

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA**

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA



TESIS:

**Proteínas de reserva en diferentes tiempos de germinación de
Chenopodium quinoa Willd. “quinua”, Ayacucho 2024**

Para optar el título profesional de:
BIÓLOGO, ESPECIALIDAD: BIOTECNOLOGÍA

PRESENTADO POR:
Bach. Ervin Rofield RAMIREZ PALACIOS

ASESORA:
Dra. Roberta Brita ANAYA GONZALES

COASESOR:
Mg. Reynán CONDOR ALARCÓN

AYACUCHO - PERÚ

2025

A mi padre, Fredy Ramírez Valdez, y a mi madre, Ernestina Palacios Gamboa, por su amor incondicional, esfuerzo constante y guía a lo largo de mi vida. Y de manera muy especial, a mi hermano Yuval Ramírez Palacios, quien con su ejemplo y fortaleza me enseñó que nunca hay que rendirse, incluso en los momentos más difíciles.

AGRADECIMIENTO

A la Real y Pontificia Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, por formarme íntegramente como profesional.

A los docentes de la Facultad de Ciencias Biológicas, que me compartieron sus conocimientos científicos y valores generando en mí un espíritu de innovación e investigación.

Al Laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga que me permitió el uso de los equipos y sus instalaciones para poder concretar esta investigación.

A la Dra, Roberta Brita Anaya González, quien cumplió como docente asesora de la presente tesis, por su guía, apoyo y dedicación en la ejecución de este trabajo de tesis.

Al Mg, Reynán Cóndor Alarcón, por su rol como co-asesor y sobre todo por su paciencia, disposición y asesorías en el área de la estadística en la investigación.

A mi amigo Antonio Borda Lizarbe, quién me inculcó a realizar el proyecto, por su paciencia y apoyo incondicional se logró la ejecución del trabajo en el tiempo planificado.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
AGRADECIMIENTO	iii
ÍNDICE GENERAL	iv
ÍNDICE DE TABLAS	v
ÍNDICE DE FIGURAS	vii
RESUMEN	viii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	3
2.1. Antecedentes	3
2.2 Marco Conceptual	5
2.3 Bases teóricas	6
III. MATERIALES Y MÉTODOS	18
3.1. Ubicación	18
3.1.1.Ubicación geográfica	18
3.2. Población	18
3.4. Procesamiento de la muestra	18
3.5. Análisis estadístico	21
IV. RESULTADOS	22
V. DISCUSIÓN	40
VI. CONCLUSIONES	47
VII. RECOMENDACIONES	48
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	49
ANEXOS	54

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1. Variedades de quinua más comerciales en el Perú	7
Tabla 2. Perfil de aminoácidos de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. "quinua"	11
Tabla 3. Cuantificación de albúminas de los tres cultivares <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. "quinua" a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144 horas), Ayacucho 2024.	23
Tabla 4. Cuantificación de globulinas 7S de los tres cultivares <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. "quinua" a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144 horas), Ayacucho 2024.	24
Tabla 5. Cuantificación de globulinas 11S de los tres cultivares <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. "quinua" a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144 horas), Ayacucho 2024.	25
Tabla 6. Cuantificación de prolaminas de los tres cultivares <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. "quinua" a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144 horas), Ayacucho 2024.	26
Tabla 7. Cuantificación de glutelinas de tres cultivares <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. "quinua" a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144 horas), Ayacucho 2024.	27
Tabla 8. ANOVA de un solo factor de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. "quinua blanca" (mg/kg) vs tiempo de germinación.	28
Tabla 9. ANOVA de un solo factor de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. "quinua negra" (mg/kg) vs tiempo de germinación.	29
Tabla 10. ANOVA de un solo factor de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. "quinua roja" (mg/kg) vs tiempo de germinación.	30
Tabla 11. Estimación de pesos moleculares de albúminas de tres cultivares de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. "quinua" (blanca, negra y roja) a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).	35
Tabla 12. Estimación de pesos moleculares de globulinas 7S de tres cultivares de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. "quinua" (blanca, negra y roja) a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).	36
Tabla 13. Estimación de pesos moleculares de globulinas 11S de tres cultivares de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. "quinua" (blanca,	

negra y roja) a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).	37
Tabla 14. Estimación de pesos moleculares de prolaminas de tres cultivares de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua” (blanca, negra y roja) a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).	38
Tabla 15. Estimación de pesos moleculares de glutelinas de tres cultivares de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua” (blanca, negra y roja) a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).	39

ÍNDICE DE FIGURAS

	<i>Pág.</i>
Figura 1. Linealidad experimental de la absorbancia del estándar BSA frente a la concentración ($\mu\text{g}/\mu\text{L}$).	22
Figura 2. Prueba post hoc de Tukey para el contenido de proteínas de reserva (albúminas, globulinas 7S, globulinas 11S, prolaminas y glutelinas) de quinua <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua blanca” a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).	31
Figura 3. Prueba post hoc de Tukey para el contenido de proteínas (albúminas, globulinas 7S, globulinas 11S, prolaminas y glutelinas) de reserva de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua negra” a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).	32
Figura 4. Prueba post hoc de Tukey para el contenido de proteínas de reserva (albúminas, globulinas 7S, globulinas 11S, prolaminas y glutelinas) de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua roja” a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).	33
Figura 5. Señalización de bandas en electroforesis SDS-PAGE de globulinas 7S de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua blanca”, carril 1, Std (marcador de proteína Broad Range); carril 2, 3 y 4, sin germinar (0h); carril 5, 6 y 7, germinado a 48h; carril 8, 9 y 10, germinado a 96h; carril 11, 12 y 13, germinado a 144h.	34

RESUMEN

La quinua es un pseudocereal originario de los Andes y es considerado uno de los alimentos más completos y balanceados por su alto valor nutricional. El presente estudio tuvo como objetivo evaluar la dinámica de las proteínas de reserva (albúminas, globulinas 7S y 11S, prolaminas y glutelinas) de tres cultivares de quinua (blanca, negra y roja) durante un periodo de germinación de seis días (0, 48, 96 y 144 horas). Las proteínas fueron extraídas secuencialmente y cuantificadas en miligramos por kilogramo (mg/kg), mientras que el análisis cualitativo se efectuó mediante electroforesis SDS-PAGE para determinar los pesos moleculares y sus subunidades asociadas. En cuanto al contenido de globulinas 7S y albúminas, los valores más altos se obtuvieron a las 48 horas de germinación en los cultivares pigmentados: 23,31 mg/kg (negra) y 16,44 mg/kg (roja) para globulinas 7S; 22,69 mg/kg (negra) y 15,88 mg/kg (roja) para albúminas. En el caso de las globulinas 11S, se observaron mejores resultados en los cultivares blanco y rojo sin germinar, con 17,12 mg/kg y 16,16 mg/kg, respectivamente. Por su parte, las prolaminas mantuvieron valores bajos: $\leq 8,16$ mg/kg (blanca), $\leq 7,24$ mg/kg (negra) y $\leq 4,15$ mg/kg (roja), lo que respalda su escasa presencia en la quinua. Finalmente, las glutelinas mostraron un comportamiento relativamente constante; sin embargo, el cultivar blanco germinado a las 144 horas alcanzó el valor más alto (30,61 mg/kg). El análisis electroforético permitió observar bandas entre 11 y 110 kDa, asociadas a las distintas fracciones proteicas y sus respectivas subunidades. Estos hallazgos demuestran la relación existente entre el tipo de cultivar y el tiempo de germinación en la movilización de proteínas de reserva, aportando información crucial sobre la germinación de la quinua como un proceso prometedor para mejorar su aprovechamiento nutricional y funcional en las industrias alimentaria y biotecnológica.

Palabras clave: *Chenopodium quinoa* Willd., proteínas de reserva, germinación, albúminas, globulinas, prolaminas, glutelinas, electroforesis.

I. INTRODUCCIÓN

Chenopodium quinoa Willd. “quinua” es un pseudocereal originario de los andes, que data sus orígenes en el Lago Titicaca, su distribución es muy amplia y son cultivados en naciones como Perú, Bolivia, Ecuador y el sur de Colombia (Huillca, 2019). Existe más de 3000 variedades que se destacan por sus propiedades nutricionales y su capacidad para adaptarse a diversas condiciones agroecológicas (Campos et al., 2022). Es uno de los alimentos más completos y balanceados, posee alto potencial en omega 3, 6 y 9, aminoácidos esenciales, vitaminas, minerales y proteínas en concentraciones de 12 a 21,3 % (INIA, 2013).

En los últimos años la producción de este grano se ha incrementado, tanto que en el 2013 fue nominado el año internacional de la quinua (FAO, 2024) en honor a las costumbres ancestrales de las comunidades andinas, logrando preservar el estado natural de la quinua como fuente de alimento para las generaciones actuales y posteriores. La quinua disminuye el riesgo de diversas enfermedades por lo que es un buen ejemplo de alimento funcional superior a muchos granos como el arroz y el trigo (Amit et al., 2021). En la actualidad más de 70 países están produciendo quinua, incluyendo Francia, Inglaterra, Suecia, Dinamarca, Holanda e Italia. Además, se está expandiendo con éxito en Kenia, India y los Estados Unidos; de esta forma la FAO y demás organizaciones propusieron como una estrategia viable para los países que sufren de inseguridad alimentaria, frente al desafío de aumentar la producción de alimentos de alta calidad para abastecer a una población mundial en constante crecimiento, en un escenario marcado por el cambio climático.

El alto valor nutritivo de la quinua está relacionado con su alta concentración de proteínas, las globulinas constituyen el 37 %, la albúmina un 35 %, la prolamina de 0,5 a 7 % y las glutelinas un 15 % de la proteína total (Dakhili et al., 2019). Sus

fracciones proteicas son superiores a las de otros cereales porque tienen más contenido de albúminas y globulinas, La composición de aminoácidos es diferente en cada fracción proteica, estas proteínas solubles, tienen la mayor cantidad de aminoácidos esenciales principalmente la lisina, dando un valor biológico excepcional frente a los demás (Zenteno, 2019). Estas se acumulan en grandes cantidades durante su maduración y desarrollo de la semilla y solo se encuentra almacenado en el cotiledón o endospermo y no en otros tejidos, que posteriormente se utilizan en la germinación y se vuelven mucho más aprovechables (Jara, 2017).

La germinación es la primera fase de desarrollo que realizan todas las semillas, en la quinua las semillas presentan cambios en sus componentes, ya que se utilizan los carbohidratos, lípidos y proteínas como fuentes de reservas para el desarrollo del eje embrionario (Chaparro et al., 2010) con un incremento en la activación de enzimas y aumentando las sustancias activas, todo este proceso mejora eficazmente el contenido de aminoácidos, flavonoides, polifenoles, fibra dietética, antioxidantes, vitamina E y otros compuestos bioactivos de este pseudocereal, por lo que llega a ser una fuente saludable y nutritiva (Soto & Cruz, 2024). Durante este proceso hay un incremento de proteína y mayor digestibilidad logrando un mejor aprovechamiento al ser suministrados como fuente de proteína en la alimentación humana (Chaparro et al., 2010). Es en este sentido que se busca ampliar la data y enriquecer los estudios de proteínas de origen vegetal mediante la germinación. Los objetivos del siguiente trabajo fueron:

Objetivo general:

Evaluar las proteínas de reserva en diferentes tiempos de germinación de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua”.

Objetivo específico:

1. Determinar el contenido de proteínas de reserva de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” en diferentes tiempos de germinación.
2. Determinar el perfil electroforético de proteínas de reserva de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” en diferentes tiempos de germinación.
3. Analizar el contenido de proteínas de reserva de los diferentes cultivares de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” en diferentes tiempos de germinación.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes

Taco (2016) realizó un aislamiento de proteínas de quinua ecuatoriana (*Chenopodium quinoa* Willd.) variedad INIAP Tunkahuan con remoción de compuestos fenólicos, para uso potencial en la nutrición y salud humana. Para ello se aisló mediante el método de precipitación isoeléctrica con y sin remoción de compuestos fenólicos. Evaluaron su potencial tecnológico, cuantificación de la proteína soluble y total, y compuestos fenólicos. Por el método de electroforesis en gel de poliacrilamida – sulfato dodecil de sodio (SDS-PAGE) se obtuvo el perfil electroforético. Como resultado obtenido, la quinua analizada presentó $14,15 \pm 0,28$ % de proteína; el aislado tiene $70,10 \pm 0,77$ % y $66,96 \pm 0,79$ mg BSA/mL de proteína total y soluble, respectivamente; estos resultados son independientes al procedimiento de extracción. El tratamiento previo con ácido eliminó de manera significativa los compuestos fenólicos, sin modificar la cantidad de proteínas aisladas ni la naturaleza de las proteínas extraídas, las cuales correspondieron principalmente a albúminas (66 kDa) y globulinas (55 kDa).

Tavano et al. (2022) evaluaron los perfiles de solubilidad de las proteínas del grano de quinua con un proceso completo para aislar las principales fracciones proteicas; albúminas, globulinas, prolaminas y glutelinas, que representaron el 26,96 %, 41,3 %, 1,7 % y 23,16 % respectivamente del contenido total de proteínas. A continuación, al digerir las fracciones con pepsina y pancreatina, los grados de hidrólisis alcanzados fueron del 26,62 % para las fracciones de globulinas no calentadas y del 38,97 % para las fracciones de glutelinas no calentadas, con la hidrólisis de la caseína del 33,73 %. Después del calentamiento, el grado de hidrólisis de las globulinas no varió significativamente de la caseína y aumentó a 34,7 %. Los

hallazgos confirmaron su buena susceptibilidad a la hidrólisis por enzimas digestivas, como se demostró en ensayos separados con pepsina, tripsina y quimotripsina.

Valenzuela et al. (2015) evaluaron las variaciones en las propiedades nutricionales ocasionadas por la germinación y cocción en tres variedades de *Chenopodium quinoa* Willd. (Salcedo INIA, Pasankalla y Negra Collana), mediante dos tratamientos: cocción (86 °C durante 15 minutos) y germinación (48 horas a 20 °C). Los resultados indicaron que la variedad Salcedo INIA presentó un incremento significativo en el contenido de carbohidratos tanto por cocción como por germinación, mientras que la variedad Pasankalla mostró mínimas variaciones en su composición nutricional. En contraste, la variedad Negra Collana evidenció una mejora en su valor nutricional, con un aumento significativo de cenizas y proteínas durante la germinación, aunque en menor medida por efecto de la cocción.

Moscoso et al. (2017) realizaron la fraccionación y caracterización de semillas de kañihua (variedades Ramis y Cupi-Sayhua) empleando cinco técnicas basadas en la solubilidad descrita por Osborne, con el objetivo de aislar albúminas, globulinas, prolaminas y glutelinas. Los resultados indicaron que el contenido proteico total ($p \leq 0,05$) de la harina de kañihua y sus fracciones fue superior en comparación con kiwicha y trigo. El mayor rendimiento porcentual ($p \leq 0,05$) durante una hora de extracción secuencial se obtuvo aplicando la técnica descrita por Rodríguez et al. para albúminas y glutelinas, y la técnica propuesta por Barba et al. para globulinas y prolaminas. En las variedades Ramis y Cupi-Sayhua se cuantificaron los siguientes valores: albúminas $15,4 \pm 0,3$ % y $15,8 \pm 0,3$ %; globulinas 7S $24,1 \pm 0,5$ % y $26,3 \pm 1,0$ %; globulinas 11S $25,7 \pm 1,0$ % y $26,7 \pm 1,0$ %; prolaminas $9,6 \pm 0,1$ % y $9,9 \pm 0,5$ %; glutelinas $22,9 \pm 0,1$ % y $21,5 \pm 1,4$ %, respectivamente. Asimismo, el análisis electroforético evidenció bandas con variación en peso molecular y cantidad. En conclusión, ambas variedades de kañihua presentaron un contenido proteico superior al de la kiwicha y el trigo, siendo la variedad Cupi-Sayhua la de mayor concentración.

Borda (2024) estudió cuatro accesiones de *Chenopodium quinoa* Willd. "quinua", determinando la concentración de prolaminas, por ello tuvo como objetivo de estudio la variabilidad de contenido (cuantificación y perfil electroforético) en las diferentes accesiones estudiadas. Empleó el método modificado de Osborne junto con la técnica SDS-PAGE para cuantificar el contenido de prolaminas. Los resultados obtenidos fueron: 0,051 mg/kg en la accesión negra y 1,629 mg/kg en la accesión amarilla, ambas procedentes de la localidad de Vilcas Huamán; 2,609 mg/kg en la

accesión amarilla y 1,221 mg/kg en la accesión roja, provenientes de la localidad de Acocro; y 0,378 mg/kg en la accesión blanca y 0,890 mg/kg en la accesión amarilla, ambas correspondientes a la localidad de Chiara. Estos valores indican que la mayor concentración de prolaminas se registró en las accesiones de Acocro, seguidas por las de Vilcas Huamán y, finalmente, las de Chiara. El perfil electroforético de prolaminas determinó un total de bandas de 11 a 17 kDa en los diferentes lugares de muestreo.

Flores (2024) en el 2021 analizó del perfil electroforético de las fracciones proteicas globulinas y albúminas en dos variedades de semillas de *Amaranthus caudatus* (Oscar Blanco, INIA 414-Taray), teniendo como objetivo de estudio la evaluación de los perfiles electroforéticos de proteínas (albúminas y globulinas) mediante la electroforesis unidimensional (SDS-PAGE). En las albúminas encontró de 9 a 11 bandas, en las globulinas 7S de 8 a 9 bandas y en las globulinas 11S 10 bandas. Los pesos moleculares estimados de las bandas fueron; para albúminas: 27,4 a 55,0 kDa; globulinas 7S: 28,7 a 51,1 kDa; globulinas 11S: 27,70 a 60,0 kDa. De esta forma se aborda la importancia que tiene el estudio de las fracciones proteicas y su variación por especie o variedad.

