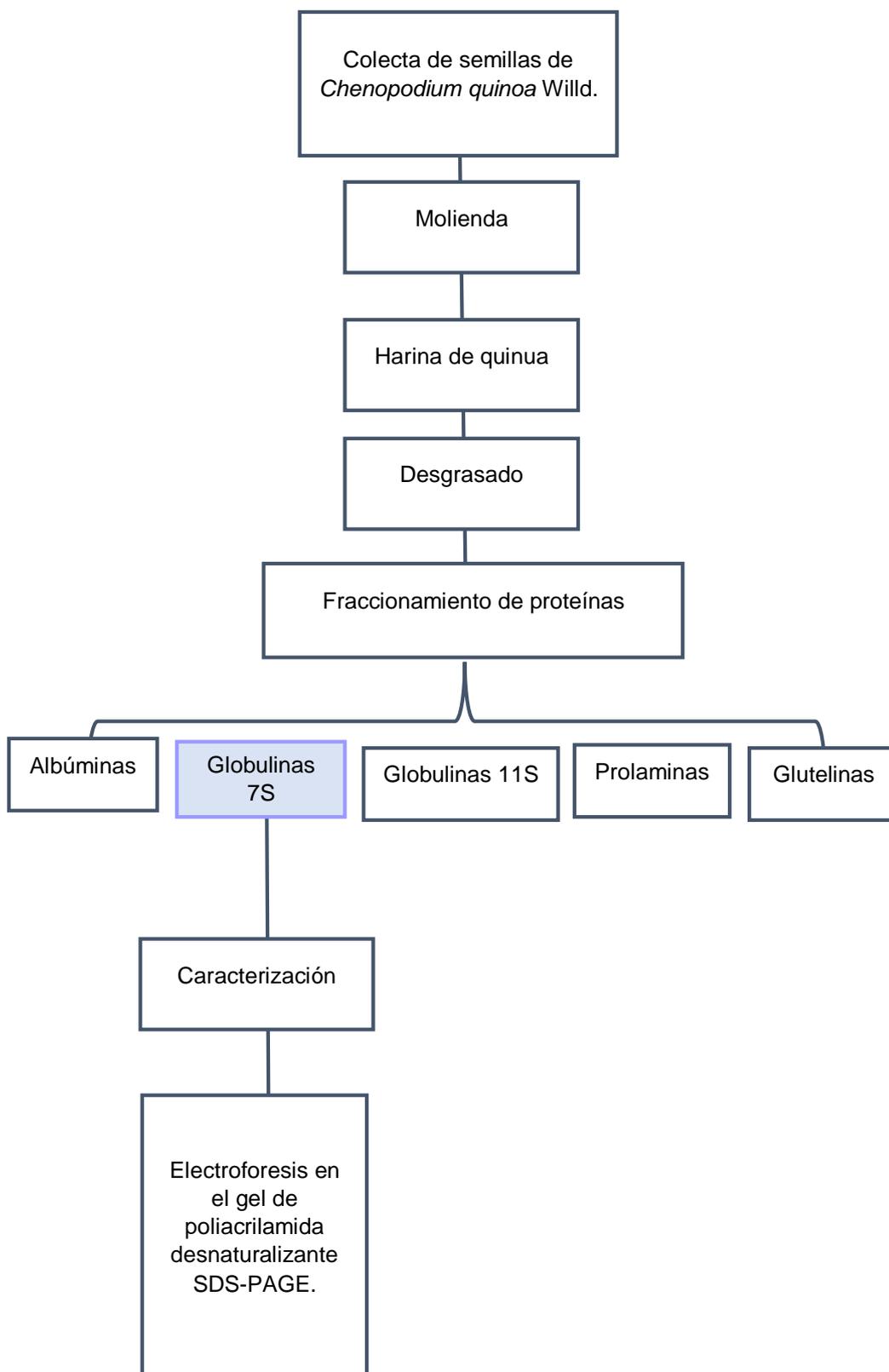
DIVISIÓN	:	MAGNOLIOPHYTA
CLASE	:	MAGNOLIOPSIDA
SUB CLASE	:	CARYOPHYLLIDAE
ORDEN	:	CARYOPHYLLALES
FAMILIA	:	CHENOPODIACEAE
GENERO	:	Chenopodium
ESPECIE	:	<i>Chenopodium quinoa</i> Willd.
N.V.	:	"quinua"
VARIEDADES	:	Blanca, Roja, Negra y Amarilla