2.2 Marco Conceptual

Quinua: La quinua es un pseudocereal originario de los andes, es una planta herbácea anual, dicotiledónea que se encuentra en una gran variedad de áreas agroecológicas donde se cultiva. Su morfología, coloración y comportamiento son amplios. Se caracteriza por su gran diversidad y plasticidad para adaptarse a diversas condiciones ambientales y se puede cultivar desde el nivel del mar hasta los 4000 msnm (Apaza et al., 2013).

Proteínas de reserva: Son denominadas así porque no desarrollan funciones metabólicas o constituyen una estructura específica, están acumuladas en cuerpos proteicos muy específicos, que están en el citoplasma distribuidos al azar. Son la primera fuente para el desarrollo de la germinación (Delgado & Pinto, 2015).

Germinación: La germinación es la primera fase de desarrollo que realizan toda la semilla, es el proceso por el cual el embrión llega a desarrollarse hasta ser planta, estos procesos las regulan muchos factores internos y externos que tienen un impacto en el proceso de germinación (Suárez & Melgarejo, 2010).

Electroforesis: La electroforesis es una técnica usada para aislar proteínas en función a su peso molecular de mezcla compleja. La purificación y separación de proteínas son pasos esenciales para estudiar y caracterizar el proteoma en sistemas biológicos. Para lograrlo, es necesario aislar selectivamente las proteínas a partir de muestras complejas utilizando un método de fraccionamiento apropiado. (Kurien et al., 2019).

2.3 Bases teóricas

La quinua

La Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) (2024) define a la quinua como un grano originario de los andes con alto valor nutricional que cada vez es más reconocida para la seguridad alimentaria. La quinua es un pseudocereal que data sus orígenes en el Lago Titicaca, son cultivados en naciones como Bolivia, Perú, Ecuador y el sur de Colombia, además de su amplia variación en el nombre “por ejemplo: en Quechua suele conocerse como Kiuna, quinua y parca, entre otros; en Aymara se le conoce como supha, jopa, jupha, juaira, aara, ccallapi y vocali; en Chibcha (Colombia) como suba y pasca, en Mapuche (Chile) como quinhua; en araucana como quinoa, quinua dulce, dahua” (Huillca, 2019). Existe cerca de 3000 variedades que destacan por sus propiedades nutricionales y su capacidad para adaptarse a diversas condiciones agroecológicas (Campos et al., 2022).

Es uno de los alimentos más completos y balanceados, tienen alto contenido de ácidos grasos insaturados (omega 3, 6 y 9), aminoácidos esenciales, vitaminas, minerales y proteínas que están entre 12 a 21,3 % (INIA, 2013). La quinua disminuye el riesgo de diversas enfermedades por lo que es un buen ejemplo de alimento funcional superior a muchos granos como el arroz y el trigo (Amit et al., 2021), además de ser uno de los pocos alimentos que presentan todos los aminoácidos esenciales.

En los últimos años la producción de este grano se ha incrementado, tanto que en el 2013 fue nominado el año internacional de la quinua (FAO, 2024) en honor a las costumbres ancestrales de las comunidades andinas, logrando preservar el estado natural de la quinua como fuente nutrición para las generaciones actuales y posteriores.

Más de 70 países están produciendo quinua en la actualidad, incluyendo Francia, Suecia, Inglaterra, Países Bajos, Dinamarca e Italia, además, se está expandiendo

con éxito en los Estados Unidos, India y Kenia, de esta forma la FAO y demás organizaciones propusieron como una alternativa para los países que sufren de inseguridad alimentaria, ante el reto de incrementar la producción para la creciente población mundial en el contexto del cambio climático. De acuerdo con el Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA), existen cerca de 100 cultivares de quinua cuyos granos se utilizan tanto para el consumo directo como para la elaboración de diversos productos derivados. En el caso del Perú, se han identificado alrededor de tres mil ecotipos, de los cuales el INIA preserva el material genético de aproximadamente dos mil. (MINAGRI, 2024).

En el Perú se encuentra, diversas variedades de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” (Apaza et al., 2013), dentro de éstas algunas de las más comerciales son: INIA431 – Altiplano, INIA 427 - Amarilla Sacaca, INIA 420 - Negra Collana, Hualhuas, Salcedo INIA, INIA 415 –Pasankalla, Illpa INIA, Quillahuaman INIA, Cheweca, Ayacuchana INIA, Amarilla Marangani, Mantaro, Blanca de Junín. Blanca de Juli, Huancayo, Huacariz, Kankolla, Rosada Taraco, Rosada de Junín, y Rosada de Yanamango; de este listado prevalecen los colores blanco, rojo y negro.

Tabla 1. Variedades de quinua más comerciales en el Perú

Nombre de la variedad	Eflusión de saponina	Color de pericarpio	Color de episperma	Tamaño de grano	Zonas de producción
INIA 431- Altiplano	Nada	Crema	Blanco	Grande	Altiplano, costa
INIA 427- Amarilla Sacaca	Mucha	Amarillo	Blanco	Grande	Valles interandinos
INIA 420- Negra Collana	Nada	Gris	Negro	Pequeño	Altiplano, valles interandinos, costa
INIA 415- Pasankala	Nada	Gris	Rojo	Mediano	Altiplano, valles interandinos, costa
Illpa INIA	Nada	Crema	Blanco	Grande	Altiplano
Salcedo INIA	Nada	Crema	Blanco	Grande	Altiplano, valles interandinos, costa
Quillahuaman INIA	Regular	Crema	Blanco	Mediano	Valles interandinos
Ayacuchana INIA	Regular	Crema	Blanco	Pequeño	Valles interandinos

Amarilla Marangani	Mucha	Anaranjado	Blanco	Grande	Valles interandinos
Blanca de Juli	Poca	Crema	Blanco	Pequeño	Altiplano
Blanca de Junín	Regular	Crema	Blanco	Mediano	Valles interandinos, costa
Cheweca	Poca	Crema	Blanco	Mediano	Altiplano
Huacariz	Poca	Crema	Blanco	Mediano	Valles interandinos
Hualhuas	Nada	Crema	Blanco	Mediano	Valles interandinos
Huancayo	Regular	Crema	Blanco	Mediano	Valles interandinos
Kankola	Poca	Crema	Blanco	Mediano	Altiplano
Mantaro	Nada	Crema	Blanco	Mediano	Valles interandinos
Rosada de Junín	Regular	Crema	Blanco	Pequeño	Valles interandinos
Rosada Toraco	Mucha	Crema	Blanco	Grande	Altiplano
Rosada de Yanamango	Poca	Crema	Blanco	Mediano	Valles interandinos

Fuente: Apaza et al. (2013).

Taxonomía de la quinua

De acuerdo al Sistema de Clasificación de Cronquist. A. (1988) su taxonomía es la siguiente:

División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Sub clase:	Caryophyllidae
Orden:	Caryophyllales
Familia:	Chenopidiaceae
Género:	Chenopodium
Especie:	<i>Chenopodium quinoa</i> Willd.
Nombre vulgar:	“quinua”

Características botánicas y morfológicas

La quinua es una planta dicotiledónea, herbácea anual, que se encuentra en una gran variedad de áreas agroecológicas donde se cultiva. Su morfología, coloración y comportamiento son amplios. Se caracteriza por su gran plasticidad y para adaptarse a diversos ambientes y así cultivarse desde el nivel del mar hasta los 4000 msnm. Es altamente resistente a los factores climáticos adversos como la sequía, las heladas y la salinidad del suelo, entre otros factores que afectan al cultivo (Apaza et al., 2013).

Huillca (2019) señala que es una planta anual donde el rango de su periodo vegetativo es de 150 a 240 días. Las precipitaciones pueden variar de 200 a 280 mL³ anuales, con adaptación a suelos ácidos (pH 4,5) a suelos alcalinos (pH 9) así como en suelos arenosos y arcillosos. La quinua posee notables características intrínsecas, entre las que destacan su amplia variabilidad genética y sus propiedades funcionales. Esta diversidad representa un valioso reservorio genético, reflejado en la variedad de colores de la planta, las distintas formas de inflorescencia y semilla, su valor nutricional, el rendimiento productivo y la duración del ciclo de cultivo. (Apaza et al., 2013; Rojas et al., 2016).

Su raíz consta de una principal del cual se ramifican las raíces laterales en gran cantidad (pivotante), tiene variables longitudes y un rango de 0,8 a 1,5 m, su desarrollo y crecimiento puede variar de acuerdo a diferentes factores como el genotipo, tipo de suelos, nutrición y humedad (Gómez & Aguilar, 2016). El tallo de este fruto puede ser variado por su tipo de ramificación, de un solo tallo (monopódica) o de varios tallos (simpódica) aunque también pueden llegar a modificar a nivel agronómico (Huillca, 2019), el color del tallo puede ser verde, verde-amarillo, naranja, rosado, rojo o púrpura mientras florece. Algunas variedades tienen estrías de diferentes colores, como verde, amarillo, rosado y púrpura, mientras que otras variedades tienen axilas de rosa, rojo y púrpura; para identificar variedades, el color básico del tallo, el color de las estrías y el color de las axilas pueden combinarse. El tallo generalmente se vuelve de color crema o rosado de intensidades diferentes cuando se madura (Gómez & Aguilar, 2016).

Las hojas de la quinua “tienen dos partes diferenciadas: el peciolo y la lámina, el peciolo de las hojas es largo y acanalado, su longitud depende de su origen; son más largos los peciolos que se originan directamente del tallo y más cortos los que se originan en las ramas. El color del peciolo puede ser verde, rosado, rojo y púrpura” (Gómez & Aguilar, 2016). El número de dientes es una de las características más comunes que sirve para identificar las variedades (3 a 20 dientes) y cuando presentan 20 dientes se constituyen en hojas de borde aserrado (Huillca, 2019).

La inflorescencia de la quinua adopta la forma de una panoja típica, compuesta por un eje central del cual se desprenden ramificaciones que sostienen el glomérulo (secundarias, terciarias y pedicelos). El eje principal presenta una estructura más compleja que las ramas secundarias y puede presentar una disposición laxa, similar a la de las amarantáceas (amarantiforme), o una estructura más compacta (glomerulada), existiendo también formas intermedias entre ambas. La longitud de

las panojas varía de 30 a 80 cm de largo y 5 a 30 cm de diámetro, por panoja el número de glomérulos es de 80 a 120 y un número de semillas de 100 a 3000 por panoja, estas rinden hasta 500 g de semilla por inflorescencia; la longitud de las panojas también varía según el tipo de quinua, el lugar donde se desarrolla y las condiciones del suelo (Apaza et al., 2013).

Las flores de la quinua se disponen en glomérulos y pueden ser sésiles o presentar pedicelo. La disposición de los glomérulos en la inflorescencia, junto con la organización de las flores en su interior, determina de manera directa la cantidad y el tamaño de los granos o frutos generados. Esta especie se clasifica como ginomonoica, ya que posee dos tipos de flores: hermafroditas y pistiladas. Las flores hermafroditas, de mayor tamaño (entre 3 y 5 mm de diámetro), cuentan con cinco anteras, cinco tépalos y un ovario súpero con estigmas ramificados (2 o 3), mientras que las pistiladas son más pequeñas y carecen de estructuras masculinas. (Gómez & Aguilar, 2016).

La semilla de la quinua tiene como sus partes más primordiales el epispermo, el embrión y el perispermo, aunque varían en tamaño, la capa que se adhiere al pericarpio y cubre la semilla se conoce como epispermo. El embrión, conformado por dos cotiledones y la radícula, representa alrededor del 30 % del volumen total de la semilla y envuelve al perispermo en forma de anillo, con una curvatura cercana a los 320 grados. La semilla es considerada grano grande cuando miden de 2,2 a 2,6 mm; mediano de 1,8 a 2,1 y pequeño menor a 1,8 mm (Tapia, 1979).

Proteínas y aminoácidos de la quinua

El valor nutricional de la quinua puede variar de acuerdo a la variedad, genotipo, suelo y otros factores; a pesar de ello, la concentración de proteínas es superior a la de otros cereales como el arroz o el trigo; varía de 10,4 a 17 % en proteína asimilable según datos de la FAO (2024).

La quinua es considerada un alimento de calidad debido a que presentan aminoácidos esenciales, lo cual es carente en otros granos, 8 aminoácidos son considerados esenciales para los humanos, sean niños o adultos; sin embargo, este grano supera estos y se considera un alimento potencial.

Es también una gran fuente de almacenamiento de proteínas como las albúminas, las globulinas y las prolaminas, siendo estas 2 primeras las más abundantes (Maradini et al., 2017).

Las propiedades funcionales distintivas de las proteínas de la quinua se deben a su estructura secundaria compleja; por ejemplo, para formar geles y emulsiones se utiliza las globulinas de la quinua, mientras que por su solubilidad en agua se utiliza las albúminas como agentes emulsionantes; por el contrario, las prolaminas son proteínas resistentes a la digestión que se encuentran principalmente en las semillas (Hao et al., 2022).

Los aminoácidos son los que sintetizan las proteínas e incluye cantidades más que suficientes necesarios para el crecimiento y el mantenimiento de diversas actividades metabólicas, la limitación de estas crea una deficiencia en el organismo por lo que es necesario adicionarlas a la dieta.

Tabla 2. Perfil de aminoácidos de *Chenopodium quinoa* Willd. "quinua"

Aminoácidos	Patrón FAO-WHO 1985 (g/100g de proteínas)	USDA 2019 (g/100g de proteínas)
Esenciales		
Histidina	1,60	2,86
Leucina	1,90	5,96
isoleucina	1,30	3,57
Lisina	1,60	5,43
Metionina +cisteína	1,70	3,63
Fenilalanina + tirosina	1,90	6,10
Treonina	0,90	2,99
Valina	1,80	4,21
Triptófano	0,50	1,18
No esenciales		
Alanina	0,26	4,17
Glicina	0,20	4,92
Prolina	0,61	5,48
Serina	0,53	4,02
Acido glutámico	1,75	13,19
Ácido aspártico	0,88	8,01
Arginina	0,46	7,73

Fuente: Escuredo et al. (2014).

Germinado de quinua

La germinación es la primera fase de desarrollo que realizan toda la semilla, es el proceso por el cual el embrión llega a desarrollarse hasta ser planta, estos procesos las regulan muchos factores internos y externos que tienen un impacto en el proceso

de germinación. Entre los factores internos se encuentran la viabilidad del embrión, así como la cantidad y calidad de los tejidos de reserva, junto con los distintos tipos de dormancia. Por otro lado, factores externos como el grosor de la testa, la disponibilidad hídrica, la temperatura y las condiciones de luz también influyen en el proceso (Suárez & Melgarejo, 2010). La germinación presenta tres etapas (Arenas & Heredia, 2017):

a) Imbibición: la absorción de agua por la semilla se produce como resultado de las diferencias en el potencial hídrico (mátrico) entre la semilla y la solución de imbibición. El tejido de reserva capta agua a una velocidad intermedia hasta lograr una hidratación completa;

b) Activación enzimática: en esta etapa, la absorción de agua disminuye significativamente, lo que inicia las transformaciones metabólicas necesarias para que la plántula se desarrolle completamente;

c) Crecimiento: está vinculado con la emergencia de la radícula y, de manera paralela, con un incremento en la actividad metabólica, lo que conlleva a una reactivación en la absorción de agua.

La activación de la semilla tras dar inicio a la germinación ocurre un amplio cambio de funciones fisiológicas como la activación de múltiples fitohormonas y otros nutrientes que favorecerán en la elongación del sistema radicular, la remoción de las paredes celulares es también una función indispensable para que ocurra un adecuado proceso. Ya en las etapas finales después de la emergencia de los cotiledones se activa la fotosíntesis por completo, dando así biosíntesis de proteínas y aminoácidos para que pueda favorecer el crecimiento de la planta (Hao et al., 2022), todo el proceso de germinación de la quinua, ocurre entre 5 a 10 días en el suelo (Bravo et al., 2013).

Propiedades nutricionales del germinado de quinua

Durante el proceso de germinación en la quinua, las semillas experimentan múltiples transformaciones en sus componentes, debido a que emplean por completo sus reservas internas (carbohidratos, lípidos y proteínas) para permitir el crecimiento y desarrollo del eje embrionario (Chaparro et al., 2010), mediante la activación de enzimas biológicas que los descompondrán, así aumentando las sustancias activas, todo este proceso mejora eficazmente el contenido de flavonoides, fibra dietética, polifenoles, vitamina E, antioxidantes, aminoácidos y otros compuestos bioactivos,

por lo que llega a ser una fuente saludable y nutritiva (Soto & Cruz, 2024). También Chaparro et al. (2010) sugieren que durante este proceso alcanzan el mayor incremento de proteína y su mayor digestibilidad para lograr un mejor aprovechamiento al ser suministrados como fuente de proteína, en la alimentación humana.

Proteínas de reserva

Las proteínas de reserva reciben este nombre debido a que no participan en funciones metabólicas ni forman parte de estructuras celulares definidas. Se almacenan en cuerpos proteicos especializados, distribuidos de manera aleatoria en el citoplasma. En algunos casos, estos cuerpos muestran dos componentes diferenciados: el cristalóide, que corresponde a un cristal de proteína, y el globoide, donde se acumulan fitinas, compuestas por sales de magnesio, ácido fítico y potasio. Durante el proceso de germinación, estas proteínas son degradadas por hidrólisis y trasladadas hacia el eje del embrión en desarrollo, provocando alteraciones en las estructuras de almacenamiento. En este proceso, los cuerpos proteicos se vacuolizan y aumentan su tamaño. Estas se pueden clasificar de acuerdo a su solubilidad: albúminas, solubles en buffer diluido a pH 8 y en agua; globulinas, insolubles en agua, pero solubles en soluciones salinas; prolaminas, solubles en etanol a 70-90 % y por último las glutelinas: solubles en álcalis y ácidos diluidos (Delgado & Pinto, 2015). En las dicotiledóneas las albúminas y globulinas son las más abundantes, en cambio en las monocotiledóneas las prolaminas y glutelinas (Jara, 2017).

El alto valor nutritivo de la quinua está relacionado con su alta concentración de proteínas, sus fracciones proteicas son superiores a las de otros cereales, porque tienen más contenido de albúminas y globulinas. La composición de aminoácidos es diferente en cada fracción proteica, estas proteínas solubles, tienen la mayor cantidad de aminoácidos esenciales principalmente la lisina, dando un valor biológico excepcional frente a las otras (Zenteno, 2019).

Albúminas

Las albúminas son proteínas globulares de estructura compacta que contienen residuos de cisteína. Se encuentran tanto en leguminosas como en cereales, y se caracterizan por su capacidad para actuar como inhibidores de enzimas como la tripsina o la α -amilasa. En el caso del trigo, las globulinas se originan a partir de restos

citoplasmáticos y otras fracciones subcelulares que integran el grano. (Delgado & Pinto, 2015). La albúmina es una proteína pequeña compuesta por dos subunidades, una de estas subunidades tiene un peso molecular de aproximadamente 3 a 5 kDa y puede tener entre 30 y 40 aminoácidos, mientras que la otra varía entre 8 y 12 kDa con 60 a 90 residuos de aminoácidos, ambas subunidades están unidas por un enlace disulfuro (Jara, 2017). Conserva su característica tridimensional globular compacta, que presenta rango característico de proteína con pliegues conservados y 8 residuos de cisteínas.

En la quinua constituyen la mayor cantidad de proteínas de almacenamiento (35 %) relación que puede variar de acuerdo a la especie, la distribución de las proteínas se encuentra entre los diversos tejidos y no es de una forma uniforme; concentraciones altas están en la aleurona y el germen, capas más externas del endospermo. La albúmina está presente en la cubierta exterior y el germen (Jara, 2017). Su peso molecular puede variar de 15 a 60 kDa (Pathan & Siddiqui, 2022; Ruales & Nair, 1992).

Globulinas

Las globulinas son proteínas solubles en disoluciones salinas, están presentes en el embrión de la mayoría de las semillas y al igual que las albúminas son las más abundantes dentro de los granos de quinua (37 %) se categorizan de acuerdo a su coeficiente de sedimentación (Maradini et al., 2017):

a) globulinas 7S: estas proteínas poseen un peso molecular entre 60 y 70 kDa, carecen de residuos de cisteína y los enlaces disulfuro no se forman. Se localizan principalmente en los cereales a nivel de la capa de aleurona y el embrión, siendo las de menor presencia.

b) globulinas 11S: estas proteínas presentan un peso molecular entre 300 y 400 kDa, son capaces de formar enlaces disulfuro y constituyen la fracción más abundante. En el caso de la quinua, se les conoce con el nombre de chopodina. (Vilcacundo, 2017).

Prolaminas

Son proteínas insolubles, ya que solo se pueden extraer en soluciones de etanol (50 al 90 %), y de baja calidad, las prolaminas tienen alto contenido de prolina y nitrógeno amídico que proviene de la glutamina (Guerrero et al., 2003).

Se encuentran en el endospermo de diversos cereales, como el trigo, la avena, el arroz, entre otros. Estas proteínas son de naturaleza monomérica y, por lo general, consisten en mezclas altamente polimórficas de polipéptidos con un rango de peso molecular entre 30 y 90 kDa. (Delgado & Pinto, 2015).

Una manera de clasificar estas proteínas es según su solubilidad; no obstante, también existe una segunda clasificación basada en similitudes en sus secuencias de aminoácidos y en el cDNA. Según esta última, se dividen en tres grupos: a) prolaminas altas en azufre, como las α -, β - y γ -gliadinas; b) prolaminas bajas en azufre, que son monoméricas con enlaces disulfuro intramoleculares, e incluyen proteínas como la ω -secalina (centeno), c-hordeína (cebada) y ω -gliadina (trigo); y c) prolaminas de alto peso molecular. (Hernández et al., 2015).

En la quinua, las prolaminas se encuentran en el endospermo del grano, la quinoaína y la amarantoína son los dos tipos principales de proteínas (Hernández et al., 2015). También son aquellas que se encuentran en bajas concentraciones (0,5 a 7 %) y su peso molecular puede variar de 30 a 100 kDa (Maradini et al., 2017; Ruales & Nair, 1992).

Glutelinas

Las glutelinas son proteínas de reserva de gran importancia para la industria alimentaria, por sus propiedades de elasticidad y textura que son formados por redes a nivel estructural lo que las hace importantes en la elaboración de productos horneados y otros alimentos.

Las glutelinas son proteínas globulares solubles en medios alcalinos o ácidos e insolubles en alcohol y agua, se encuentran presentes en los cereales (trigo, cebada y centeno) y pseudocereales (quinua, amaranto y mijo), los enlaces disulfuro son las estabilizadoras. A nivel tecnológico las propiedades de elasticidad y viscosidad las confiere las glutelinas (Delgado & Pinto, 2015) y dan origen al gluten, su peso molecular puede variar de 50 a 200kDa (Ruales & Nair, 1992).

Las glutelinas son ricas en algunos aminoácidos, aunque su perfil puede variar dependiendo del tipo de grano, lo que afecta su calidad nutricional.

Extracción y cuantificación de proteínas

Método modificado de Osborne y Mendel

Es una técnica de fraccionamiento utilizada para fragmentar y cuantificar diferentes tipos de proteínas en una muestra, desarrollada en 1914 por Thomas B. Osborne y Lafayette B. Mendel en la Universidad de Yale. Esta metodología se basa en la solubilidad diferencial de las proteínas en distintos disolventes, permitiendo clasificarlas en cuatro fracciones principales: albúminas, globulinas, prolaminas y glutelinas. Las albúminas, siendo las más solubles, se extraen con agua; las globulinas, de menor solubilidad, se separan con soluciones salinas neutras; y las prolaminas y glutelinas, que presentan la menor solubilidad, se aíslan mediante soluciones de etanol o disoluciones ácidas o básicas (Osborne, 1924). El resultado de este procedimiento es la obtención de cuatro fracciones proteicas diferenciadas, cada una con propiedades específicas. La técnica se basa en la interacción entre su solubilidad y la estructura de las proteínas. (Van de Vondel et al., 2020).

El método de Osborne se ha empleado de forma extensa en estudios relacionados con proteínas de origen vegetal, incluyendo la quinua y diversos cereales.

Electroforesis de proteínas

Separación electroforética de proteínas

La electroforesis se utiliza para fraccionar proteínas presentes en mezclas complejas, como las provenientes de fracciones células, subcelulares y columnas de separación, con el propósito de analizar sus subunidades, composición, pureza y diversidad. También puede emplearse como paso previo en la purificación de proteínas para aplicaciones posteriores (Chakavarti & Chakavarti, 2008). La separación y purificación proteica resultan esenciales para el análisis y caracterización del proteoma en sistemas biológicos. Para lograrlo, es necesario fraccionar selectivamente las proteínas a partir de muestras complejas, basándose en propiedades como solubilidad, tamaño molecular, carga eléctrica, entre otras. Es una de las herramientas más comunes en el ámbito científico (Kurien et al., 2019).

En la electroforesis (SDS-PAGE), etapas como la elución y recuperación de proteínas son críticas, por lo que se requiere un manejo cuidadoso. Este procedimiento incluye localizar la proteína en la matriz, extraerla (eluir), eliminar el SDS de la muestra líquida y, finalmente, renaturalizarla utilizando marcadores específicos (Kurien et al., 2019). Entre las ventajas de esta técnica se encuentran su estabilidad frente a

variaciones de pH, temperatura y fuerza iónica, además de su inercia química y facilidad de preparación mediante polimerización de acrilamida (Li et al., 2012).

Electroforesis en gel de poliacrilamida: SDS-PAGE

El SDS es un detergente aniónico conformado por una cadena de 12 átomos que posee carga negativa. Al unirse con las proteínas, forma complejos proteína-SDS que, al ser sometidos a una corriente eléctrica, migran hacia el polo positivo de la cámara de electroforesis. Esta migración permite la separación de las proteínas según su peso molecular, generando bandas diferenciadas en el gel. Esta técnica, conocida como SDS-PAGE, fue descrita inicialmente por Laemmli y, desde entonces, ha mantenido su estructura metodológica con escasas modificaciones hasta la actualidad (Carrillo, 2012).

La electroforesis en gel de poliacrilamida en presencia de SDS constituye una de las técnicas más empleadas para el análisis de mezclas proteicas. Este método se basa en la interacción de las proteínas con el detergente aniónico dodecil sulfato de sodio (SDS o lauril sulfato de sodio), que genera complejos con carga negativa. La cantidad de SDS unido a una proteína es aproximadamente proporcional a su tamaño, la proporción que se une es alrededor de 1,4 g de SDS por 1 g de proteína, aunque no ocurre para todos los casos. Las proteínas, al unirse con SDS, suelen desnaturalizarse y volverse solubles. Esta interacción da lugar a la formación de un complejo con forma de varilla o elipsoide alargado, cuya longitud guarda una relación aproximada con el peso molecular de la proteína. Por lo tanto, las proteínas forman complejos que son cargados negativamente y estas se separan en función a sus cargas y tamaños, mediante electroforesis, a través de una matriz de gel de poliacrilamida similar a un tamiz (Smith, 1984).

Detección de proteínas en geles de poliacrilamida, Métodos de tinción

Las proteínas que han sido procesadas y separadas pueden visualizarse utilizando distintos métodos de tinción, como el nitrato de plata, el azul de Coomassie o técnicas basadas en fluorescencia. En esta investigación se empleó la tinción con azul de Coomassie, una de las más comunes en electroforesis unidimensional, debido a su facilidad de uso, disponibilidad y buena sensibilidad, permitiendo detectar hasta 50 nanogramos de proteína (Carrillo, 2012).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación

La investigación fue desarrollada en el laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, ubicada en el distrito de Ayacucho, provincia de Huamanga y departamento de Ayacucho.

3.1.1. Ubicación geográfica

El Laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga ubicado en Av. Independencia S/N con latitud sur: 13° 08' 44,04", longitud oeste: 74° 13' 15,85" y a una altitud de 2791 msnm.

3.2. Población

Está constituido por tres cultivares de *Chenopodium quinoa* Willd. "quinua" (blanca, roja y negra) de la provincia de Vilcas Huamán – Ayacucho.

3.3. Muestra

500 g de semillas de tres cultivares de *Chenopodium quinoa* Willd. "quinua" (blanca, roja y negra).

Muestreo:

El diseño de muestreo fue por conveniencia.

3.4. Procesamiento de la muestra

Las impurezas representan un factor limitante importante en los procesos de investigación, ya que pueden provocar pérdidas considerables tanto de reactivos como de muestra, además de afectar la precisión y confiabilidad de los resultados experimentales.

Por lo tanto, se retiró diversas impurezas que hubiera, dejando así únicamente las semillas íntegras de la quinua, representando una muestra selecta que se almacenó en un lugar fresco hasta su análisis.

Proceso de germinación de las semillas de quinua

La obtención del proceso de germinación fue según el método modificado de Valenzuela et al. (2015). Se procesó 100 g de semillas por lote, desinfectadas con hipoclorito de sodio al 1 % durante 2 min, luego se lavó con agua destilada estéril 3 veces, se sumergió en alcohol al 70 % durante 30 segundos, se lavó con agua destilada estéril 3 veces y se remojó durante 6 horas. Luego del remojo se esparció sobre un envase de polietileno de boca ancha de 6 oz con papel toalla humedecido (10 g de semilla en cada una) y se llevó a la incubadora a temperatura de 21 °C y humedad relativa de 80-90 %, se roció diariamente con agua destilada estéril. Finalmente, las muestras se colectaron a las 48, 96 y 144 horas de germinación.

Procesamiento de germinados de quinua

Las semillas germinadas se colocaron sobre una placa Petri cubierta con papel aluminio y se llevó a la estufa a secar a 50°C durante 24 horas. Ya secas se trituraron y almacenaron en un frasco estéril.

Extracción de proteínas

La obtención de las fracciones de proteína fue según el método modificado de Osborne & Mendel, difiriendo cada proceso de extracción por tiempo y solventes. Todas las extracciones se realizaron de manera secuencial, comenzando con la obtención de las albúminas, seguida por la extracción de las globulinas 7S y posteriormente las 11S. A continuación, se aislaron las prolaminas y, finalmente, las glutelinas.

Una vez obtenidas las muestras, se pesó en tubos estériles, 2 g de harina, y se agitó en vórtex durante 24 h con 6 mL de N-Hexano.

Se centrifugó las muestras durante 30 minutos a 3500 rpm y luego se dejó evaporar el N-Hexano durante 24 horas.

Extracción de albúminas

La muestra seca se homogenizó con 5 mL NaCl al 10 % y se llevó a agitación constante durante 1h a 4°C, se centrifugó los tubos a 3500 rpm por 30 minutos y se reserva el sobrenadante a la tercera lavada, siendo la fracción de albúminas recuperada.

Extracción de globulinas 7s

Se redisolvió con 5 mL Na_2HPO_4 , EDTA y NaCl y se llevó a agitación constante durante 1h a 4°C, se centrifugó los tubos a 3500 rpm por 30 minutos, finalmente se recuperó el sobrenadante, siendo la fracción de globulinas 7s recuperada.

Extracción de globulinas 11s

Se redisolvió con 5 mL Na_2HPO_4 , EDTA y NaCl y se llevó a agitación constante durante 1h a 4°C, se centrifugó los tubos a 3500 rpm por 30 minutos, finalmente se recuperó el sobrenadante, siendo la fracción de globulinas 11S recuperada.

Extracción de prolaminas

Se resuspendió con 5 mL 2-propanol al 70 % y se llevó a agitación constante durante 1h a 4°C, se centrifugó los tubos a 3500 rpm por 30 minutos, finalmente se recuperó el sobrenadante, siendo la fracción de prolamina recuperada.

Extracción de glutelinas

Se resuspendió con 5 mL NaOH y se llevó a agitación constante durante 1h a 4°C, se centrifugó los tubos a 3500 rpm por 30 minutos, finalmente se recuperó el sobrenadante, siendo la fracción de glutelinas recuperada.

Cuantificación de proteínas

La cuantificación de proteínas se desarrolló mediante el método de Bradford (colorante azul de Coomassie blue G-250) con una curva estándar de BSA.

Las muestras se homogenizaron con el reactivo de Bradford y agua, se dejó reaccionar durante 10 min en oscuridad. Las lecturas de absorbancia se hicieron en el espectrofotómetro a 595 nm, proceso para determinar la concentración de proteínas y del mismo modo se realizó la curva estándar con BSA, las concentraciones de las muestras se obtuvieron por interpolación en base a la curva de calibración.

Electroforesis

Durante el proceso de electroforesis, las proteínas se separan en función de su peso molecular, y esta distribución está influenciada directamente por la concentración del gel de resolución utilizado. Una mayor concentración permite resolver proteínas de menor tamaño, mientras que concentraciones más bajas favorecen la separación de proteínas de mayor peso molecular.

Las proteínas fraccionadas se separaron utilizando geles de poliacrilamida con diferentes concentraciones: un gel de concentración al 5 % y geles de separación al 10 % y 15 %, en presencia de SDS (SDS-PAGE), siguiendo el método propuesto por Laemmli (1970). La electroforesis se llevó a cabo aplicando voltajes de 80 y 100 V. Posteriormente, las proteínas fueron visualizadas mediante tinción con azul brillante de Coomassie R-250. Para estimar el peso molecular de las bandas proteicas, se emplearon marcadores de peso molecular Broad Range, con un rango de 10 a 200 kDa (Moscoso-Mujica et al., 2017).

Se armó la matriz para electroforesis uniendo las partes, a la par se preparó los diferentes geles de poliacrilamida (gel separador al 10 y 15% y gel concentrador al 5%) luego se dejó polimerizar. Las proteínas se colorearon con un tampón de carga 4X y se llevó a ebullición por 5 min, se dejaron enfriar a 4°C y de esta forma son colocados en los pocillos de los geles, ya polimerizados.

Se unió el gel polimerizado a la matriz, se adicionó buffer de corrida, se colocó las fracciones de proteínas en cada pocillo y finalmente se cubrió la cámara y se conectó a una fuente de poder de 100 y 80 V durante 120 min.

Posterior a esto se coloreó con azul brillante de Coomassie durante 40 minutos y se decoloró con solución decolorante durante 120 minutos.

Finalmente se hizo las lecturas de las bandas correspondientes en el transiluminador.

3.5. Análisis estadístico

Los datos son presentados en tablas y figuras que constituyen la base de datos para el software estadístico Minitab 18. Para la comprobación de la hipótesis se usó la prueba de ANOVA, y las pruebas post hoc de Tukey.

IV. RESULTADOS

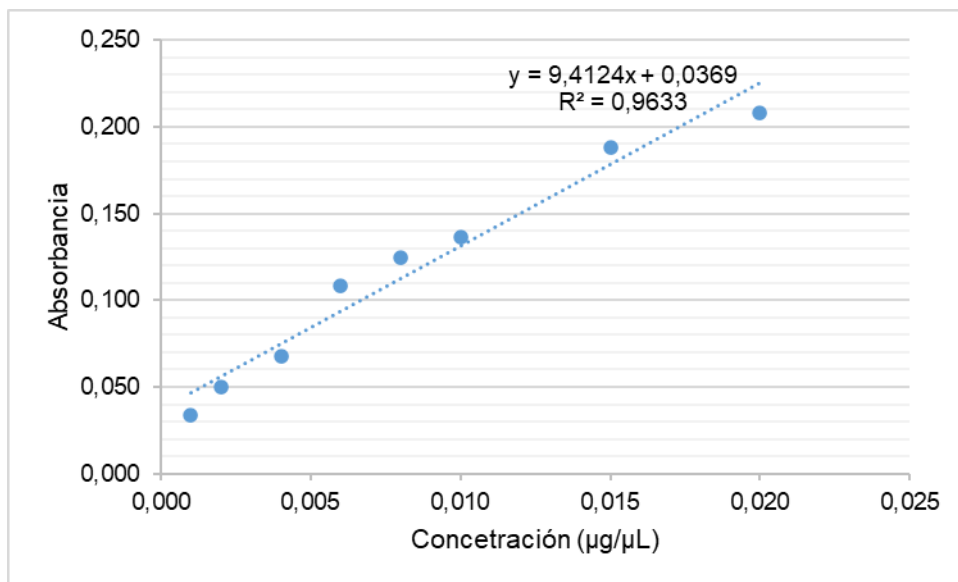


Figura 1. Linealidad experimental de la absorbancia del estándar BSA frente a la concentración ($\mu\text{g}/\mu\text{L}$).