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

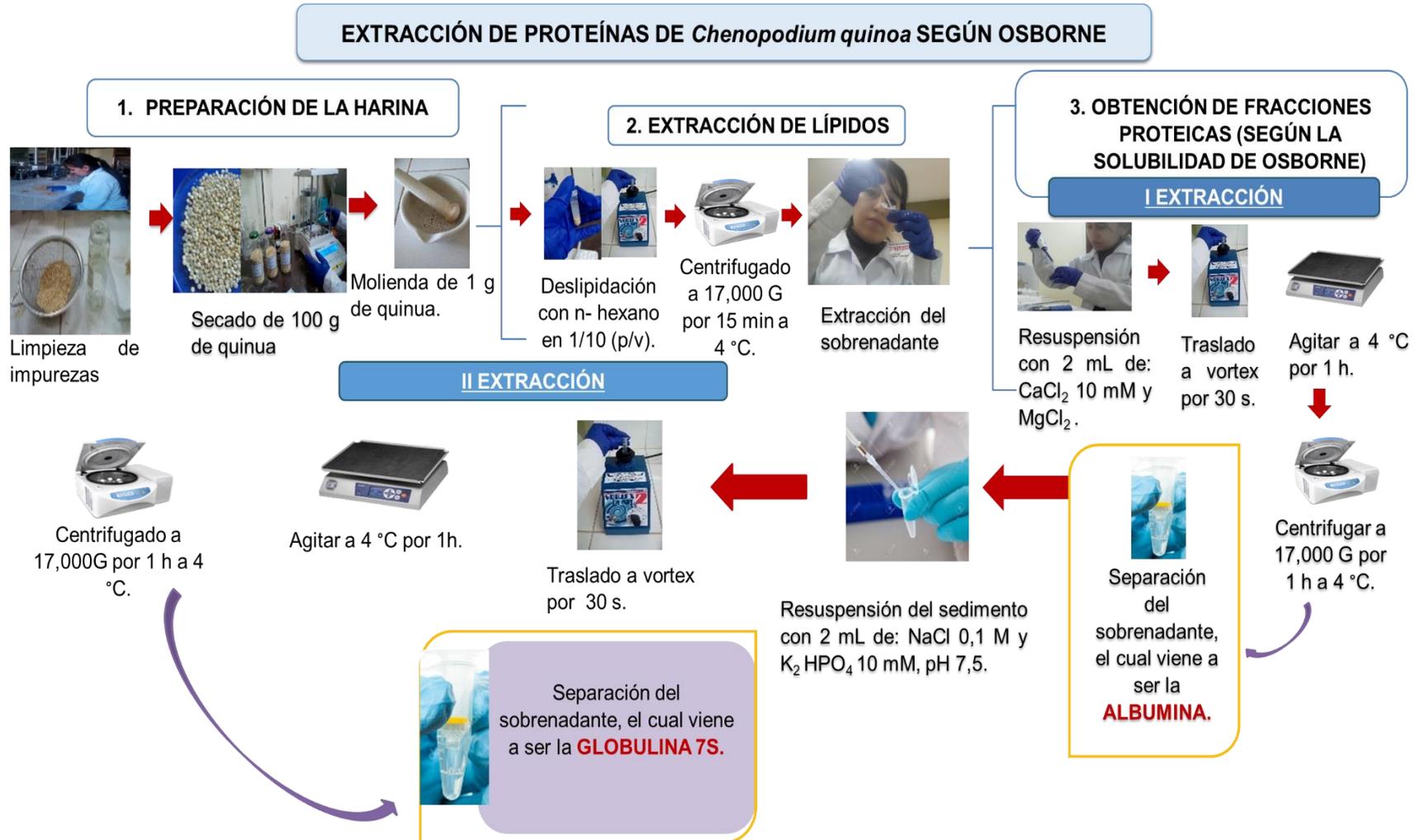
Ayacucho, 9 de Octubre del 2019


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

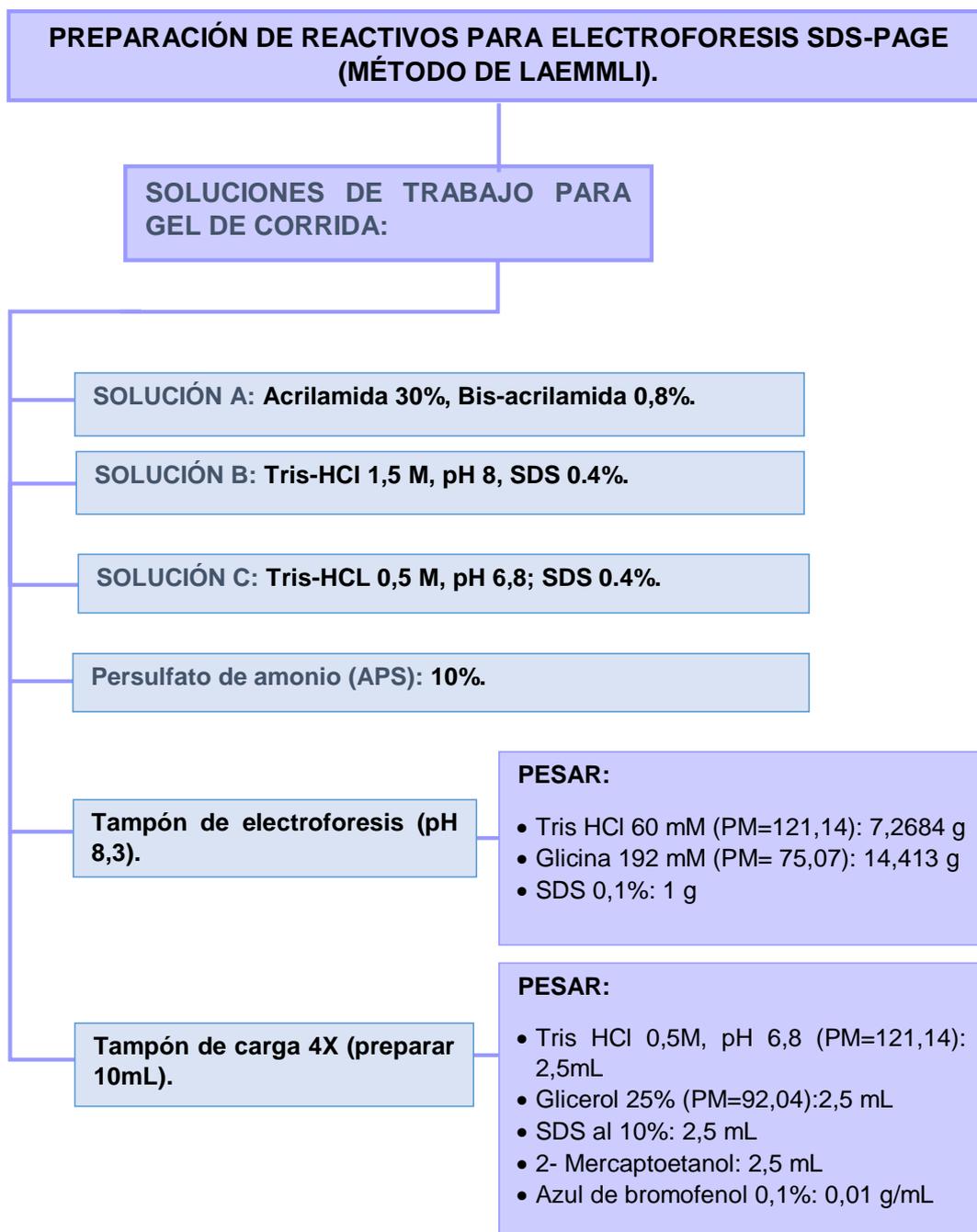
Anexo 2. Esquema de metodología del trabajo de tesis: Caracterización de globulinas 7S de cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd.



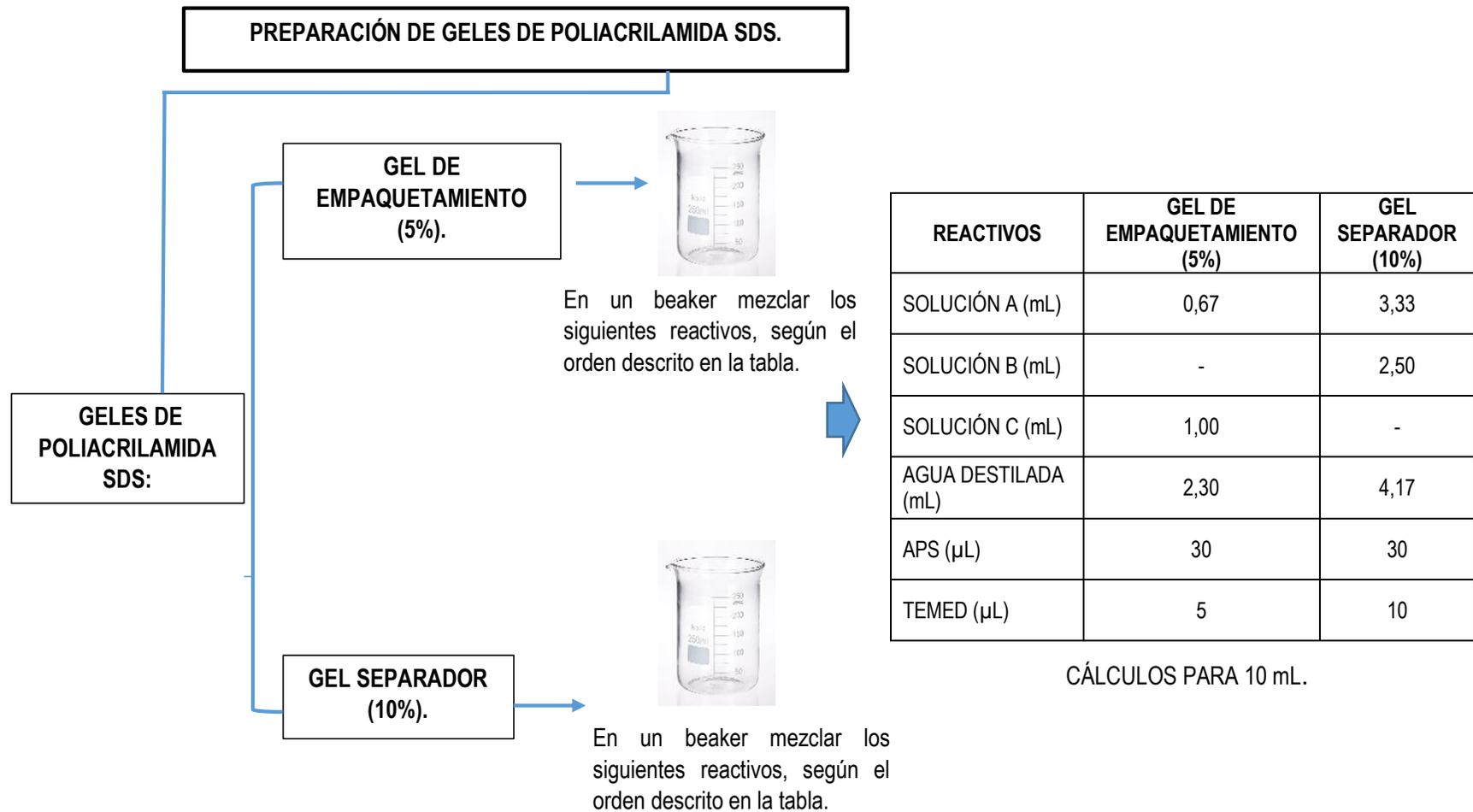
Anexo 3. Protocolo de fraccionamiento y extracción de proteínas de *Chenopodium quinoa* Willd según el método de Osborne.