Tabla 3. Cuantificación de albúminas de los tres cultivares *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144 horas), Ayacucho 2024.

	Muestra	Absorbancia			Promedio de Absorbancia (595)	Albúminas (µg/ µL)	Albúminas (mg/kg)
		Repeticiones					
QUINUA BLANCA	QB-0	0,118	0,128	0,205	0,150	0,012	12,05
	QB-48	0,140	0,101	0,176	0,139	0,011	10,85
	QB-96	0,182	0,144	0,211	0,179	0,015	15,10
	QB-144	0,121	0,101	0,093	0,105	0,007	7,24
QUINUA NEGRA	QN-0	0,087	0,087	0,093	0,089	0,006	5,54
	QN-48	0,232	0,252	0,267	0,250	0,023	22,68
	QN-96	0,148	0,120	0,155	0,141	0,011	11,06
	QN-144	0,068	0,148	0,088	0,101	0,007	6,85
QUINUA ROJA	QR-0	0,089	0,096	0,088	0,091	0,006	5,75
	QR-48	0,166	0,154	0,239	0,186	0,016	15,88
	QR-96	0,144	0,169	0,169	0,161	0,013	13,15
	QR-144	0,164	0,124	0,128	0,139	0,011	10,81

Tabla 4. Cuantificación de globulinas 7S de los tres cultivares *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144 horas), Ayacucho 2024.

	Muestra	Absorbancia			Promedio de Absorbancia (595)	Globulinas 7S (µg/ µL)	Globulinas 7S (mg/kg)
		Repeticiones					
QUINUA BLANCA	QB-0	0,204	0,188	0,228	0,207	0,018	18,040
	QB-48	0,137	0,116	0,133	0,129	0,010	9,750
	QB-96	0,188	0,163	0,211	0,187	0,016	15,98
	QB-144	0,099	0,102	0,121	0,107	0,007	7,480
QUINUA NEGRA	QN-0	0,241	0,249	0,226	0,239	0,021	21,44
	QN-48	0,235	0,276	0,258	0,256	0,023	23,31
	QN-96	0,130	0,126	0,160	0,139	0,011	10,81
	QN-144	0,130	0,139	0,095	0,121	0,009	8,970
QUINUA ROJA	QR-0	0,236	0,238	0,250	0,241	0,022	21,72
	QR-48	0,213	0,138	0,224	0,192	0,016	16,44
	QR-96	0,147	0,122	0,125	0,131	0,010	10,03
	QR-144	0,177	0,135	0,110	0,141	0,011	11,02

Tabla 5. Cuantificación de globulinas 11S de los tres cultivares *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144 horas), Ayacucho 2024.

	Muestra	Absorbancia			Promedio de Absorbancia (595)	Globulinas 11S (µg/ µL)	Globulinas 11S (mg/kg)
		Repeticiones					
QUINUA BLANCA	QB-0	0,201	0,211	0,182	0,198	0,017	17,12
	QB-48	0,092	0,057	0,072	0,074	0,004	3,91
	QB-96	0,149	0,137	0,154	0,147	0,012	11,66
	QB-144	0,116	0,113	0,098	0,109	0,008	7,66
QUINUA NEGRA	QN-0	0,113	0,190	0,116	0,140	0,011	10,92
	QN-48	0,124	0,146	0,224	0,165	0,014	13,57
	QN-96	0,073	0,094	0,162	0,110	0,008	7,73
	QN-144	0,074	0,088	0,053	0,072	0,004	3,69
QUINUA ROJA	QR-0	0,200	0,160	0,207	0,189	0,016	16,16
	QR-48	0,146	0,075	0,114	0,112	0,008	7,94
	QR-96	0,093	0,101	0,082	0,092	0,006	5,85
	QR-144	0,115	0,114	0,113	0,114	0,008	8,19

Tabla 6. Cuantificación de prolaminas de los tres cultivares *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144 horas), Ayacucho 2024.

	Muestra	Absorbancia			Promedio de Absorbancia (595)	Prolaminas (µg/ µL)	Prolaminas (mg/kg)
		Repeticiones					
QUINUA BLANCA	QB-0	0,077	0,081	0,075	0,078	0,004	4,33
	QB-48	0,099	0,102	0,096	0,099	0,007	6,60
	QB-96	0,116	0,091	0,134	0,114	0,008	8,16
	QB-144	0,078	0,075	0,081	0,078	0,004	4,37
QUINUA NEGRA	QN-0	0,022	0,060	0,044	0,042	0,001	0,54
	QN-48	0,099	0,121	0,095	0,105	0,007	7,24
	QN-96	0,081	0,112	0,111	0,101	0,007	6,85
	QN-144	0,052	0,102	0,058	0,071	0,004	3,59
QUINUA ROJA	QR-0	0,075	0,068	0,079	0,074	0,004	3,94
	QR-48	0,089	0,068	0,071	0,076	0,004	4,15
	QR-96	0,071	0,080	0,073	0,075	0,004	4,01
	QR-144	0,062	0,051	0,040	0,051	0,001	1,50

Tabla 7. Cuantificación de glutelinas de tres cultivares *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144 horas), Ayacucho 2024.

	Muestra	Absorbancia			Promedio de Absorbancia (595)	Glutelinas (µg/ µL)	Glutelinas (mg/kg)
		Repeticiones					
QUINUA BLANCA	QB-0	0,245	0,281	0,253	0,260	0,024	23,67
	QB-48	0,289	0,292	0,284	0,288	0,027	26,71
	QB-96	0,316	0,353	0,305	0,325	0,031	30,57
	QB-144	0,313	0,348	0,314	0,325	0,031	30,61
QUINUA NEGRA	QN-0	0,240	0,251	0,260	0,250	0,023	22,68
	QN-48	0,256	0,266	0,223	0,248	0,022	22,46
	QN-96	0,286	0,264	0,308	0,286	0,026	26,47
	QN-144	0,273	0,276	0,218	0,256	0,023	23,24
QUINUA ROJA	QR-0	0,233	0,237	0,157	0,209	0,018	18,28
	QR-48	0,236	0,264	0,243	0,248	0,022	22,39
	QR-96	0,294	0,317	0,278	0,296	0,028	27,56
	QR-144	0,248	0,274	0,199	0,240	0,022	21,61

Prueba de hipótesis específica para las proteínas de reserva,

H₀: Todas las medias son iguales en el contenido de proteínas de reserva a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).

H₁: No todas las medias son iguales en el contenido de proteínas de reserva a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).

Nivel de significancia: $\alpha = 0,05$

P > 0,05 = Se acepta la H₀ (No hay diferencia significativa)

P < 0,05 = Se acepta la H₀ (Hay diferencia significativa)

Análisis de varianza (ANOVA) para la interacción de los factores de proteínas de reserva con el tiempo de germinación.

Tabla 8. ANOVA de un solo factor de *Chenopodium quinoa* Willd. "quinua blanca" (mg/kg) vs tiempo de germinación.

Fracción proteica	FUENTE	GL	SC Ajust,	MC Ajust,	Valor F	Valor p
Albúmina	Tiempo	3	95,13	31,71	2,24	0,161
	Error	8	113,11	14,14		
	Total	11	208,24			
Globulina 7s	Tiempo	3	225,37	75,124	21,33	0,000
	Error	8	28,18	3,523		
	Total	11	253,55			
Globulinas 11S	Tiempo	3	287,93	95,975	48,96	0,000
	Error	8	15,68	1,96		
	Total	11	303,61			
Prolaminas	Tiempo	3	31,15	10,383	7,45	0,011
	Error	8	11,14	1,393		
	Total	11	42,29			
Glutelinas	Tiempo	3	101,42	33,806	8,54	0,007
	Error	8	31,67	3,959		
	Total	11	133,09			

Tabla 9. ANOVA de un solo factor de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua negra” (mg/kg) vs tiempo de germinación.

Fracción proteica	FUENTE	GL	SC Ajust,	MC Ajust,	Valor F	Valor p
Albúmina	Tiempo	3	546,99	182,33	26,96	0,000
	Error	8	54,1	6,763		
	Total	11	601,09			
Globulina 7s	Tiempo	3	477,89	159,296	39,08	0,000
	Error	8	32,61	4,076		
	Total	11	510,49			
Globulinas 11S	Tiempo	3	163,1	54,37	2,7	0,116
	Error	8	161,1	20,14		
	Total	11	324,3			
Prolaminas	Tiempo	3	54,12	18,04	4,25	0,052
	Error	7	29,7	4,243		
	Total	10	83,82			
Glutelinas	Tiempo	3	31,3	10,433	1,71	0,241
	Error	8	48,69	6,087		
	Total	11	79,99			

Tabla 10. ANOVA de un solo factor de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua roja” (mg/kg) vs tiempo de germinación.

Fracción proteica	FUENTE	GL	SC Ajust,	MC Ajust,	Valor F	Valor p
Albúmina	Tiempo	3	546,99	182,33	26,96	0,000
	Error	8	54,1	6,763		
	Total	11	601,09			
Globulina 7s	Tiempo	3	477,89	159,296	39,08	0,000
	Error	8	32,61	4,076		
	Total	11	510,49			
Globulinas 11S	Tiempo	3	163,1	54,37	2,7	0,116
	Error	8	161,1	20,14		
	Total	11	324,3			
Prolaminas	Tiempo	3	54,12	18,04	4,25	0,052
	Error	7	29,7	4,243		
	Total	10	83,82			
Glutelinas	Tiempo	3	31,3	10,433	1,71	0,241
	Error	8	48,69	6,087		
	Total	11	79,99			

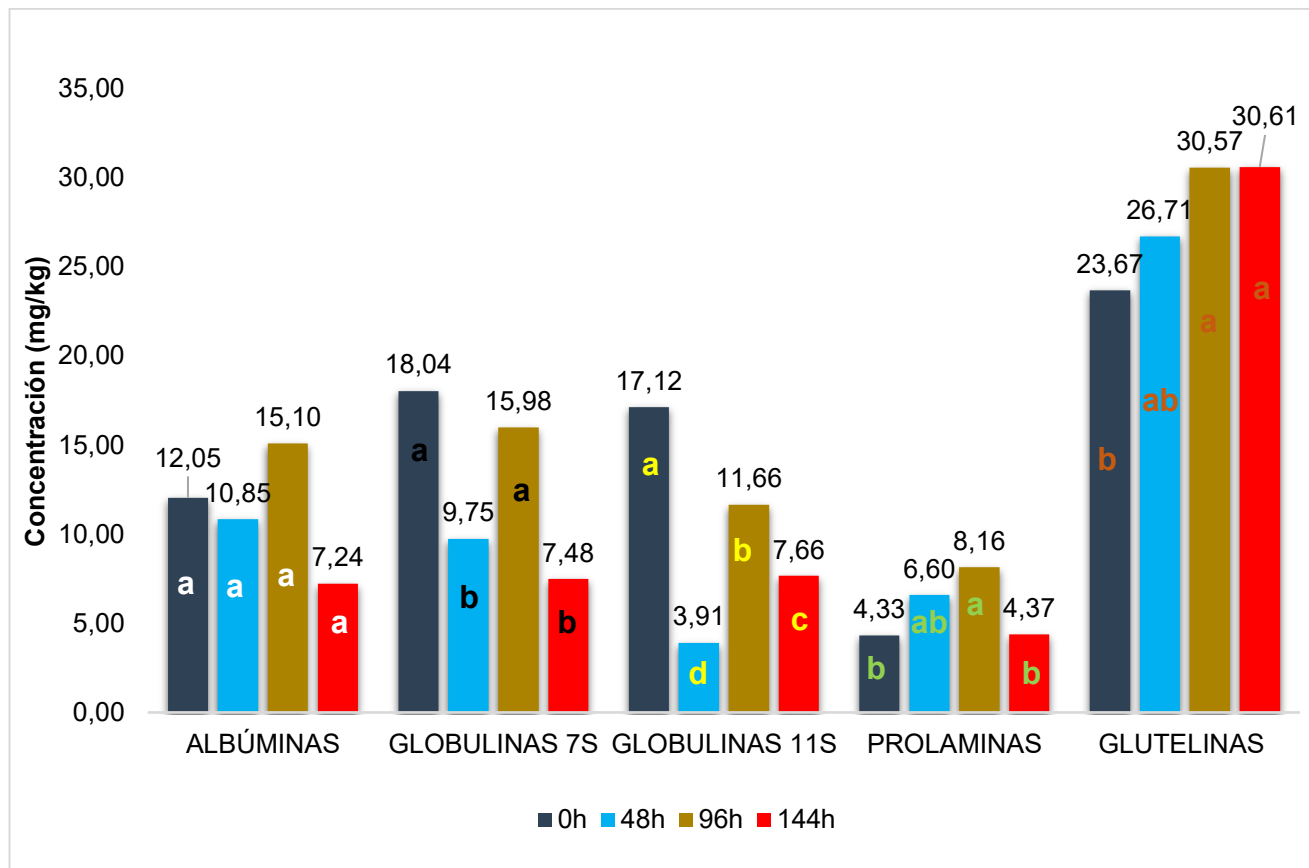


Figura 2. Prueba post hoc de Tukey para el contenido de proteínas de reserva (albúminas, globulinas 7S, globulinas 11S, prolaminas y glutelinas) de quinua *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua blanca” a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).

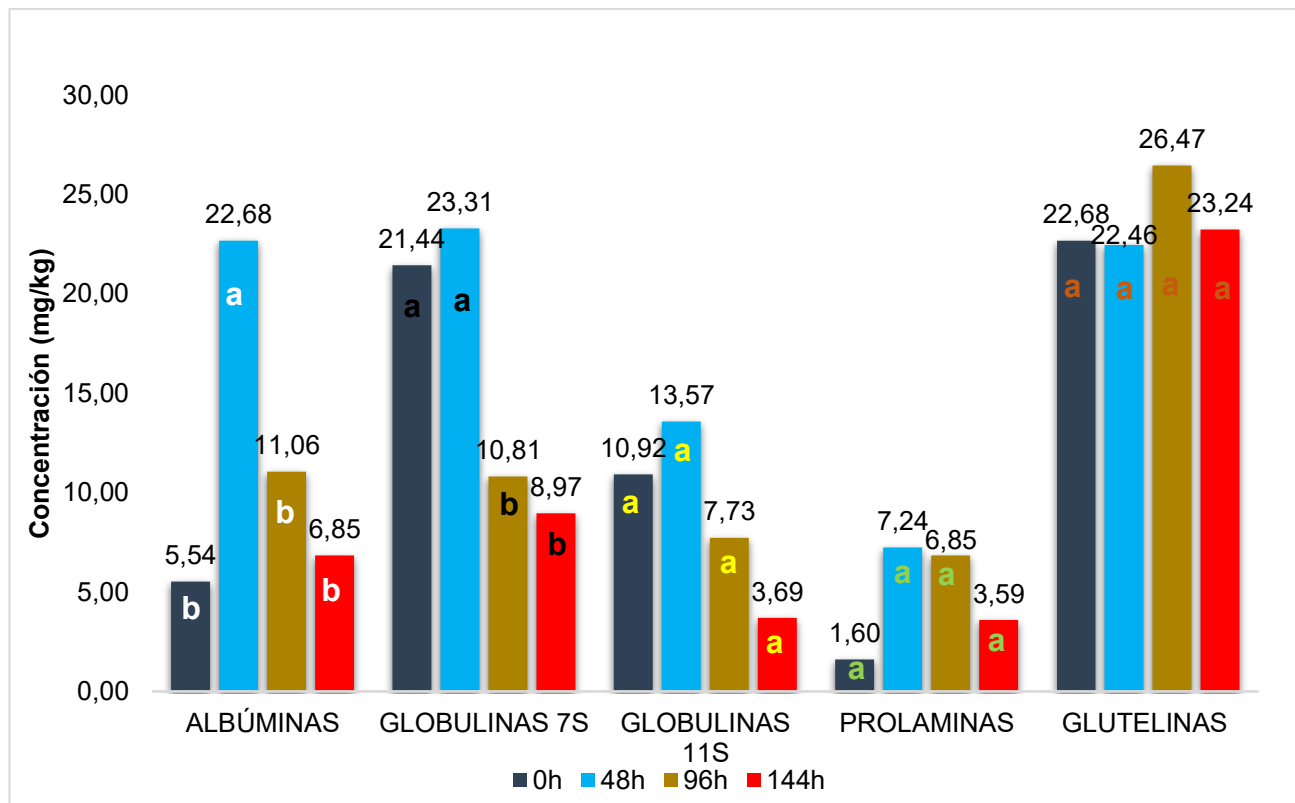


Figura 3. Prueba post hoc de Tukey para el contenido de proteínas (albúminas, globulinas 7S, globulinas 11S, prolaminas y glutelinas) de reserva de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua negra” a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).

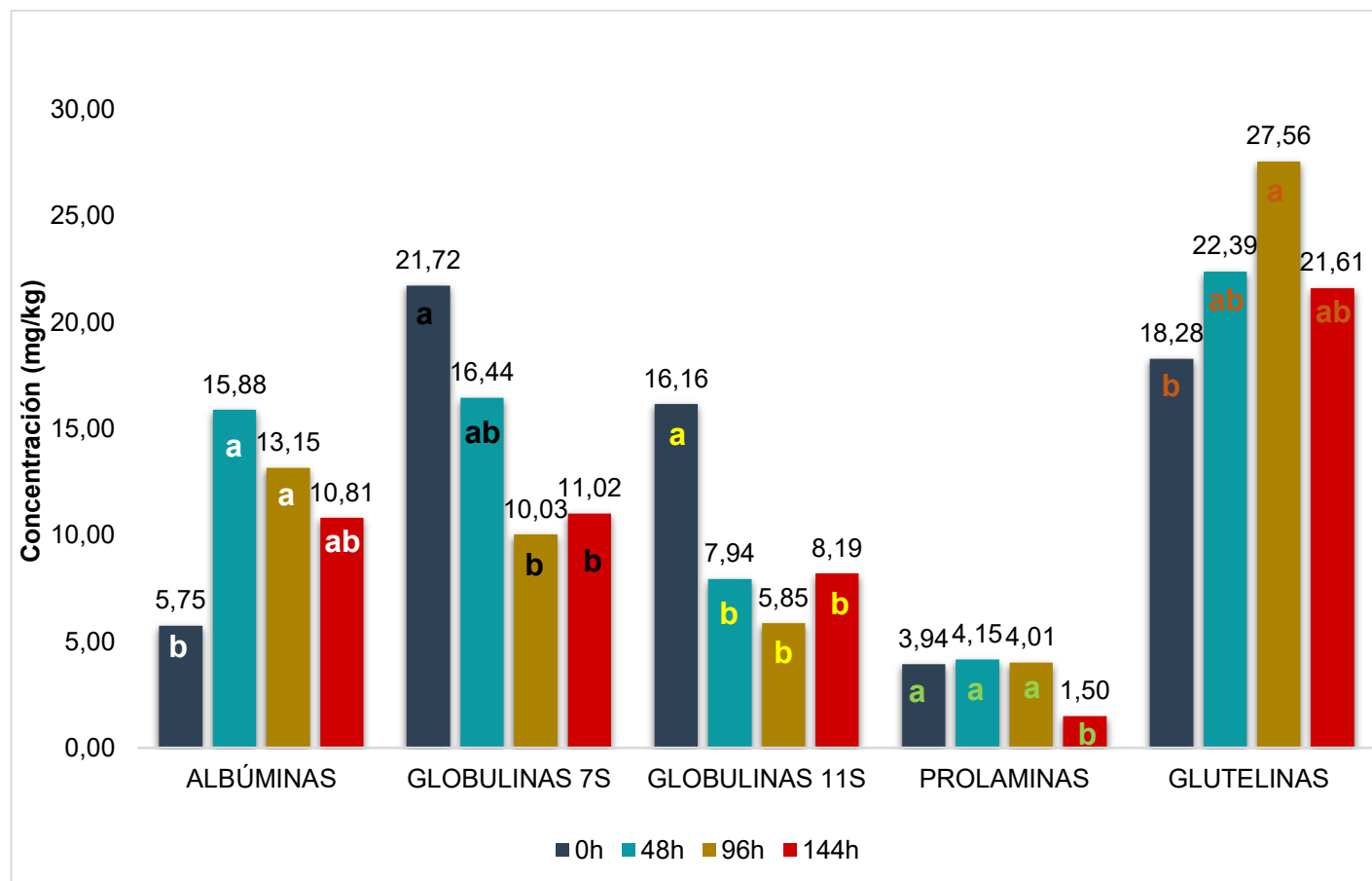


Figura 4. Prueba post hoc de Tukey para el contenido de proteínas de reserva (albúminas, globulinas 7S, globulinas 11S, prolaminas y glutelinas) de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua roja” a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).

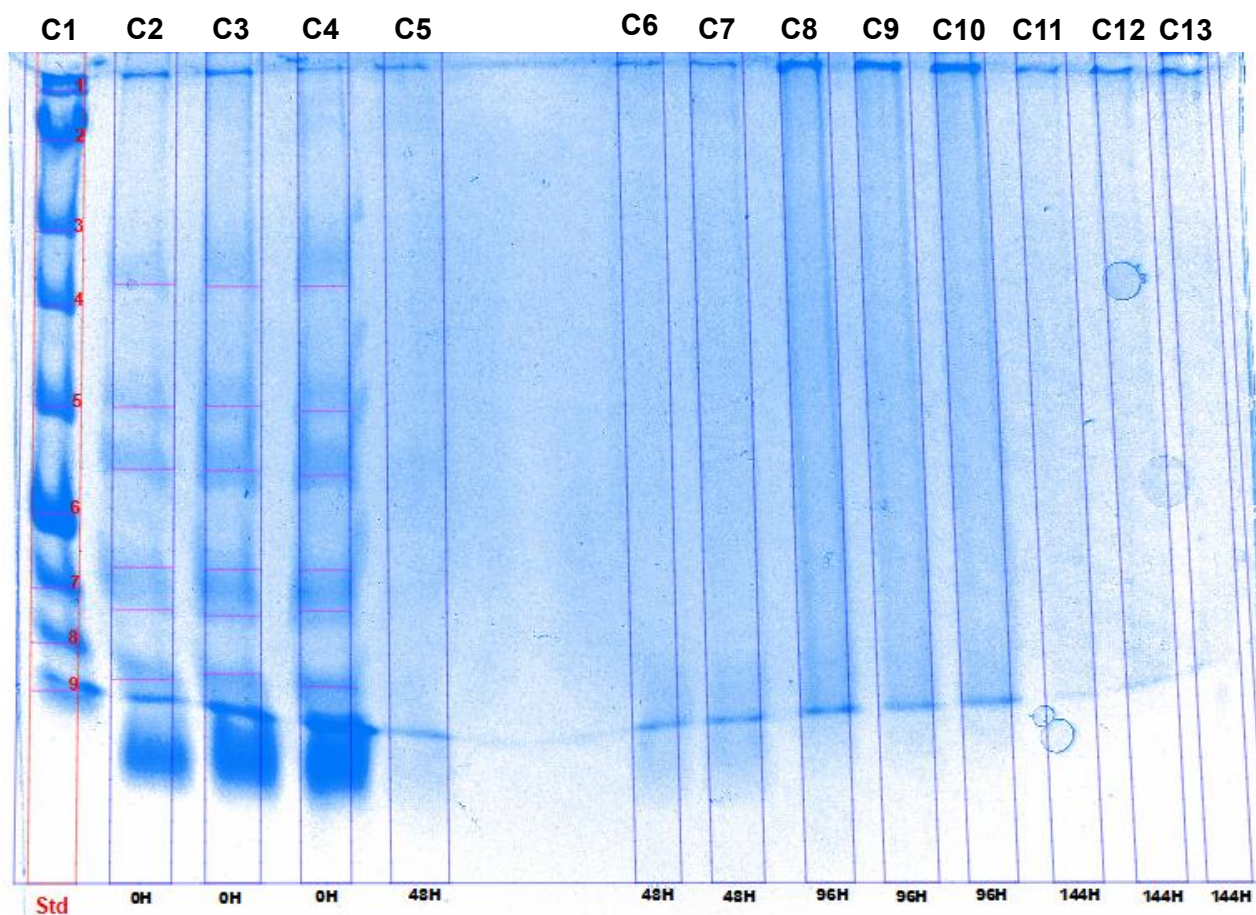


Figura 5. Señalización de bandas en electroforesis SDS-PAGE de globulinas 7S de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua blanca”, carril 1, Std (marcador de proteína Broad Range); carril 2, 3 y 4, sin germinar (0h); carril 5, 6 y 7, germinado a 48h; carril 8, 9 y 10, germinado a 96h; carril 11, 12 y 13, germinado a 144h.

Tabla 11. Estimación de pesos moleculares de albúminas de tres cultivares de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” (blanca, negra y roja) a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).

Cultivar de quinua	Tiempo de germinación (h)	Banda encontrada	Peso molecular (kDa)	
Blanca	T-0	1	29,03	
		2	22,63	
		3	19,35	
		4	13,00	
	T-48	1	28,70	
		2	22,70	
	T-96	0	-	
	T-144	0	-	
	Negra	T-0	1	29,40
			2	20,03
1			34,73	
T-48		2	27,27	
		3	18,37	
		4	12,70	
T-96		1	27,50	
		2	18,83	
		3	12,10	
T-144		1	38,00	
		2	28,80	
		3	19,30	
Roja		T-0	1	29,20
	2		21,75	
	T-48	0	-	
	T-96	0	-	
	T-144	0	-	

Tabla 12. Estimación de pesos moleculares de globulinas 7S de tres cultivares de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” (blanca, negra y roja) a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).

Cultivar de quinua	Tiempo de germinación (h)	Banda encontrada	Peso molecular (kDa)
Blanca	T-0	1	51,60
		2	34,77
		3	28,47
		4	21,17
		5	18,60
		6	12,13
	T-48	0	-
	T-96	0	-
	T-144	0	-
	Negra	T-0	1
2			27,57
3			20,63
4			19,47
5			15,63
T-48		1	26,40
		2	19,87
		3	18,93
		4	14,77
		0	-
T-96	0	-	
T-144	0	-	
Roja	T-0	1	29,07
		2	19,40
		3	13,97
	T-48	1	19,70
		2	11,70
	T-96	0	-
	T-144	0	-

Tabla 13. Estimación de pesos moleculares de globulinas 11S de tres cultivares de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” (blanca, negra y roja) a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).

Cultivar de quinua	Tiempo de germinación (h)	Banda encontrada	Peso molecular (kDa)
Blanca	T-0	1	110,07
		2	52,40
		3	36,07
		4	29,17
		5	21,23
		6	11,00
	T-48	1	24,73
	T-96	1	27,03
	T-144	0	-
	Negra	T-0	1
2			38,33
3			33,80
4			23,03
T-48		1	35,53
		2	23,80
T-96		1	38,53
T-144		1	41,53
Roja	T-0	1	50,50
		2	28,40
		3	23,70
	T-48	2	29,67
		3	23,83
	T-96	0	-
	T-144	0	-

Tabla 14. Estimación de pesos moleculares de prolaminas de tres cultivares de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” (blanca, negra y roja) a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).

Cultivar de quinua	Tiempo de germinación (h)	Banda encontrada	Peso molecular (kDa)
Blanca	T-0	1	19,17
	T-48	1	18,43
	T-96	1	18,53
	T-144	0	-
Negra	T-0	0	-
	T-48	0	-
	T-96	1	26,90
	T-144	0	-
Roja	T-0	0	-
	T-48	0	-
	T-96	0	-
	T-144	0	-

Tabla 15. Estimación de pesos moleculares de glutelinas de tres cultivares de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” (blanca, negra y roja) a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144h).

Cultivar de quinua	Tiempo de germinación	Banda encontrada	Peso molecular (kDa)
Blanca	T-0	1	33,93
		2	18,90
	T-48	1	17,77
	T-96	0	-
	T-144	0	-
Negra	T-0	0	-
	T-48	0	-
	T-96	0	-
	T-144	0	-
Roja	T-0	0	-
	T-48	0	-
	T-96	0	-
	T-144	0	-

V. DISCUSIÓN

Los resultados presentados en las tablas y figuras permiten comprender el comportamiento y la variabilidad de las proteínas de reserva en función del tipo de cultivar y del proceso fisiológico de germinación, resaltando su relevancia por el potencial nutricional y funcional que pueden presentar. Estas proteínas desempeñan un papel fundamental durante el desarrollo embrionario de la semilla y poseen, además, un alto valor nutricional debido a su contenido de aminoácidos esenciales, así como propiedades tecnológicas que las hacen útiles en la formulación de alimentos funcionales. De acuerdo con diversos autores, las proteínas de reserva se encuentran en la quinua en proporciones variables. Dakhili et al. (2019) reportan que las globulinas representan aproximadamente el 37 % del total de proteínas, seguidas por las albúminas con un 35 %, las prolaminas entre 0,5 % y 7 %, y las glutelinas con un 15 %. Estas proteínas se acumulan en grandes cantidades durante la maduración y el desarrollo de la semilla, y se almacenan específicamente en el cotiledón o endospermo, no estando presentes en otros tejidos. Posteriormente, son utilizadas durante el proceso de germinación (Jara, 2017).

La germinación constituye una fase crítica en el desarrollo de la semilla, en la cual se activan diversas enzimas encargadas de degradar las proteínas de reserva almacenadas, con el propósito de sustentar el crecimiento del embrión y mejorar el perfil nutricional del grano (Chaparro et al., 2010; Soto & Cruz, 2024). Como era de esperarse, las proteínas de reserva presentan un comportamiento dinámico durante esta etapa, con una tendencia general a disminuir conforme avanza el tiempo de germinación.

A. Albúminas

A partir de los resultados presentados en la Tabla 3, se observa que las albúminas mostraron concentraciones considerablemente variables según el tipo de cultivar y el tiempo de germinación. Tras 48 horas de germinación, la quinua negra y roja alcanzaron las concentraciones más altas, con valores de 22,68 mg/kg y 15,88 mg/kg, respectivamente. Posteriormente, se evidenció una tendencia hacia la estabilización y una ligera disminución. Estos resultados son comparables con los reportados por Suárez (2019).

Este patrón puede explicarse por la activación de procesos biosintéticos de naturaleza enzimática, asociados a una mayor actividad metabólica. Dichos procesos favorecen el incremento de la biodisponibilidad de macro y micronutrientes, así como de compuestos antioxidantes presentes en los brotes, los cuales están involucrados en las fases iniciales de la germinación. El aumento inicial en la concentración de albúminas podría atribuirse a la síntesis de nuevas proteínas funcionales requeridas para iniciar la actividad metabólica de la semilla. Conforme avanza el proceso, dichas proteínas comienzan a ser utilizadas como fuente de nitrógeno para el embrión en desarrollo, siendo degradadas para proporcionar aminoácidos esenciales necesarios para la formación del brote. Este consumo continúa hasta alcanzar un punto crítico en el que el embrión ha establecido su sistema fotosintético, reduciendo su dependencia de las reservas almacenadas (Abugoch, 2009; Paško et al., 2009; Vásquez, 2022), Incluso, como señala Enciso-Roca et al. (2021), es posible encontrar un mayor contenido de aminoácidos en los brotes.

Cabe destacar que concentraciones similares de albúminas también han sido observadas en germinados de granos de avena, como lo reporta Bakarati et al. (2024).

Asimismo, en la Tabla 3 se aprecia que la quinua blanca presentó una menor proporción de albúminas, lo cual podría estar relacionado con una expresión más baja de proteínas de tipo defensivo o con funciones enzimáticas específicas. En contraste, los cultivares pigmentados (como la quinua negra y roja) exhibieron un contenido superior de albúminas. Estos datos refuerzan la hipótesis de que la variabilidad genética influye directamente en la composición nutricional del grano, lo que concuerda con lo reportado por Enciso-Roca et al. (2021).

Por otro lado, en la Tabla 11 se presentan los resultados del análisis por SDS-PAGE, donde se identificaron bandas correspondientes a pesos moleculares de 13, 19, 22, 29 y 34 kDa. Estos hallazgos son consistentes con las subunidades descritas por Flores, Tovar y Villanueva en estudios sobre pseudocereales como el amaranto, cuyos rangos proteicos reportados oscilan entre 27 y 55 kDa (2024; 2009; 2007). Se observó que la intensidad de las bandas fue mayor al inicio del proceso de germinación, lo cual se atribuye a la rápida movilización de las proteínas de reserva y a su fácil solubilización en el medio acuoso (Delgado & Pinto, 2015).

B. Globulinas 7S

En la Tabla 4 se presenta el contenido de globulinas 7S, fracción que constituye una de las más abundantes y predominantes en todas las variedades evaluadas. En las 0 y 48 horas de germinación, las quinuas negra y roja mostraron los valores más elevados, con concentraciones de 21,44 mg/kg, 23,31 mg/kg y 21,72 mg/kg, 16,44 mg/kg, respectivamente. Asimismo, se evidenció una reducción marcada en las concentraciones de esta fracción después de las 96 y 144 horas de germinación. Estos resultados son consistentes con los reportados por Suárez-Estrella (2019), quien también observó una disminución significativa de estas proteínas a las 48 y 72 horas de germinación en semillas de quinua.

Al igual que las albúminas, las globulinas 7S actúan como fuentes primarias de reserva, lo que implica su participación activa como suministro de nitrógeno y carbono. Esta función se manifiesta, particularmente, después de las 48 horas, mediante el apoyo al desarrollo del embrión a través de la síntesis de proteínas funcionales y endógenas, las cuales proporcionan los recursos necesarios para iniciar y sostener el proceso germinativo (Abugoch, 2009; Paško et al., 2009; Ruales & Nair, 1992). La degradación de esta fracción proteica mejora, además, la digestibilidad de las proteínas y favorece la liberación de péptidos bioactivos con funciones antioxidantes (Vilcacundo & Hernández-Ledesma, 2017).

Si bien es cierto que las globulinas 7S experimentan una disminución drástica después de las 48 horas, estudios previos, como el de Shewry y Halford (2002), señalan que estas son más persistentes en el tiempo que las globulinas 11S.

El análisis mediante SDS-PAGE, presentado en la Tabla 12, confirmó la presencia de bandas correspondientes a 12, 18, 21, 28, 34 y 51 kDa, asociadas a la fracción evaluada durante los días de germinación. También se observó una disminución

progresiva en la intensidad de estas bandas conforme avanza el tiempo, lo cual sugiere una adecuada movilización de las proteínas de reserva. Estos resultados coinciden con los hallazgos de Villanueva y Arnao (2007) , quienes aislaron dos proteínas de 53 y 17 kDa correspondientes a las globulinas 7S de *Lupinus mutabilis*. De igual forma, Flores (2024) reportó globulinas 7S en el rango de 28 a 51 kDa en *Amaranthus caudatus*.

El incremento inicial en el contenido de globulinas 7S observado a las 48 horas de germinación refleja una fracción significativa de proteínas funcionales, observada con mayor frecuencia en los cultivares pigmentados. Este hallazgo sugiere un posible valor desde el punto de vista tecnológico y nutricional, lo cual representa un aspecto relevante en el estudio de las propiedades funcionales de la quinua germinada.