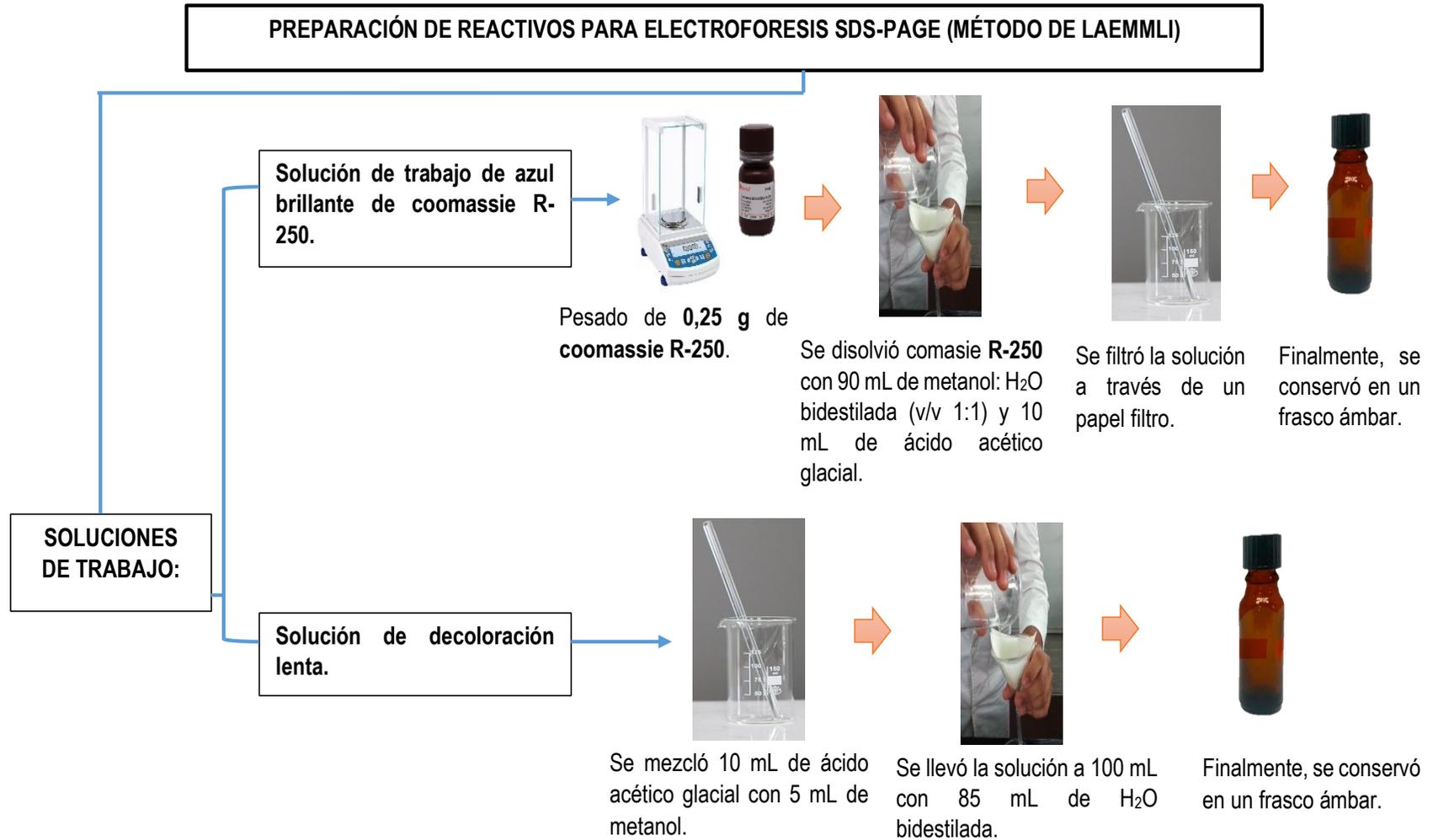
Anexo 4. Esquema para la preparación de reactivos de trabajo para el gel de corrida (Método Laemmli).



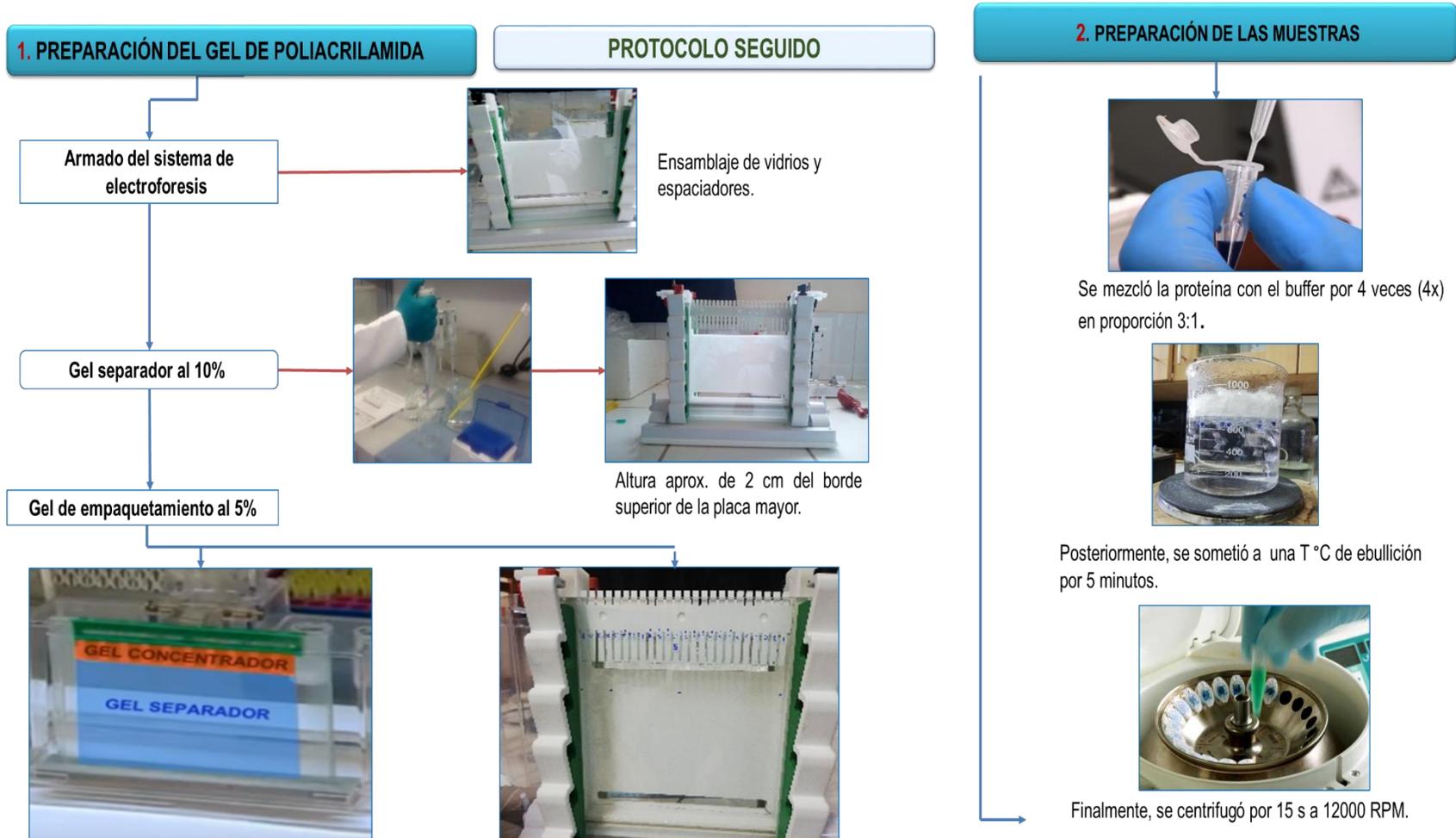
Anexo 5. Flujograma de preparación de reactivos para electroforesis y geles de poliacrilamida SDS-PAGE.