C. Globulinas 11S

En la Tabla 5 se presenta el contenido de globulinas 11S. Los resultados indican que, en el grano crudo (sin germinar), esta fracción proteica es la más abundante, registrando los valores más altos en los cultivares de quinua blanca y roja, con concentraciones de 17,12 mg/kg y 16,16 mg/kg, respectivamente, y mostrando una relativa estabilidad en la quinua negra. Estos hallazgos sugieren una hidrólisis eficiente por parte de proteínas endógenas activadas durante el proceso de germinación (Abugoch, 2009). Al igual que las albúminas, esta fracción actúa principalmente como fuente de nitrógeno y carbono, aunque su movilización se produce en una etapa posterior, detrás de las globulinas 7S y las albúminas. Su relativa constancia a lo largo de los diferentes tiempos de germinación podría representar una ventaja para su aprovechamiento tecnológico en aplicaciones de la industria alimentaria.

En la Tabla 13 se presenta el análisis electroforético mediante SDS-PAGE de las globulinas 11S, el cual confirmó la presencia de bandas correspondientes a 11, 21, 29, 36, 52 y 110 kDa. A medida que avanzó el proceso de germinación, se evidenció una reducción en la intensidad de estas bandas, lo cual sugiere una degradación progresiva. A pesar de que estas proteínas poseen un peso molecular relativamente elevado, su descomposición se reflejó en el incremento de bandas de menor peso molecular en etapas posteriores. Estos resultados son consistentes con los reportados por Flores (2024), quien aisló subunidades de globulinas 11S en *Amaranthus caudatus*, observando bandas en un rango de 27 a 60 kDa. No obstante,

en dicho estudio no se evidenciaron bandas superiores a 60 kDa, como sí se observó en la presente investigación.

D. Prolaminas

En la Tabla 6 se presenta el contenido de prolaminas. Los resultados muestran valores bajos, aunque detectables, en los cultivares evaluados: $\leq 8,16$ mg/kg en la quinua blanca, $\leq 7,24$ mg/kg en la negra y $\leq 4,15$ mg/kg en la roja. En general, no se evidenció una variación significativa en función del tiempo de germinación, con excepción de la quinua blanca, que alcanzó su valor máximo a las 96 horas (8,16 mg/kg), y la quinua roja, cuyo contenido disminuyó a 1,50 mg/kg a las 144 horas. Estos resultados son consistentes con el bajo contenido de prolaminas característico de la quinua, así como con su escasa participación como fracción proteica de reserva. Si bien algunos autores sostienen que las prolaminas están ausentes en la quinua (Rizzo et al., 2023), otros reportan su presencia en cantidades reducidas (entre 0,5 y 7 % de la proteína total), con una mayor concentración en algunas accesiones como la amarilla, en contraste con las variedades blanca, negra o roja (2024; 2019). Además, su contenido puede variar según la especie y el lugar de origen, como lo indican Carranza-Concha et al. (2021).

De acuerdo con los estándares establecidos por la FAO (2024), los alimentos etiquetados como “libres de gluten” deben contener menos de 20 mg/kg de prolaminas. En función de los resultados obtenidos, que se encuentran por debajo de este umbral, las muestras analizadas podrían considerarse aptas para el consumo por personas con enfermedad celíaca o sensibilidad al gluten (Abugoch, 2009; Paucarchuco et al., 2024). No obstante, aún existe una limitada disponibilidad de información en este campo, por lo que se requiere la reformulación y procesamiento cuidadoso de productos a base de quinua para asegurar un adecuado manejo del índice glucémico (Li et al., 2012; Suarez, 2019). En ese sentido, los presentes resultados contribuyen al fortalecimiento de la base de datos científica en esta línea de investigación.

En la Tabla 14 se reportan los resultados del análisis electroforético SDS-PAGE, en el que se visualizaron bandas difusas de 18 y 26 kDa, mayormente presentes en el cultivar blanco. Estos hallazgos concuerdan con investigaciones previas realizadas por Tapia (2016), quien identificó bandas de 10, 12, 18 y 22 kDa en proteínas aisladas de quinua. De igual modo, Borda (2024) encontró bandas entre 11 y 17 kDa, y Xing et al. (2023) señaló que, en quinua, las bandas de prolaminas con pesos moleculares

inferiores a 30 kDa son representativas de una buena extracción, mientras que en otros cereales, como la cebada, se ubican entre 30 y 60 kDa.

A pesar de que las prolaminas presentan un valor nutricional limitado debido a su escasez en aminoácidos esenciales, como la lisina, pueden ser óptimas en otras matrices alimentarias. Estas proteínas, al formar parte de la fracción proteica del gluten, contribuyen a la formación de redes viscoelásticas en masas, por lo que desempeñan un rol clave en la panificación, incrementando la demanda internacional de productos sin gluten. Recientemente, las prolaminas han sido aplicadas en el desarrollo de materiales debido a su alta biocompatibilidad, hidrofobicidad y capacidad de autoensamblaje. Su estructura única y composición las hacen adecuadas para la fabricación de nanopartículas, fibras y agentes emulsionantes (FAO, 2011; Shewry & Halford, 2002; Xing et al., 2023).

E. Glutelinas

En la Tabla 7 se presenta el contenido de glutelinas, donde se evidenció un comportamiento relativamente constante con ligeros incrementos después de los primeros días de germinación. El cultivar blanco germinado durante 144 horas alcanzó los valores más altos (30,61 mg/kg), a diferencia de los cultivares pigmentados (negro y rojo), que mantuvieron concentraciones más estables a lo largo del proceso. Estos resultados podrían reflejar una activación inicial de la síntesis de proteínas estructurales y energéticas (Shewry & Halford, 2002), seguida de un uso progresivo en etapas posteriores del desarrollo embrionario. No obstante, considerando que las principales fuentes de nitrógeno y carbono para la semilla durante la germinación son las globulinas y las albúminas, las glutelinas parecerían desempeñar un rol secundario y más sostenido.

En la Tabla 15 se muestran los resultados de la electroforesis SDS-PAGE de las glutelinas, en la que se visualizaron bandas de 17 y 33 kDa, presentes únicamente en las primeras etapas de germinación, lo que sugiere una alta sensibilidad a la hidrólisis enzimática. La literatura disponible sobre el perfil electroforético de glutelinas en quinua es escasa. Sin embargo, estudios como los de Villanueva y Arnao (2007) reportan bandas correspondientes a glutelinas en *Amaranthus hypochondriacus* con pesos moleculares entre 50 y 67 kDa, no coincidentes con los hallazgos del presente estudio. Esta discrepancia podría atribuirse tanto a diferencias metodológicas como a la variabilidad entre especies utilizadas.

Las glutelinas, al constituir una reserva de liberación más lenta, podrían desempeñar un papel importante en el mantenimiento del aporte proteico durante periodos prolongados de germinación. Su comportamiento observado en este estudio sugiere que, incluso en fases avanzadas del proceso, estas proteínas estructurales se conservan parcialmente, lo cual podría resultar ventajoso para aplicaciones tecnológicas, especialmente en matrices alimentarias por su capacidad de retención de agua y formación de redes proteicas.

En conjunto, los resultados obtenidos indican que cada cultivar de quinua presenta un comportamiento diferencial durante la germinación, lo que no solo confirma la dinámica compleja de las fracciones proteicas, sino que también abre nuevas oportunidades para la optimización de este proceso en el desarrollo de productos alimentarios funcionales. La germinación, además de mejorar el perfil nutricional del grano al aumentar la biodisponibilidad de aminoácidos esenciales, representa una estrategia valiosa para innovar en industrias alimentarias y biotecnológicas.

VI. CONCLUSIONES

1. Se evaluó el contenido de proteínas de reserva en tres cultivares de *Chenopodium quinoa* Willd. en función del tiempo de germinación. Las globulinas 7S y las albúminas alcanzaron sus mayores concentraciones a las 48 horas de germinación, especialmente en los cultivares pigmentados (negro y rojo). Las globulinas 11S mostraron mayores niveles en los cultivares rojo y blanco sin germinar. Por su parte, las fracciones de prolaminas y glutelinas presentaron variaciones poco significativas a lo largo del proceso, aunque el cultivar blanco evidenció concentraciones relativamente más altas en ambas fracciones.
2. Se determinó el perfil electroforético de las proteínas de reserva mediante SDS-PAGE, observándose bandas comprendidas entre 11 y 110 kDa, asociadas a las distintas fracciones proteicas evaluadas en los cultivares blanca, negra y roja.
3. Se analizó el contenido de proteínas de reserva en tres cultivares de quinua en función al tiempo de germinación, los cultivares pigmentados presentan un mayor potencial en términos de calidad proteica.

VII. RECOMENDACIONES

1. Es necesario la aplicación de técnicas más específicas y sensibles, poder complementar la electroforesis SDS-PAGE con una cuantificación con espectrofotometría de masas o realizar la electroforesis bidimensional, que va permitir una identificación más exacta de las subunidades proteicas y los péptidos formados en la germinación.
2. Incluir estudios de aminoácidos, y así comprender su variación durante la germinación y su relación con otros cultivares puestas a estudio.
3. Aplicar numerosas variedades certificadas de diferentes zonas agroecológicas, para visualizar los patrones de variación de las proteínas según las relaciones fenotípicas y genotípicas.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abugoch, L. E. (2009). Capítulo 1 Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). En *Advances in Food and Nutrition Research* (Vol. 58, pp. 1–31). Academic Press. [https://doi.org/10.1016/S1043-4526\(09\)58001-1](https://doi.org/10.1016/S1043-4526(09)58001-1)
- Amit, S., Irfan, A., Gaurav, S., Nalini, T., & Sarmad, M. (2021). Una revisión sobre la importancia medicinal y farmacéutica de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Indian Journals*. <https://www.indianjournals.com/ijor.aspx?target=ijor:rjpt&volume=14&issue=3&article=105>
- Apaza, V., Cáceres, G., Estrada, R., & Pinedo, R. (2013). Catálogo de variedades más comerciales de quinua en el Perú (1 ed). Biblioteca nacional del Perú. https://repositorio.inia.gob.pe/bitstream/20.500.12955/76/1/Apaza-Catalogo_de_variedades...quinua.pdf
- Arenas, L. C., & Heredia, A. K. (2017). Calidad y germinado de semillas de quinua *Chenopodium quinoa* Willd. Almacenadas artesanalmente. *Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales*. <https://repository.udca.edu.co/handle/11158/766>
- Barakat, H., Al-Qabba, M. M., Algonaiman, R., Radhi, K. S., Almutairi, A. S., Al Zhrani, M. M., & Mohamed, A. (2024). Impact of Sprouting Process on the Protein Quality of Yellow and Red Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Molecules*, 29(2), Article 2. <https://doi.org/10.3390/molecules29020404>
- Borda, M. A. (2024). *Contenido de prolaminas en cuatro accesiones de Chenopodium quinoa Willd "quinua"*. <https://repositorio.unsch.edu.pe/handle/20.500.14612/7407>
- Bravo, M., R, J. R., Sánchez, I G., & H, M. H. (2013). Estudio químico y nutricional de granos andinos germinados de quinua (*Chenopodium quinoa*) y kiwicha (*Amarantus caudatus*). *Revista Peruana de Química e Ingeniería Química*, 16(1), 54–60.
- Campos, J., Acosta, K., Paucar-Menacho, L. M., Campos, J., Acosta, K., & Paucar, L. M. (2022). Quinoa (*Chenopodium quinoa*): Composición nutricional y Componentes bioactivos del grano y la hoja, e impacto del tratamiento térmico y de la germinación. *Scientia Agropecuaria*, 13(3), 209–220. <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2022.019>
- Carranza-Concha, J., Chairez-Huerta, S. G., Contreras-Martínez, C. S., García-Martínez, E., Carranza-Concha, J., Chairez-Huerta, S. G., Contreras-Martínez, C. S., & García-Martínez, E. (2021). Characterization of nutritional and antioxidant properties of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Revista Fitotecnia Mexicana*, 44(3), 357–365. <https://doi.org/10.35196/rfm.2021.3.357>
- Carrillo, J. G. (2012). *Evaluación de procedimientos de tinción para el análisis de proteínas por electroforesis (SDS-PAGE)* [Licenciatura, Universidad de Sonora]. <http://repositorioinstitucional.uson.mx/handle/20.500.12984/2145>

- Chakavarti, B., & Chakavarti, D. (2008). Electrophoretic Separation of Proteins. *Journal of Visualized Experiments (JoVE)*, 16, e758. <https://doi.org/10.3791/758>
- Chaparro, D. C., Pismag, R. Y., Elizalde, A., Vivas, N. J., & Erazo, C. A. (2010). Efecto de la germinación sobre el contenido y digestibilidad de proteína en semillas de amaranto, quinua, soya y gandul. *Bioteología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial*, 8(1), 35–42.
- Dakhili, S., Abdolalizadeh, L., Hosseini, S. M., Shojaee-Aliabadi, S., & Mirmoghtadaie, L. (2019). Quinoa protein: Composition, structure and functional properties. *Food Chemistry*, 299, 125161. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.125161>
- Delgado, A., & Pinto, 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)* [Licenciatura, Universidad Católica de Santa María]. <https://repositorio.ucsm.edu.pe/handle/20.500.12920/3411>
- Enciso-Roca, E. C., Aguilar-Felices, E. J., Tinco-Jayo, J. A., Arroyo-Acevedo, J. L., & Herrera-Calderon, O. (2021). Biomolecules with Antioxidant Capacity from the Seeds and Sprouts of 20 Varieties of *Chenopodium quinoa* Willd. (Quinoa). *Plants*, 10(11), Article 11. <https://doi.org/10.3390/plants10112417>
- Escuredo, O., González Martín, M. I., Wells Moncada, G., Fischer, S., & Hernández Hierro, J. M. (2014). Perfil de aminoácidos de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) mediante espectroscopía de infrarrojo cercano y técnicas quimiométricas. *Journal of Cereal Science*, 60(1), 67–74. <https://doi.org/10.1016/j.jcs.2014.01.016>
- FAO. (2011). *Quinoa: An ancient crop to contribute to world food security*. <https://www.fao.org/quinoa-2013/publications/detail/en/item/202738/icode/>
- FAO. (2024). *Quinoa*. Food and Agriculture Organization of the United Nations. <http://www.fao.org/quinoa/es/>
- Flores, C. A. (2024). *Perfil electroforético de globulinas y albúminas en dos variedades de semilla de Amaranthus caudatus (Oscar Blanco, INIA 414-Taray). Ayacucho 2021* [Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga]. <https://repositorio.unsch.edu.pe/server/api/core/bitstreams/a3bf2d33-521b-4fb1-bdb9-93e748188656/content>
- Gómez, L., & Aguilar, E. (2016). *Guía de cultivo de la quinua* (2 ed.). Universidad nacional Agraria la Molina Programa de Investigación y Proyección Social de Cereales y Granos Nativos Facultad de Agronomía. <https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/76594aca-c6a8-45e0-97db-39905cd72575/content>
- Guerrero, L., Corzo, L., & Betancur, D. (2003). Estructura y propiedades funcionales de proteínas de leguminosas. *Revista de la Universidad Autónoma de Yucatán*, 34–43. <https://www.researchgate.net/profile/Luis-Corzo-Rios->

- 2/publication/262299470_Estructura_y_propiedades_funcionales_de_proteinas_de_leguminosas/links/0deec5373beb964a57000000/Estructura-y-propiedades-funcionales-de-proteinas-de-leguminosas.pdf
- Hao, Y., Hong, Y., Guo, H., Qin, P., Huang, A., Yang, X., & Ren, G. (2022). Transcriptomic and metabolomic landscape of quinoa during seed germination. *BMC Plant Biology*, 22(1), 237. <https://doi.org/10.1186/s12870-022-03621-w>
- Hernández, N., Reyes, M., Gonzales, F., Nuñez, L., & Cooper, B. (2015). *Importancia de las proteínas de almacenamiento en cereales (prolaminas)*. <https://www.medigraphic.com/pdfs/vertientes/vre-2015/vre151a.pdf>
- Huillca, M. H. (2019). Comparativo de rendimiento de grano, caracterización botánica, comportamiento fenológico y contenido de saponina de 11 líneas promisorias de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) bajo condiciones del Centro Agronómico K'ayra—Cusco. *Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco*. <https://repositorio.unsaac.edu.pe/handle/20.500.12918/3570>
- INIA. (2013). Quinoa Salcedo INIA. *Biblioteca Nacional del Perú*. <https://www.inia.gob.pe/wp-content/uploads/investigacion/programa/sistProductivo/variedad/quinua/Quinoa-Salcedo.pdf>
- Jara, G. (2017). *Expresión de los fragmentos que componen a la albúmina 2s de soya en Escherichia coli y búsqueda de ortólogos del mismo gen en vegetales*. [Maestría, Instituto Politécnico Nacional]. <https://tesis.ipn.mx/bitstream/handle/123456789/27223/GUADALUPE%20JARA%20ROMERO.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Kurien, B. T., Aggarwal, R., & Scofield, R. H. (2019). Protein Extraction from Gels: A Brief Review. En B. T. Kurien & R. H. Scofield (Eds.), *Electrophoretic Separation of Proteins: Methods and Protocols* (pp. 479–482). Springer. https://doi.org/10.1007/978-1-4939-8793-1_40
- Laemmli, U. K. (1970). Cleavage of Structural Proteins during the Assembly of the Head of Bacteriophage T4. *Nature*, 227(5259), Article 5259. <https://doi.org/10.1038/227680a0>
- Li, G.-Q., Shao, J., Guo, C.-G., Dong, J.-Y., Fan, L.-Y., & Cao, C.-X. (2012). A simple monolithic column electroelution for protein recovery from gel electrophoresis. *Analytical Biochemistry*, 430(1), 24–31. <https://doi.org/10.1016/j.ab.2012.07.008>
- Maradini, A., Ribeiro, M., Da Silva, J., Pinheiro, H., Paes, J., & Dos Reis, J. (2017). Quinoa: Nutritional, functional, and antinutritional aspects. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 57(8), 1618–1630. <https://doi.org/10.1080/10408398.2014.1001811>
- MINAGRI. (2024). *Variedades de quinua*. <https://www.midagri.gob.pe/portal/444-granos-andinos/9377-variedades-de-quinua>
- Moscoso-Mujica, G., Zavaleta, 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. <https://doi.org/10.4067/S0717-75182017000200005>
- Osborne. (1924). The Vegetable Proteins. *Nature*, 114(2875), 822–822. <https://doi.org/10.1038/114822c0>
- Paško, P., Bartoń, H., Zagrodzki, P., Gorinstein, S., Fołta, M., & Zachwieja, Z. (2009). Anthocyanins, total polyphenols and antioxidant activity in amaranth and quinoa seeds and sprouts during their growth. *Food Chemistry*, 115(3), 994–998. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.01.037>
- Pathan, S., & Siddiqui, R. A. (2022). Nutritional Composition and Bioactive Components in Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) Greens: A Review. *Nutrients*, 14(3), 558. <https://doi.org/10.3390/nu14030558>
- Paucarchuco, J., Vilchez De la cruz, J. E., Paucarchuco Soto, J., & Vilchez De la cruz, J. E. (2024). Aplicación alimentaria de la quinua germinada y valorización de sus propiedades nutricionales, biológicas y funcionales: Una revisión sistemática. *Revista de Investigaciones Altoandinas*, 26(2), 105–118. <https://doi.org/10.18271/ria.2024.599>
- Rizzo, A. J., Palacios, M. B., Vale, E. M., Zelada, A. M., Silveira, V., & Burrieza, H. P. (2023). Snapshot of four mature quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) seeds: A shotgun proteomics analysis with emphasis on seed maturation, reserves and early germination. *Physiology and Molecular Biology of Plants: An International Journal of Functional Plant Biology*, 29(3), 319–334. <https://doi.org/10.1007/s12298-023-01295-8>
- 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.
- Ruales, J., & Nair, B. (1992). *Nutritional quality of the protein in quinoa (Chenopodium quinoa, Willd) seeds | Plant Foods for Human Nutrition*. <https://link.springer.com/article/10.1007/BF02196067>
- Shewry, P. R., & Halford, N. G. (2002). Cereal seed storage proteins: Structures, properties and role in grain utilization. *Journal of Experimental Botany*, 53(370), 947–958. <https://doi.org/10.1093/jexbot/53.370.947>
- Smith, B. J. (1984). SDS Polyacrylamide Gel Electrophoresis of Proteins. En J. M. Walker (Ed.), *Proteins* (pp. 41–55). Humana Press. <https://doi.org/10.1385/0-89603-062-8:41>
- Soto, J. P., & Cruz, J. E. V. D. la. (2024). Aplicación alimentaria de la quinua germinada y valorización de sus propiedades nutricionales, biológicas y funcionales: Una revisión sistemática. *Revista de Investigaciones Altoandinas - Journal of High Andean Research*, 26(2), Article 2. <https://doi.org/10.18271/ria.2024.599>
- Suárez, D., & Melgarejo, L. M. (2010). Biología y germinación de las semillas. *Universidad Nacional de Colombia*. https://www.researchgate.net/publication/258627099_BIOLOGIA_Y_GERMINACION_DE_SEMILLAS
- Suarez, D. P. (2019). *Germination as a bio-technological process to enhance the use of quinoa (Chenopodium quinoa willd.) in cereal-based products*

- [Doctoral Thesis, Università degli Studi di Milano]. https://doi.org/10.13130/suarez-estrella-diego-patricio_phd2019-05-22
- Tapia, I. (2016). *Aislamiento de proteínas de quinua ecuatoriana (Chenopodium quinoa Willd) variedad INIAP Tunkahuan con remoción de compuestos fenólicos, para uso potencial en la nutrición y salud humanas*. 41. <https://www.imbiomed.com.mx/ejemplar.php?idr=203&action=current>
- Tapia, M. (1979). *La quinua y la kañiwa: Cultivos andinos*. Bib. Orton IICA / CATIE.
- Tovar-Pérez, E. G., Guerrero-Legarreta, I., Farrés-González, A., & Soriano-Santos, J. (2009). Angiotensin I-converting enzyme-inhibitory peptide fractions from albumin 1 and globulin as obtained of amaranth grain. *Food Chemistry*, 116(2), 437–444. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.02.062>
- Valenzuela, R. N., Mita Ticona, G., Zapana Yucra, F. E., Quilla Cayllahua, D., Miranda Alejo, R., & Mita Churqui, U. J. (2015). Efecto de la germinación y cocción en las propiedades nutricionales de tres variedades de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Revista Investigaciones Altoandinas*, 17(2), 169–172.
- Van de Vondel, J., Lambrecht, M. A., & Delcour, J. A. (2020). Extractibilidad de Osborne y separación cromatográfica de proteína de harina integral de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.). *LWT*, 126, 109321. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2020.109321>
- Vásquez, B. (2022). *Modelos factoriales y métodos multicriterio para la optimización de las condiciones de germinación de quinua para consumo* [Universidad del Azuay]. <https://dspace.uazuay.edu.ec/bitstream/datos/11584/1/17116.pdf>
- Vilcacundo, R. D. V. (2017). *Liberación de péptidos multifuncionales durante la digestión gastrointestinal* [Univesidad Autónomas de Madrid]. https://repositorio.uam.es/bitstream/handle/10486/683691/vilcacundo_chamorro_ruben_dario.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Vilcacundo, R., & Hernández-Ledesma, B. (2017). Nutritional and biological value of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Current Opinion in Food Science*, 14, 1–6. <https://doi.org/10.1016/j.cofs.2016.11.007>
- Villanueva, O., & Arnao, I. (2007). Purificación de una proteína de 35 kDa rica en lisina, de la fracción albúmina de *Amaranthus caudatus* (kiwicha). *Univesidad Nacional Mayor de San Marcos*. <http://www.scielo.org.pe/pdf/afm/v68n4/a09v68n4>
- Xing, J., Li, Z., Zhang, W., & Wang, P. (2023). The Composition, Structure, and Functionalities of Prolamins from Highland Barley. *Molecules*, 28(14), Article 14. <https://doi.org/10.3390/molecules28145334>
- Zenteno, C. (2019). *Validación del método analítico para determinar la proteína cruda en harina de quinua por micro Kjendahl* [Maestría, Universidad Mayor de San Andrés]. <https://repositorio.umsa.bo/bitstream/handle/123456789/25281/TM-1975.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

ANEXOS

Anexo 1. Clasificación taxonómica de *Chenopodium quinoa* Willd. "quinua" Ayacucho 2025.

CONSTANCIA

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


Que, el Bach. en Biología, Sr. Ervin Rofield, RAMIREZ PALACIOS ha solicitado la identificación de una muestra vegetal para trabajo de tesis.

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

DIVISIÓN	:	MAGNOLIOPHYTA
CLASE	:	MAGNOLIOPSIDA
SUB CLASE	:	CARYOPHYLLIDAE
ORDEN	:	CARYOPHYLLALES
FAMILIA	:	CHENOPODIACEAE
GENERO	:	<i>Chenopodium</i>
ESPECIE	:	<i>Chenopodium quinoa</i> Willd.
N.V.	:	"quinua"

Se expide la certificación correspondiente a solicitud del interesado para los fines que estime conveniente.

Ayacucho, 15 de noviembre del 2024


LAURA AUCASIME MEDINA
BIÓLOGA
Reg. C.B.P. N° 563 C.B. - XII

Anexo 2. Preparación de soluciones para la fragmentación de proteínas (método modificado de Osborne).

Extracción de albúminas	
componente	cantidad
NaCl	10 g
pH	3

Enrazar a 100 mL con agua desionizada

Extracción de globulinas 7S	
componente	cantidad
Na ₂ HPO ₄	0,142 g
EDTA	0,036 g
NaCl	0,568 g
pH	7,5

Enrazar a 100 mL con agua desionizada

Extracción de globulinas 11S	
componente	cantidad
Na ₂ HPO ₄	0,142 g
EDTA	0,036 g
NaCl	4,67 g
pH	7,5

Enrazar a 100 mL con agua desionizada

Extracción de Prolaminas	
componente	cantidad
2-propanol	35 mL

Enrazar a 50 mL con agua desionizada

Extracción de glutelinas	
componente	cantidad
NaOH	0,40g

Enrazar a 100 mL con agua desionizada

Anexo 3. Preparación de soluciones de trabajo para la preparación del gel SDS-PAGE (Método Laemmli).

A. Solución de trabajo acrilamida/bis acrilamida 40%

componente	cantidad
Acrilamida	38,9 g
Bis acrilamida	1,1 g
Enrazar a 100 mL con agua desionizada	

B. SDS al 10 %

Disolver 10 g de SDS en 80 mL de agua bidestilada, llevar a pH 7,2 con 10 N de NaOH, finalmente se completa a 100 mL con la misma agua,

C. Persulfato de amonio al 10 % (APS)

Pesar 100 mg y diluir en un volumen final 1 mL con agua tridestilada,

D. TEMED

Dispensar 1,5 mL en un tubo Eppendorf del envase original, cubrir con papel aluminio, mantener refrigerado y fuera del alcance de la luz,

E. Buffer tris 1,5 M a pH 8,8

Pesar 181,65 g de tris base (Tris (hidroximetil aminometano)) y enrasar con agua bidestilada hasta 1L, ajustar el pH a 8,8 con HCIC,

F. Buffer tris 0,5 M a pH 6,8

Pesar 60,55 g de tris base (Tris (hidroximetil aminometano)) y enrasar con agua bidestilada hasta 1L, ajustar el pH a 6,8 con HCIC,

Anexo 4. Preparación de geles SDS-PAGE (Método Laemmli)

A. Gel separador al 15%

componente	Volumen de solución
Agua	1,1 mL
Acrilamida/Bis acrilamida	2,5 mL
Tris 1,5 M	1,5 mL
SDS 10%	50 μ L
Persulfato de amonio 10%	25 μ L
TEMED	5 μ L

B. Gel concentrador al 5%

componente	Volumen de solución
Agua	0,98 mL
Acrilamida/Bis acrilamida	0,38 mL
Tris 1,5 M	0,34 mL
SDS 10%	50 μ L
Persulfato de amonio 10%	25 μ L
TEMED	3 μ L

Anexo 5. Preparación de soluciones para corrida electroforética del gel SDS-PAGE (Método Laemmli).

Buffer de electroforesis Tris-Glicina 10X

Reactivo	Cantidad
Tris base	7,6 g
Glicina	37,5 g
SDS	2,5 g
Enrazar a 100 mL con agua bidestilada y ajustar a pH 8,3	

Buffer de tampón de carga 4X

Componente	Cantidad (10mL)
Tris 0,5 M pH 6,8	2,5 mL
Glicerol	2,5 mL
SDS 10%	2,5 mL
2-Mercaptoetanol	2,5 mL
Azul de bromofenol	1 mg
Preparación para 10 mL y mantener refrigerado a 4°C	

Anexo 6. Preparación de soluciones para la coloración y decoloración del gel SDS-PAGE (Método Laemmli modificado).

Solución colorante azul brillante de coomassie mixta

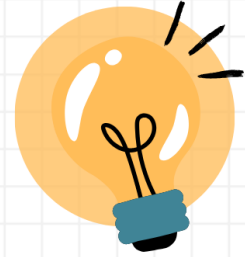
Componente	Cantidad (200mL)
Azul brillante de coomassie G-250	0,1 g
Azul brillante de coomassie R-250	0,1 g
Sulfato de cobre	0,3 g
Metanol	60 mL
Ácido acético glacial	20 mg
Agua bidestilada	120 mL
Filtrar la solución con papel Whatman N° 1	

Solución decolorante

Reactivo	Cantidad (250mL)
Metanol 95%	25 mL
Ácido acético glacial	12,5 mL
Agua bidestilada	112,5 mL

Anexo 7. Flujograma de procesos de extracción de fracción proteica según metodología modificada de Osborn.

HOJA DE RUTA



Proteínas de reserva en diferentes tiempos de germinación de *Chenopodium quinoa* Willd. "quinua", Ayacucho 2024

SELECCIÓN DE SEMILLAS

Se retiró las diversas impurezas que hubieran, dejando así únicamente las semillas de la quinua como muestra selecta.

SECADO Y MOLINADO DE GERMINADOS

Se secó en la estufa a 50°C x 24h. ya secos se molió y reservó a 4°C en tubos estériles hasta su uso.

CUANTIFICACIÓN DE PROTEÍNAS DE RESERVA

Se cuantificó por el método de Bradford (colorante azul de Coomassie blue G-250) y se leyó en el espectrofotómetro a 595 nm.

GERMINACIÓN DE SEMILLAS

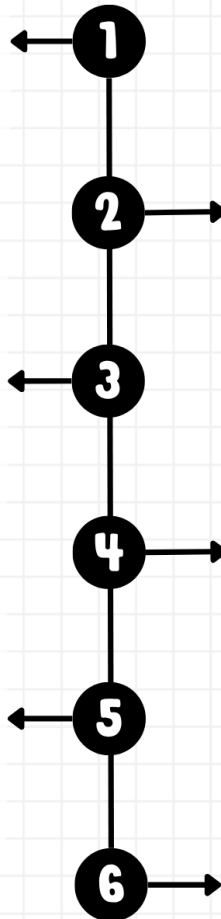
100 g de semilla se desinfectó con hipoclorito de sodio y alcohol, se remojó durante 6 horas, esparcimos la semilla sobre el frasco con papel toalla humedecido y se llevó a la incubadora (T: 21°C y H: 80%) y retiramos a (0,48,96 y 144h)

EXTRACCIÓN SEGUN OSBORNE

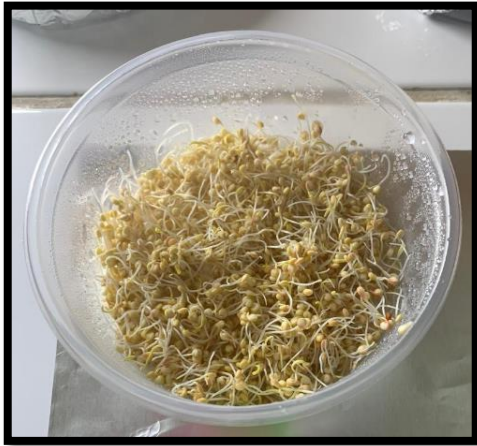
Todo los procesos son secuenciales difiriendo solvente y tiempo: Primero se extrajo albúminas, globulinas (7s y11s), prolaminas y glutelinas

ELECTROFORESIS (SDS-PAGE)

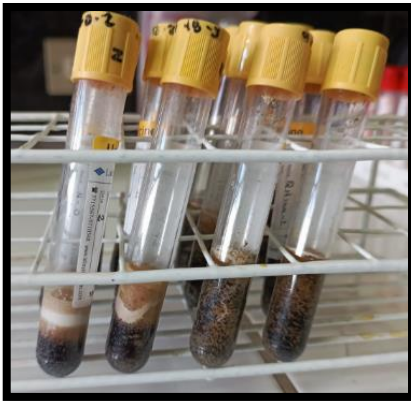
Se prepararon geles de 10 y 15% de poliacrilamida, luego se adicionaron las muestras en los pocillos del gel y se corrió en el equipo de electroforesis a 100 y 80V durante 120 min.



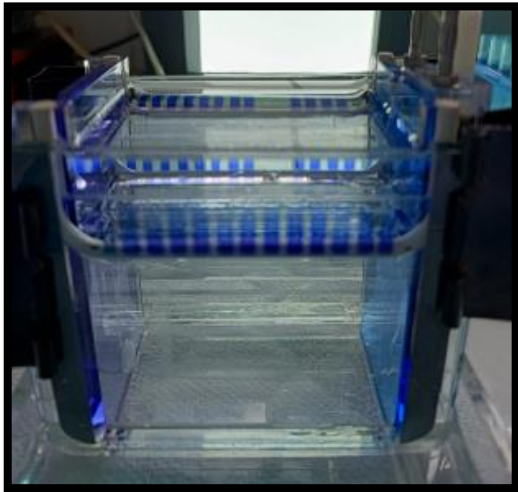
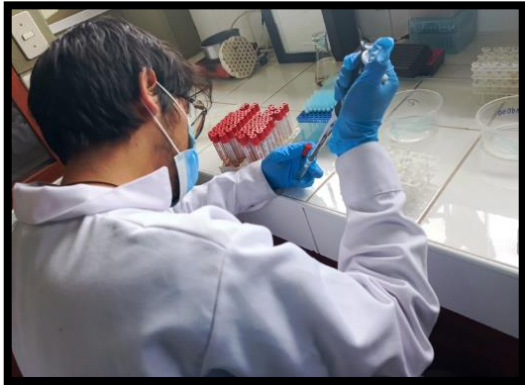
Anexo 8. Muestras germinadas de tres cultivares de *Chenopodium quinoa* Willd. "quinua" (blanca, negra y roja).