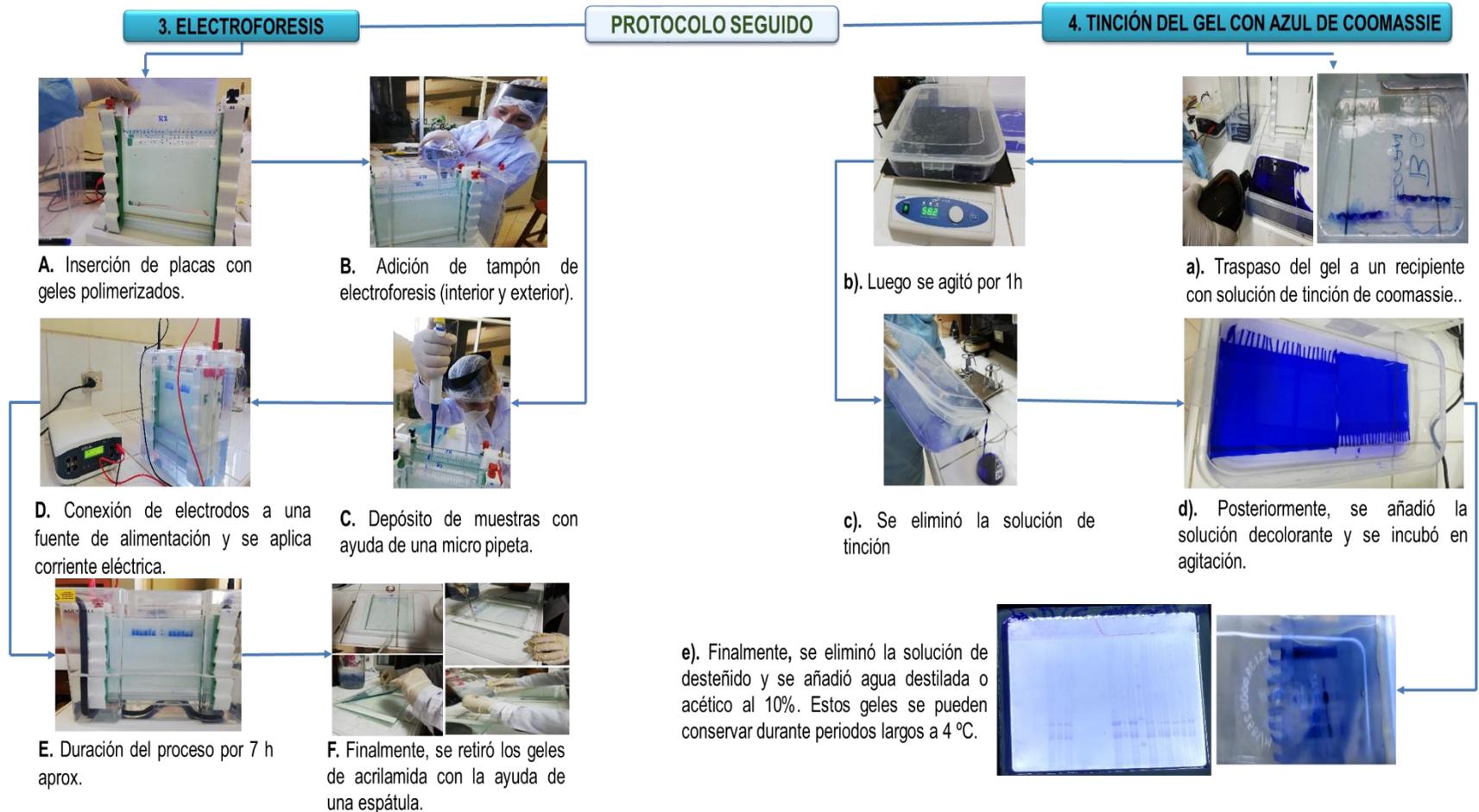
Anexo 6. Preparación de reactivos para la coloración y decoloración de geles para electroforesis SDS-PAGE (Método Laemmli).



Anexo 7. Flujograma de preparación de los geles de poliacrilamida y preparación de las muestras a cargar para la electroforesis.



Anexo 8. Flujograma de electroforesis de la fracción proteica globulinas 7S de *Chenopodium quinoa* Willd.

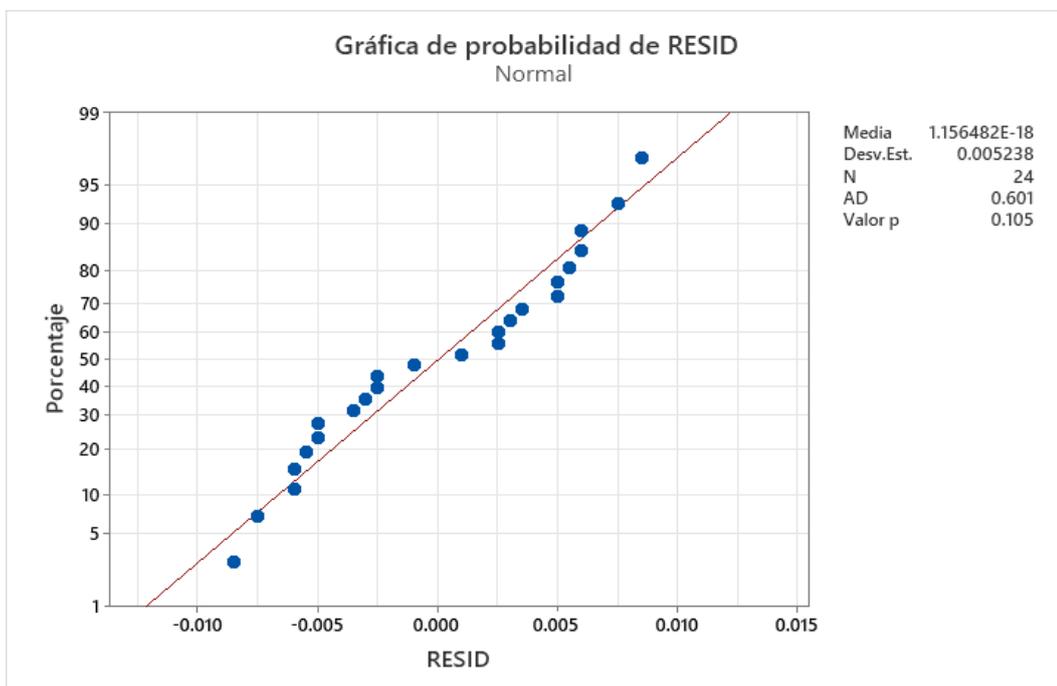


Anexo 9. Datos del peso de la fracción proteica globulinas 7S (pellet) obtenidos de *Chenopodium quinoa* Willd.

Distrito	Accesión	Peso de Globulinas 7S (mg%)
Acos Vinchos	Blanca	19,00 ± 7,07
	Amarilla	19,00 ± 4,24
	Roja	20,50 ± 12,02
	Negra	13,50 ± 3,54
Acocro	Blanca	13,50 ± 3,54
	Amarilla	29,00 ± 1,41
	Roja	22,50 ± 10,61
	Negra	16,00 ± 7,07
Chiara	Blanca	22,50 ± 7,78
	Amarilla	28,00 ± 8,49
	Roja	22,00 ± 8,49
	Negra	14,50 ± 4,95

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

Anexo 10. Análisis de varianza de residuales, prueba de normalidad de Anderson-Darling y prueba de homogeneidad de varianzas para peso de pellet de la fracción proteica globulinas 7S obtenidas de las accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara.



Prueba de normalidad

Método	Estadística de prueba	Valor p
Anderson-Darling	0,601	0,105

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
Accesiones	11	0,000589	0,000054	1,02	0,485
Error	12	0,000631	0,000053		
Total	23	0,00122			

Anexo 11. Comparación de medias de pesos pellet por Tukey de la fracción globulinas 7S obtenidas de las accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de *Chenopodium quinoa* Willd de los distritos de Acos Vinchos, Acocro y Chiara.

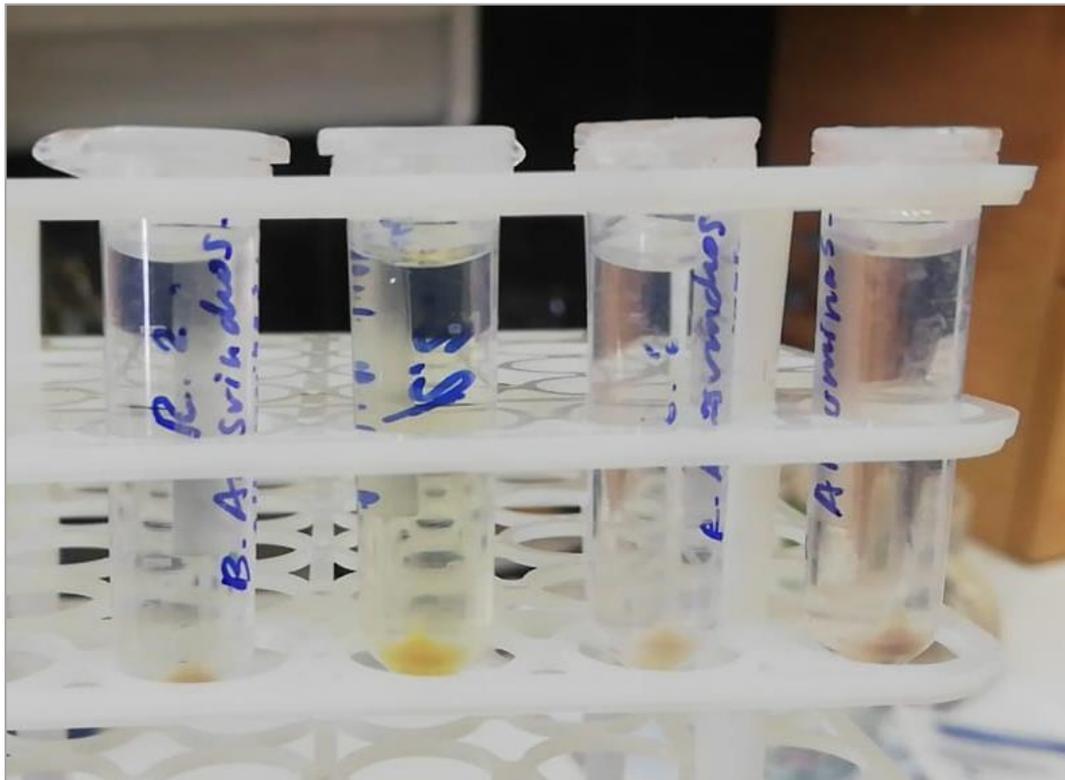
Comparaciones en parejas de Tukey

Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%			
Accesiones	N	Media	Agrupación
Amarilla- Acocro	2	0,0290	A
Amarilla- Chiara	2	0,0280	A
Blanca- Chiara	2	0,0225	A
Roja- Acocro	2	0,0225	A
Roja- Chiara	2	0,0220	A
Roja- Acos Vinchos	2	0,0205	A
Blanca- Acos Vinchos	2	0,0190	A
Amarilla- Acos Vinchos	2	0,0190	A
Negra- Acocro	2	0,0160	A
Negra- Chiara	2	0,0145	A
Negra- Acos Vinchos	2	0,0135	A
Blanca- Acocro	2	0,0135	A

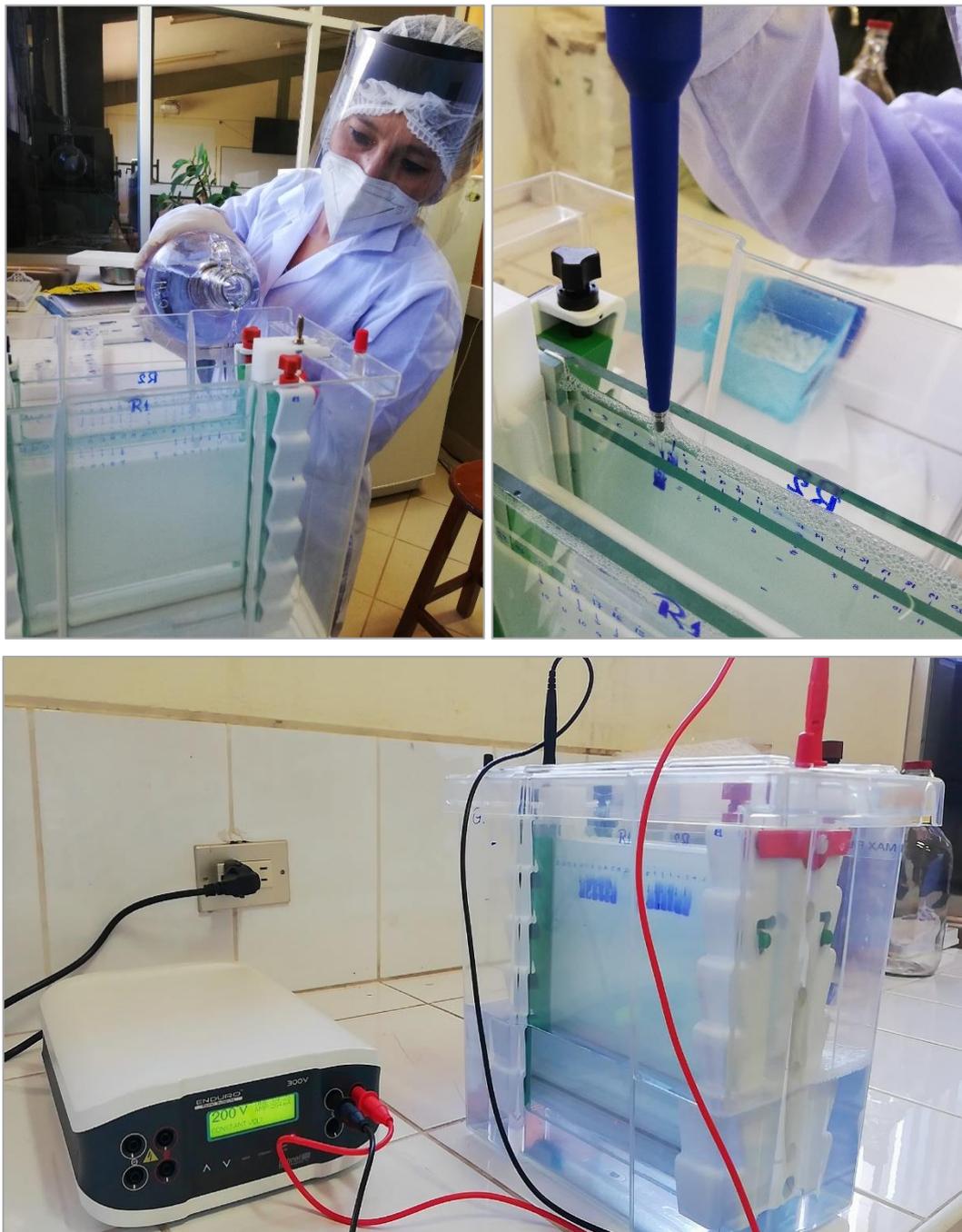
Anexo 12. Extracción de globulinas 7S de *Chenopodium quinoa* Willd por el método de Osborne.