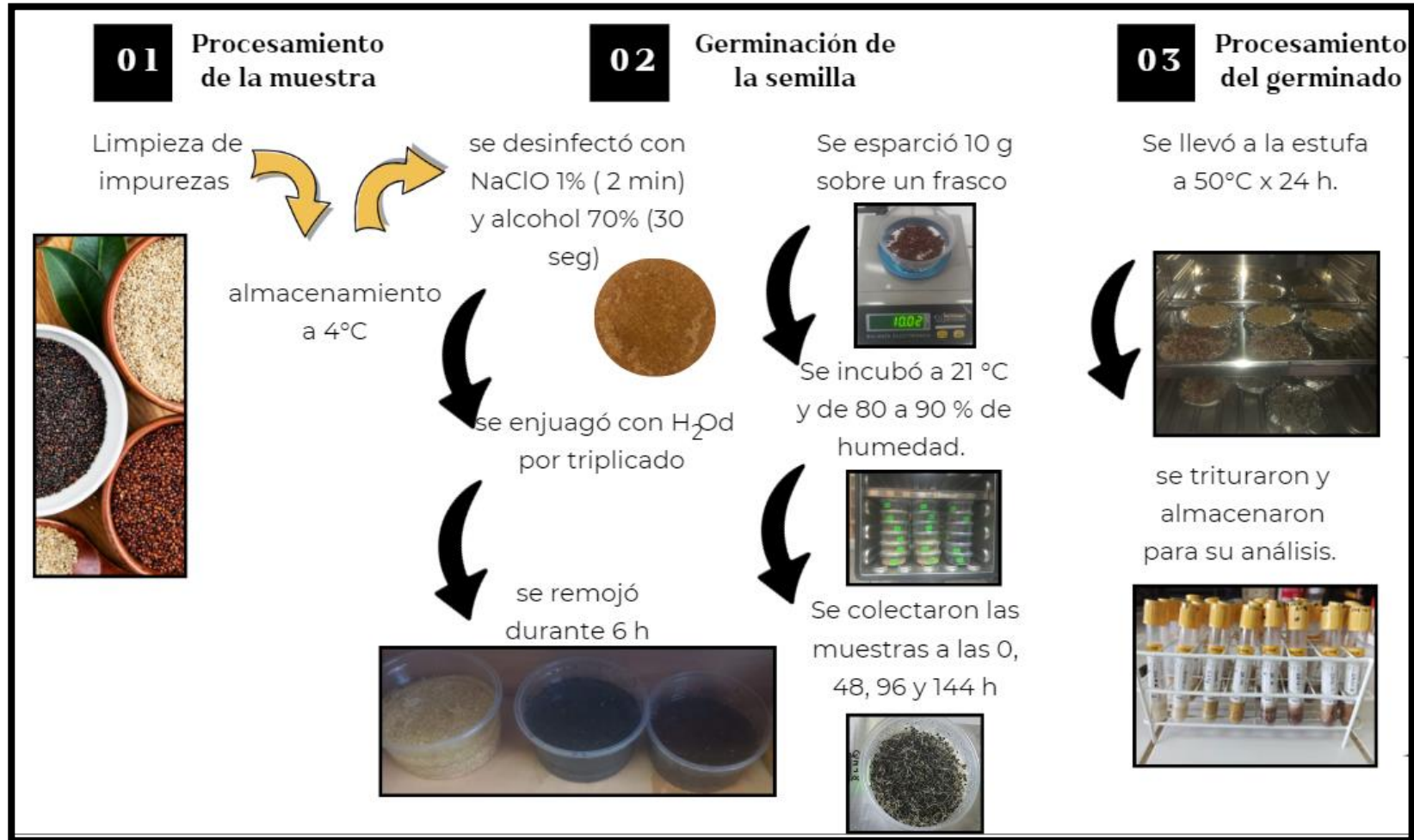
Anexo 9. Extracción de proteínas de reserva de de tres cultivares de *Chenopodium quinoa* Willd. "quinua" (blanca, negra y roja).



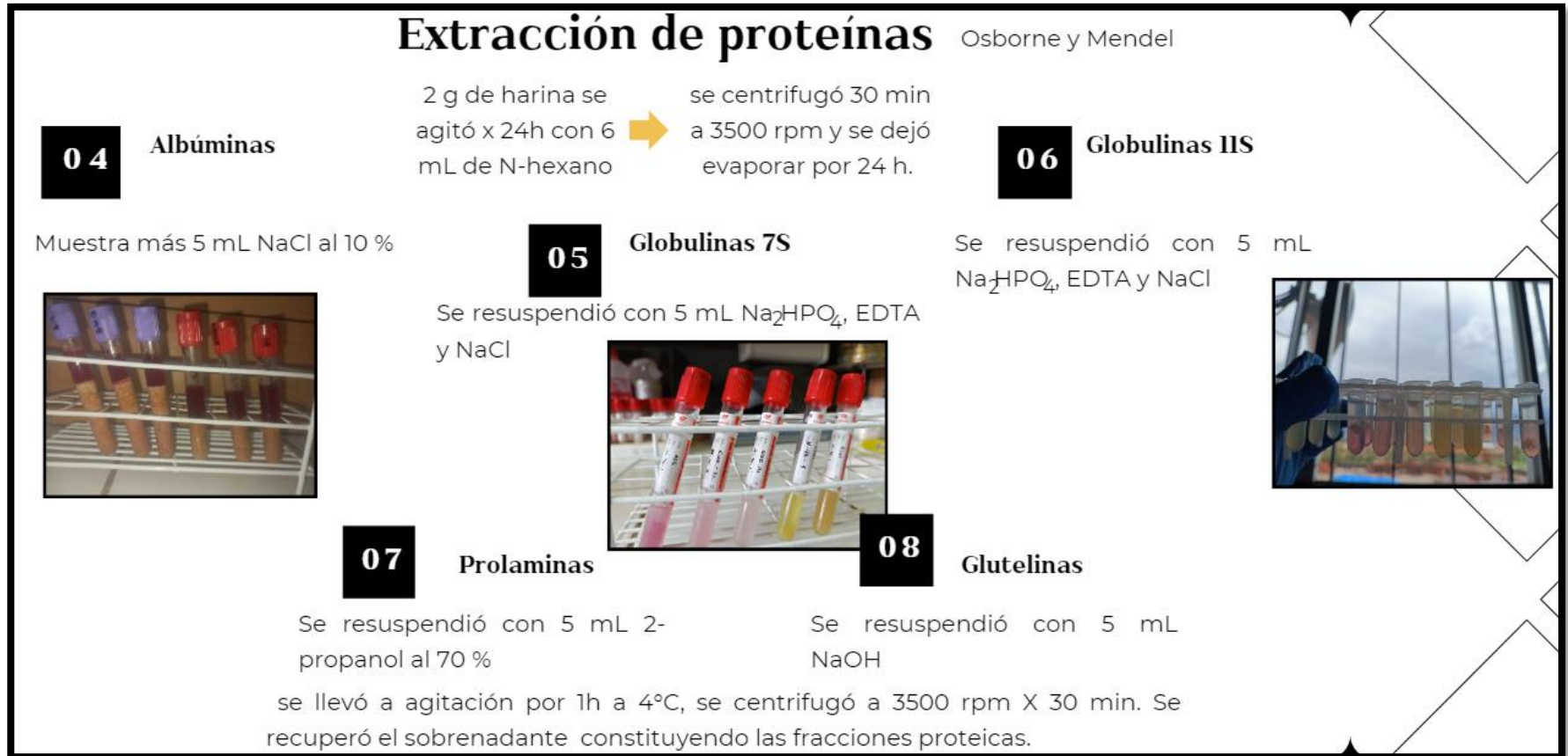
Anexo 10. Cuantificación y electroforesis SDS-PAGE de proteínas de reserva de tres cultivares de *Chenopodium quinoa* Willd. "quinua" (blanca, negra y roja).



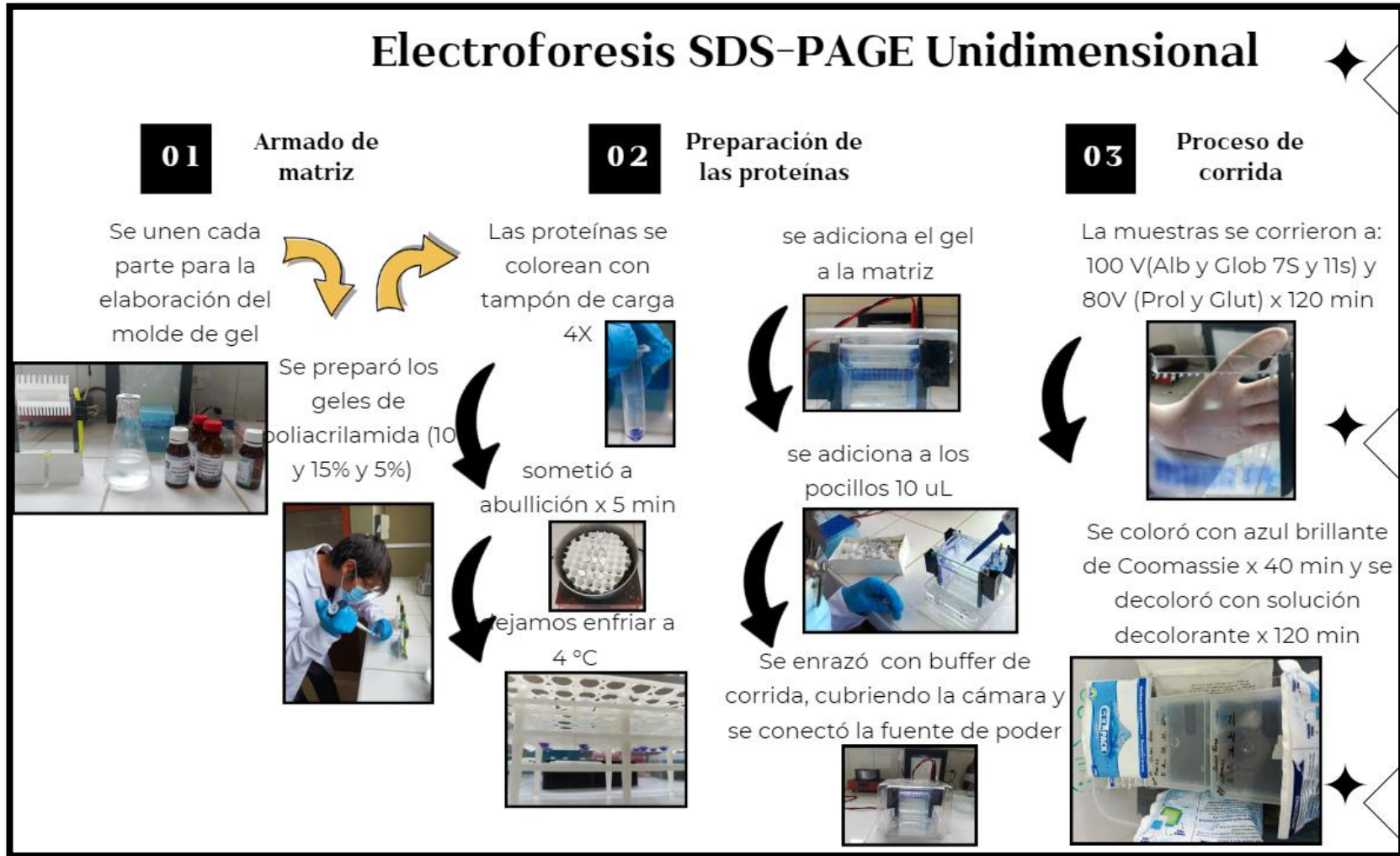
Anexo 11.Flujograma de procesos de germinación de los tres cultivares *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144 horas), Ayacucho 2024.



Anexo 12. Flujograma de procesos de extracción de proteínas de los tres cultivares *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144 horas), Ayacucho 2024.



Anexo 13. Flujograma de procesos electroforesis SDS-PAGE de los tres cultivares *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua” a diferentes tiempos de germinación (0, 48, 96 y 144 horas), Ayacucho 2024.



Anexo 14. Matriz de consistencia

Título	Problema	Objetivos	Hipótesis	Variables e indicadores	Metodología
<p>Proteínas de reserva en diferentes tiempos de germinación de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua”, Ayacucho 2024.</p>	<p>¿Cómo afecta el tiempo de germinación a la concentración de proteínas de reserva de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua”?</p>	<p>Objetivo general</p> <p>Evaluar las proteínas de reserva en diferentes tiempos de germinación de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua”</p> <p>Objetivos específicos,</p> <ul style="list-style-type: none"> ➤ Determinar el contenido de proteínas de reserva de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua” en diferentes tiempos de germinación. ➤ Determinar el perfil el electroforético de proteínas de reserva de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua” en diferentes tiempos de germinación. ➤ Analizar el contenido de proteínas de reserva de los diferentes cultivares de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua” en diferentes tiempos de germinación. 	<p>La concentración de proteínas de reserva de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua” aumenta significativamente a medida que aumenta el tiempo de germinación.</p>	<p>Variable independiente</p> <p>1. Cultivares de quinua</p> <p>Indicador</p> <ul style="list-style-type: none"> ➤ Blanca, roja y negra <p>2. Tiempo de germinación</p> <p>Indicador</p> <ul style="list-style-type: none"> ➤ 0, 48, 96 y 144 horas <p>Variable dependiente</p> <p>1. Contenido de proteínas de reserva</p> <p>Indicador</p> <ul style="list-style-type: none"> ➤ Albúminas, globulinas, prolaminas y glutelinas en mg/kg <p>2. Electroforesis de proteínas de reserva</p> <p>Indicador</p> <ul style="list-style-type: none"> ➤ kDa 	<p>Tipo de investigación, Experimental</p> <p>Nivel de investigación, Básica</p> <p>Población Semillas de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua” de la provincia de Vilcas Huamán.</p> <p>Muestra 500 g de semillas de tres cultivares de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua” (blanca, roja y negra,)</p> <p>Unidad de análisis: 1,5g de harinas de germinados de <i>Chenopodium quinoa</i> Willd. “quinua”</p> <p>Análisis: Análisis de ANOVA y la prueba de Tukey.</p>



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS
Bach. Ervin Rofield RAMIREZ PALACIOS
RESOLUCIÓN DECANAL N° 232-2025-UNSCH-FCB-D

En la ciudad de Ayacucho, siendo las cuatro de la tarde del día jueves veinticuatro de julio del año dos mil veinticinco; se reunieron los miembros del Jurado Evaluador en el Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, participando como presidente encargado el Dr. Gilmar Peña Rojas con memorando N° 146-2025-UNSCH-FCB con fecha Veinticuatro de julio del año dos mil veinticinco a su vez miembro jurado, la Blga. Roxana Karen Carhuaz Condori (miembro – jurado), la Dra. Roberta Brita Anaya González (miembro – asesor), actuando como secretario docente el Mg. Luis Uriel Moscoso García; para presenciar la sustentación de tesis titulada: Proteínas de reserva en diferentes tiempos de germinación de *Chenopodium quinoa* Willd. “quinua”, Ayacucho 2024, presentado por el Bach. Ervin Rofield RAMIREZ PALACIOS; el presidente luego de verificar la documentación presentada, indicó al secretario docente dar lectura a la documentación generada que refrenda el presente acto académico, luego de ello dispuso el inicio del acto de sustentación, indicando al 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 de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Culminada la exposición, el presidente invitó a cada uno de los Miembros del Jurado a participar con sus observaciones, sugerencias y preguntas al sustentante. Culminada esta etapa, el presidente invitó al sustentante y al público asistente a abandonar momentáneamente el Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga para que los miembros del jurado evaluador puedan realizar las deliberaciones y calificaciones correspondientes; cuyos resultados son los que se consignan a continuación:

Miembros del Jurado Evaluador	Exposición	Respuesta/preguntas	Promedio
Dr. Gilmar Peña Rojas	16	16	16
Blga. Roxana Karen Carhuaz Condori	18	17	18
Dra. Roberta Brita Anaya González	18	18	18
PROMEDIO			17

EL sustentante alcanzó el promedio de 17 aprobatorio. Acto seguido, el presidente autorizó el ingreso del sustentante y el público al Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga dando a conocer los resultados e indicando que de este modo se da por finalizado el presente acto académico, siendo las seis con treinta minutos; firmando al pie del presente en señal de conformidad.

.....
Dr. Gilmar Peña Rojas
Presidente - Miembro jurado

.....
Blga. Roxana Karen Carhuaz Condori
Miembro jurado

.....
Dra. Roberta Brita Anaya González
Miembro asesor

.....
Mg. Luis Uriel Moscoso García
Secretario docente



FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA

DECANATURA - ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA

CONSTANCIA DE ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE TESIS

Nº 039-2025-FCB-D

Yo, FIDEL RODOLFO MUJICA LENGUA, Director de la Escuela Profesional de Biología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga; autoridad encargada de verificar la tesis titulada: **Proteínas de reserva en diferentes tiempos de germinación de *Chenopodium quinoa* Willd. "quinua", Ayacucho 2024**, por ERVIN ROFIELD RAMIREZ PALACIOS; he constatado por medio del uso de la herramienta TURNITIN, procesado CON DEPÓSITO, una similitud de 9%, grado de coincidencia, menor a lo que determina la ausencia de plagio definido por el Reglamento de Originalidad de Trabajos de Investigación de la UNSCH, aprobado con Resolución del Consejo Universitario N° 039-2021-UNSCH-CU.

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

Ayacucho, 08 de agosto de 2025.



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL DE HUAMANGA
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
Escuela Profesional de Biología


Dr. Fidel R. Mujica Lengua
DIRECTOR

Proteínas de reserva en
diferentes tiempos de
germinación de *Chenopodium*
quinoa Willd. “quinua”,
Ayacucho 2024
por Ervin Rofield RAMIREZ PALACIOS

Fecha de entrega: 08-ago-2025 10:05a. m. (UTC-0500)

Identificador de la entrega: 2726962530

Nombre del archivo: RAMIREZ_PALACIOS-ERVIN-PREGRADO-2025_TURNITIN-_1.pdf (672.55K)

Total de palabras: 12157

Total de caracteres: 60744

Proteínas de reserva en diferentes tiempos de germinación de *Chenopodium quinoa* Willd. "quinua", Ayacucho 2024

INFORME DE ORIGINALIDAD

9%

INDICE DE SIMILITUD

9%

FUENTES DE INTERNET

3%

PUBLICACIONES

7%

TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	Submitted to Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga Trabajo del estudiante	5%
2	hdl.handle.net Fuente de Internet	1%
3	repositorio.unsch.edu.pe Fuente de Internet	1%
4	pesquisa.bvsalud.org Fuente de Internet	1%
5	repositorio.lamolina.edu.pe Fuente de Internet	<1%
6	1library.co Fuente de Internet	<1%
7	dspace.esPOCH.edu.ec Fuente de Internet	<1%
8	repositorio.unprg.edu.pe Fuente de Internet	<1%
9	agris.fao.org Fuente de Internet	<1%
10	pdfcookie.com Fuente de Internet	<1%
11	revistadigital.uce.edu.ec Fuente de Internet	<1%
12	tesis.ucsm.edu.pe Fuente de Internet	<1%

Excluir citas

Activo

Excluir coincidencias < 30 words

Excluir bibliografía

Activo