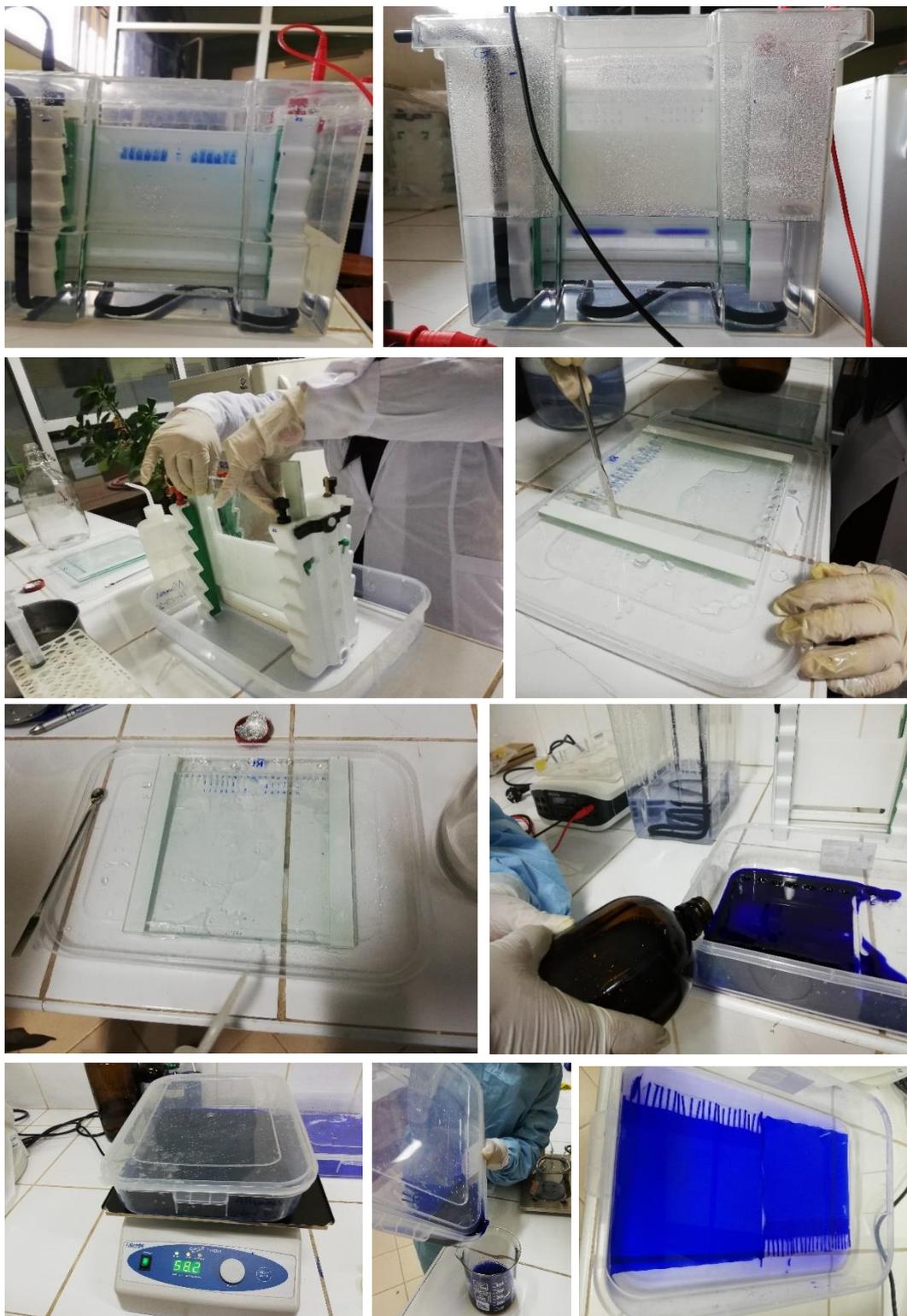
Anexo 13. Pellet de globulinas 7S de *Chenopodium quinoa* Willd obtenido por el método de Osborne.



Anexo 14. Electroforesis en gel de poliacrilamida (PAGE) con dodecilsulfato sódico (SDS) de la fracción globulinas 7S de *Chenopodium quinoa* Willd.

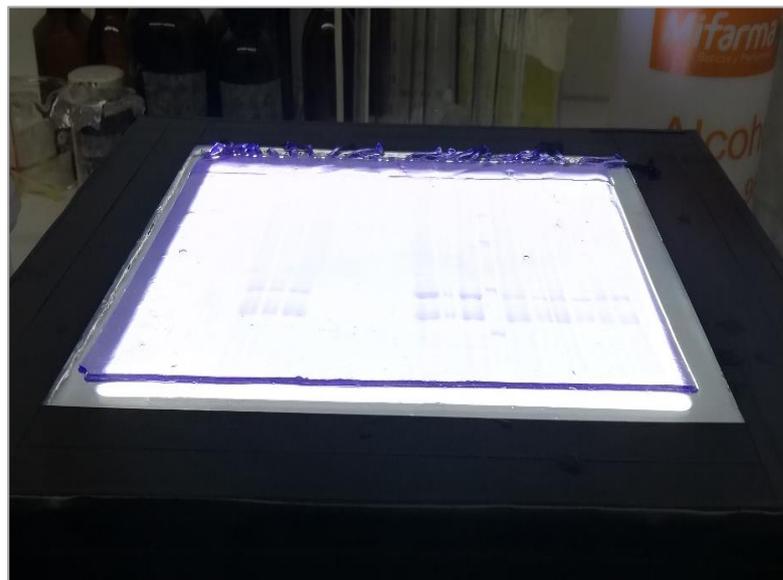


Anexo 15. Corrida de geles de poliacrilamida (PAGE) con dodecilsulfato sódico (SDS) de la fracción globulinas 7S de *Chenopodium quinoa* Willd.

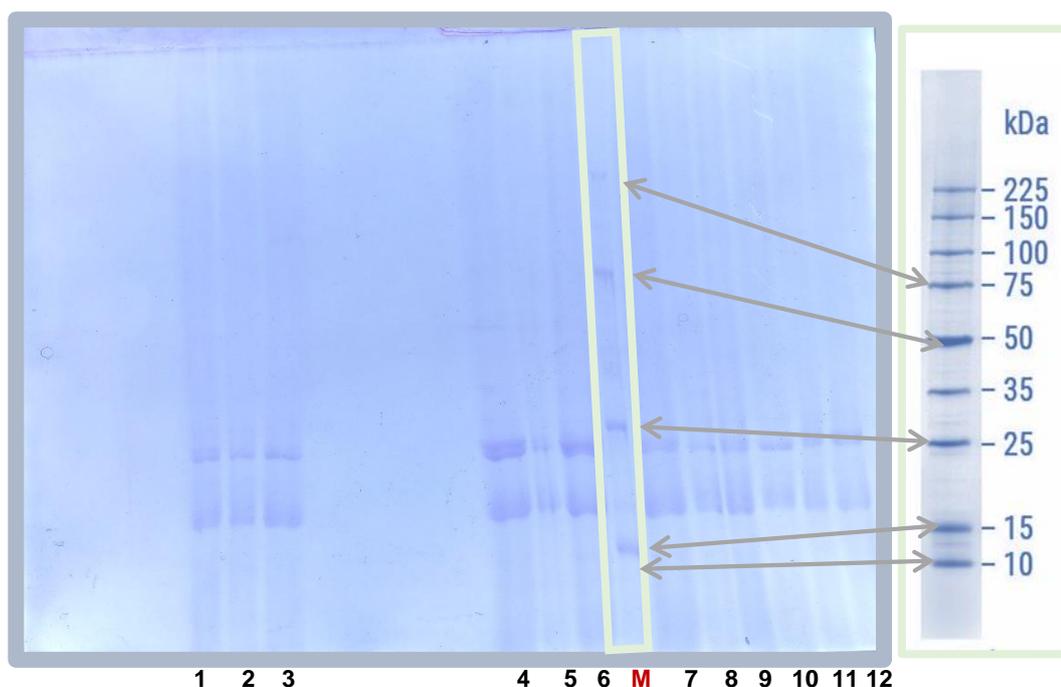


Corrida de geles a 200 V hasta que la línea de corrida llegue al extremo inferior del gel. Las bandas se visualizaron coloreándolas con azul de coomassie y se decoloraron.

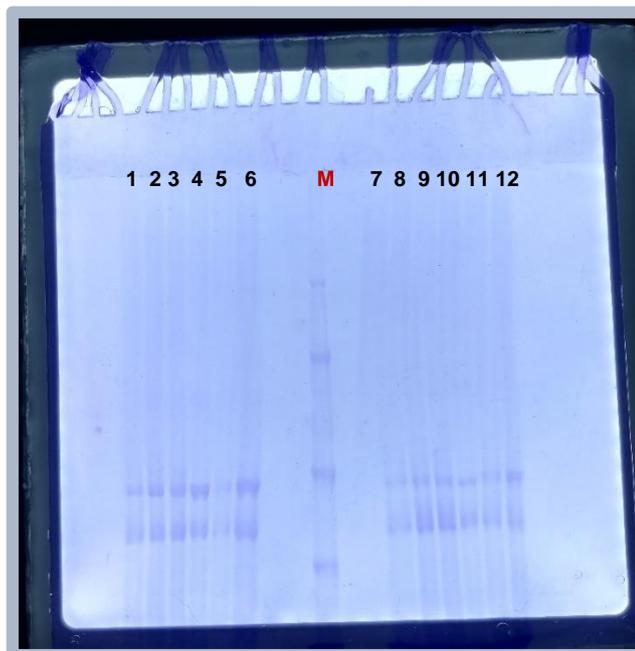
Anexo 16. Lectura de las bandas correspondientes a las globulinas 7S mediante un dispositivo de iluminación.



Anexo 17. Perfil electroforético de “Globulinas 7S” de *Chenopodium quinoa* Willd.

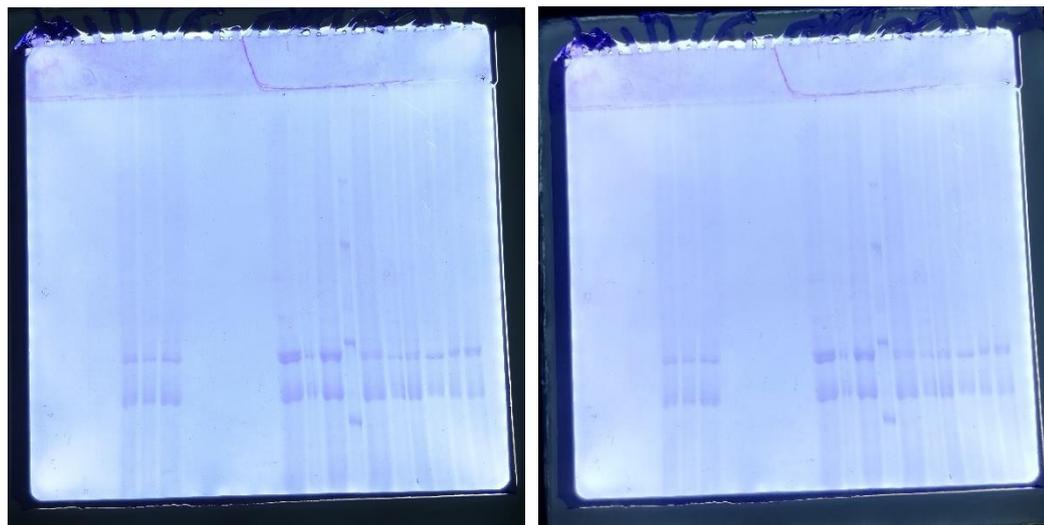


M: Marcador molecular Broad Range Protein Molecular Weight Markers, con un rango de 10 a 225 kDa. Carril 1. Blanca Acos Vinchos, carril 2. Blanca Acocro, carril 3. Blanca Chiara, carril 4. Amarilla Acos Vinchos, carril 5. Amarilla Acocro, carril 6. Amarilla Chiara, carril 7. Roja Acos Vinchos, carril 8. Roja Acocro, carril 9. Roja Chiara, carril 10. Negra Acos Vinchos, carril 11. Negra Acocro y carril 12. Negra Chiara. (Replica 1).



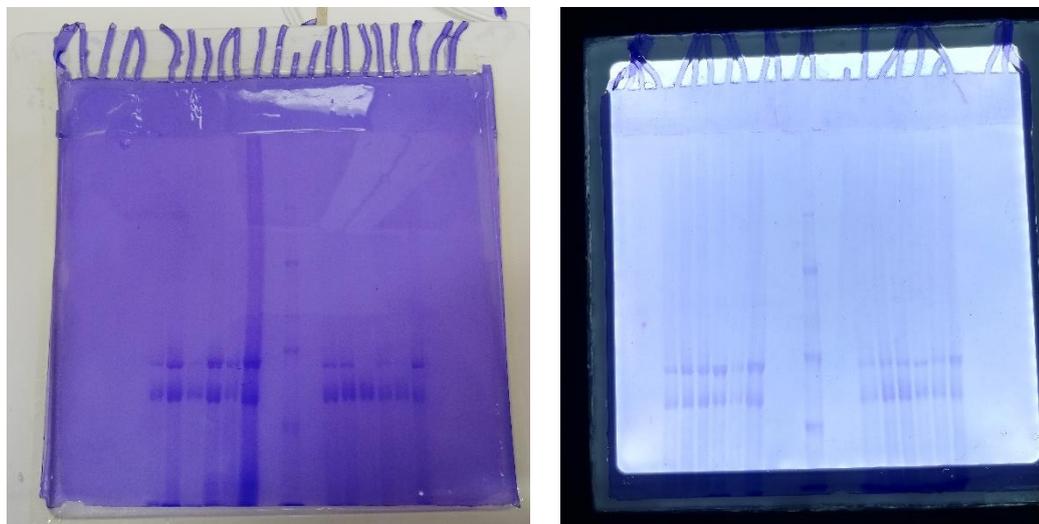
Carril 1. Blanca Acos Vinchos, carril 2. Blanca Acocro, carril 3. Blanca Chiara, carril 4. Amarilla Acos Vinchos, carril 5. Amarilla Acocro, carril 6. Amarilla Chiara, carril 7. Roja Acos Vinchos, carril 8. Roja Acocro, carril 9. Roja Chiara, carril 10. Negra Acos Vinchos, carril 11. Negra Acocro y carril 12. Negra Chiara. (Replica 2).

Anexo 18. Análisis SDS-PAGE de “Globulinas 7S” de *Chenopodium quinoa* Willd.



A

B

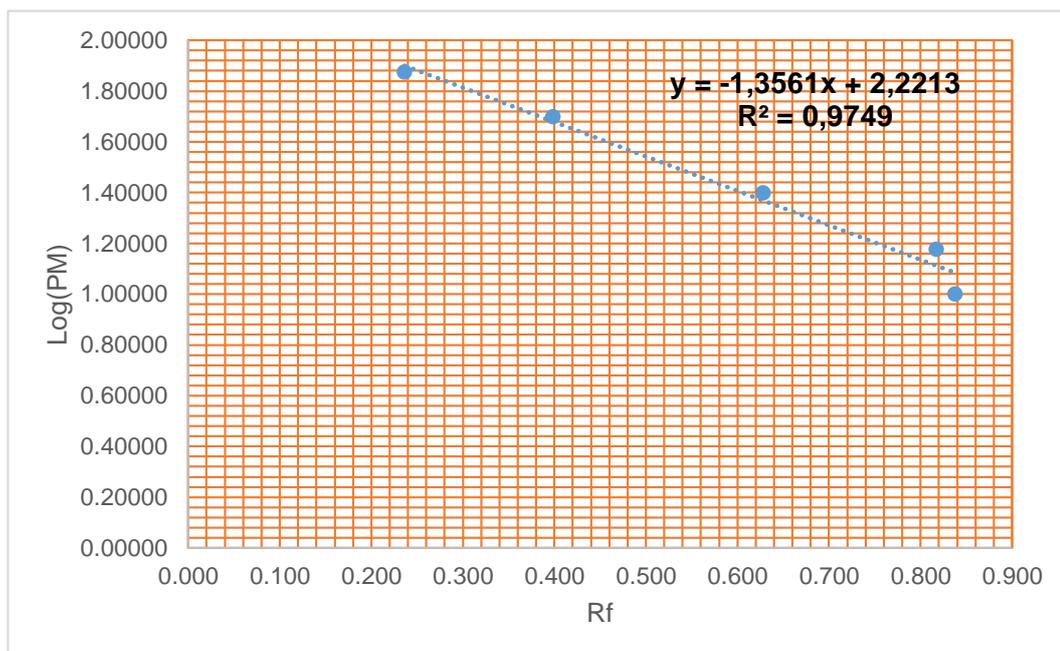


C

D

Perfil electroforético de la fracción de globulinas 7S. A y B: Replica 1, C y D: Replica 2.

Anexo 19. Determinación de peso molecular de la fracción proteica “Globulinas 7S” 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 20. Matriz de consistencia.

Título: Contenido de globulinas de cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd, Ayacucho 2018.

AUTOR: Bach. Carolina Fernández Fernández.

ASESORA: Dra. Roberta Brita ANAYA GONZALEZ

PROBLEMA	OBJETIVOS	MARCO TEÓRICO	HIPÓTESIS	VARIABLES	METODOLOGÍA
¿Cuál será el perfil electroforético de globulinas 7S de cuatro accesiones de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd?	<p>Objetivos generales:</p> <p>Fraccionar y caracterizar electroforéticamente la proteína de reserva (Globulina 7S) de cuatro accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara), Ayacucho.</p> <p>Objetivos específicos:</p> <ol style="list-style-type: none"> 1. Obtener la fracción proteica (Globulina 7S) de cuatro accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara), Ayacucho. 2. Determinar el peso molecular de las (Globulinas 7S) de cuatro accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara), Ayacucho. 3. Comparar el peso molecular de globulinas 7S de cuatro accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd de los distritos de (Acos Vinchos, Acocro y Chiara), Ayacucho. 	<p>II. MARCO TEÓRICO</p> <ol style="list-style-type: none"> 2.1. Antecedentes 2.2. Marco conceptual 2.3. Bases teóricas <ol style="list-style-type: none"> 2.3.1. Quinoa (<i>Chenopodium quinoa</i>) <ol style="list-style-type: none"> 2.3.1.1. Origen e Historia 2.3.1.2. Distribución 2.3.1.3. Datos del cultivo 2.3.1.4. Cultivo de quinua en el Perú 2.3.1.5. Producción de quinua en el Perú 2.3.1.6. Diversidad genética y accesiones de quinua 2.3.1.7. Importancia del cultivo 2.3.1.8. Clasificación taxonómica 2.3.1.9. Descripción botánica 2.3.1.10. Descripción de la semilla 2.3.1.11. Desarrollo fenológico 2.3.1.12. Valor nutritivo y Composición química del grano de quinua 2.3.1.13. Proteínas 2.3.2. Proteínas de reserva 2.3.3. Globulinas 2.3.4. Electroforesis <ol style="list-style-type: none"> 2.3.4.1. Determinación de la pureza y del peso molecular de las proteínas por electroforesis en poliacrilamida y dodecil sulfato sódico (SDS-PAGE) 	<p>Las globulinas 7S podrían tener PM comunes en las distintas accesiones de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd.</p>	<p>Variable independiente: Tipo de investigación:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Semillas de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd "quinua" <p>Indicadores:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Accesiones (blanca, amarilla, roja y negra) de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd "quinua" <p>Variable dependiente:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Perfil electroforético de globulinas 7S <p>Indicadores:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Perfil electroforético (PM). 	<p>Nivel de investigación:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Básica - Descriptivo <p>Diseño de investigación:</p> <ul style="list-style-type: none"> - No Experimental-Transversal <p>Enfoque:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Cuantitativo <p>Método:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Deductivo <p>Muestreo:</p> <ul style="list-style-type: none"> - Población: semillas de cuatro accesiones de <i>Chenopodium quinoa</i>. - Muestra: 500 g de semillas de cuatro accesiones de quinua (blanca, amarilla, roja y negra) - Muestreo: Por conveniencia. <p>Técnicas:</p> <ul style="list-style-type: none"> - observación - experimental <p>Instrumentos:</p> <ul style="list-style-type: none"> - equipos (equipo de electroforesis, estufa, etc.) - reactivos

**UNSCH**FACULTAD DE
CIENCIAS BIOLÓGICAS

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS
Bach. CAROLINA FERNANDEZ FERNANDEZ
RESOLUCIÓN DECANAL N°- 278-2023-UNSCH-FCB-D

En la ciudad de Ayacucho, siendo las cuatro y diez de la tarde del veintiuno de diciembre del año dos mil veintitrés; 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 Dr. Gilmar PEÑA ROJAS con Memorando N° 288-2023-UNSCH(IN)-FCB, con fecha veintiuno de diciembre del dos mil veintitrés; Dr. Raúl Antonio MAMANI AYCACHI (Miembro-Jurado); Dra. Roberta Brita ANAYA GONZÁLEZ (Miembro-Asesor); Blgo. Tomas Yuret MIRANDA TOMASEVICH (Miembro 4to. Jurado); actuando como secretario docente el Mg. Jime Jack RIVERA VILLAR; para presenciar la sustentación de tesis titulada: "**Contenido de globulinas de cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd, Ayacucho 2018**"; presentado por la Bach. CAROLINA FERNANDEZ FERNANDEZ; el presidente encargado luego de verificar la documentación presentada, indicó al secretario docente dar lectura a la documentación generada que refrenda el presente acto académico, luego de ello dispuso el inicio al acto de sustentación, indicando a la sustentante que dispone de cuarenta y cinco minutos para exponer su trabajo de investigación tal como establece el Reglamento de Grados y Títulos de la Escuela Profesional de Biología. 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 para que los miembros del jurado evaluador puedan realizar las deliberaciones y calificaciones; cuyos resultados son los que se consignan a continuación:

Miembros del Jurado Evaluador	Exposición	Respuesta/preguntas	Promedio
Dr. Gilmar PEÑA ROJAS	17	15	16
Dr. Raúl Antonio MAMANI AYCACHI	17	16	17
Blgo. Tomas Yuret MIRANDA TOMASEVICH	18	17	18
PROMEDIO FINAL			17

La sustentante alcanzó el promedio de 17 aprobatorio. Acto seguido, el presidente autorizó el ingreso de la sustentante y el público al Auditorio dando a conocer los resultados e indicando que de este modo se da por finalizado el presente acto académico, siendo las seis y treinta p.m., firmando al pie del presente en señal de conformidad.



Dr. Gilmar PEÑA ROJAS
Presidente (e)



Dr. Raúl Antonio MAMANI AYCACHI
Miembro - Jurado



Dra. Roberta Brita ANAYA GONZÁLEZ
Miembro - Asesora



Blgo. Tomas Yuret MIRANDA TOMASEVICH
Miembro - 4to Jurado



Mg. Jime Jack RIVERA VILLAR
Secretario - Docente



FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA

DECANATURA - ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA

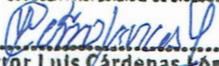
CONSTANCIA DE ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE TESIS

N° 25-2024-FCB-D

Yo, VÍCTOR LUIS CÁRDENAS LÓPEZ, 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: **Contenido de globulinas de cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd, Ayacucho 2018 by CAROLINA FERNANDEZ FERNANDEZ**; 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-C.

En tal sentido, 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, 7 de marzo de 2024.


UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL DE HUAMANGA
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA


Dr. Víctor Luis Cárdenas López
DIRECTOR

Contenido de globulinas de cuatro accesiones de Chenopodium quinoa Willd, Ayacucho 2018

by CAROLINA FERNANDEZ FERNANDEZ

Submission date: 07-Mar-2024 04:07PM (UTC-0500)

Submission ID: 2314549604

File name: RN_NDEZ-FERN_NDEZ-Carolina-pregrado_Tesis-2024_TURNITIN_PDF.pdf (1.39M)

Word count: 15750

Character count: 80920

Contenido de globulinas de cuatro accesiones de Chenopodium quinoa Willd, Ayacucho 2018

ORIGINALITY REPORT

18% SIMILARITY INDEX	18% INTERNET SOURCES	3% PUBLICATIONS	7% STUDENT PAPERS
--------------------------------	--------------------------------	---------------------------	-----------------------------

PRIMARY SOURCES

1	pt.scribd.com Internet Source	2%
2	tesis.ucsm.edu.pe Internet Source	2%
3	hdl.handle.net Internet Source	2%
4	docplayer.es Internet Source	2%
5	www.scielo.org.bo Internet Source	1%
6	1library.co Internet Source	1%
7	repositorio.iica.int Internet Source	1%
8	repositorio.uta.edu.ec Internet Source	1%
9	Submitted to Universidad Nacional Agraria La Molina	1%

10	www.ucla.edu.ve Internet Source	1 %
11	revistasinvestigacion.unmsm.edu.pe Internet Source	1 %
12	idoc.pub Internet Source	1 %
13	Submitted to Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga Student Paper	<1 %
14	Carina Cordero, Alfredo De Jesus Jarma Orozco. "Productos de la asimilación del nitrato se depositan en las plantas como proteínas de almacenamiento", Temas Agrarios, 2011 Publication	<1 %
15	repositorio.unsch.edu.pe Internet Source	<1 %
16	repositorio.lamolina.edu.pe Internet Source	<1 %
17	Submitted to Universidad Nacional de Barranca Student Paper	<1 %
18	pesquisa.bvsalud.org Internet Source	<1 %

19 www.uniagraria.edu.co <1 %
Internet Source

20 bioted.es <1 %
Internet Source

21 Submitted to ueb <1 %
Student Paper

22 www.scielo.org.ve <1 %
Internet Source

23 www.scribd.com <1 %
Internet Source

24 www.buenastareas.com <1 %
Internet Source

Exclude quotes On

Exclude matches < 30 words

Exclude bibliography On