



**Universidad Autónoma de Sinaloa**  
**Facultad de Ciencias Químico-Biológicas**  
**Programa Regional de Posgrado en Biotecnología**  
**Maestría en Ciencias con Orientación en Biotecnología**

**Optimización del Proceso de Germinación  
de Granos de Quínoa (*Chenopodium quinoa*  
Willd.) para la Obtención de Harinas con  
Propiedades Nutraceuticas**

**T E S I S**

que presenta

**QFB Astrid Sosa Cornejo**

como requisito para obtener el grado de  
**Maestría en Ciencias con Orientación  
en Biotecnología Agroalimentaria**

**Directores de Tesis**

**Dra. Edith Oliva Cuevas Rodríguez**  
**Dra. Perla Citlali Reyes Fernández**

**Culiacán Rosales, SIN, MEX**

**Julio 2019**

## PRESENTACIÓN

El presente trabajo de investigación titulado “**Optimización del Proceso de Germinación de Granos de Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) para la obtención de Harinas con Propiedades Nutracéuticas.**”, se llevó a cabo en los Laboratorios de “Bioprocesos y Alimentos Funcionales”, “Nutraceuticos” y de “Química y Productos Naturales”, Programa Regional de Posgrado en Biotecnología, Facultad de Ciencias Químico Biológicas, Universidad Autónoma de Sinaloa. Las C. Dra. Edith Oliva Cuevas Rodríguez y Dra. Perla Citlali Reyes Fernández participaron como Directores de Tesis; La C. Dra. Saraid Mora Rochín, participo como Asesor Académico. Para la realización de la investigación se obtuvo financiamiento a través del Programa de Apoyo a Proyectos de Investigación (PROFAPI), Universidad Autónoma de Sinaloa (Convocatoria 2016). La C. QFB Astrid Sosa Cornejo recibió “Beca de Estudios para maestría” del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) en el periodo 2016-2018.

## **DEDICATORIA**

A mis padres, Rogelio Sosa Pérez y Olga Amparo Cornejo García, por ser mis pilares, porque me enseñaron a nunca rendirme, así como ustedes no lo han hecho para salir adelante. Por apoyarme en todas las decisiones que he tomado a lo largo de mi vida, por su amor, trabajo, sacrificios y por estar siempre para mí, los amo.

A las personas más importantes de mi vida, mis grandes amores mi esposo Baldomero Llamas y Baldito mi hijo, por su amor, confiar en mí, apoyarme en todas las actividades necesarias y por su paciencia para sacar adelante la maestría y poder realizar la investigación.

A mis hermanos, por su apoyo incondicional, Ingmar e Ingrid. Gracias hermanos los quiero mucho.

## **AGRADECIMIENTOS**

Agradezco a mi *Alma mater*, la Universidad Autónoma de Sinaloa, a la Maestría en Ciencias con Orientación en Biotecnología, Programa Regional de Posgrado en Biotecnología, Facultad de Ciencias Químicas Biológicas, por la oportunidad de realizar mis estudios de Licenciatura y Posgrado.

Mi agradecimiento especial al Dr Cuauhtémoc Reyes Moreno por su apoyo y confianza contribuyendo directamente en el desarrollo de este trabajo con una gran dedicación, con sus consejos, indicaciones, paciencia y sabiduría también me ha acompañado a lo largo de esta investigación.

A mis Directoras de Tesis Dra. Edith Oliva Cuevas Rodríguez y Dra. Perla Citlali Reyes Fernández, por aceptarme, por su apoyo, confianza y amistad, contribuyendo directamente con su orientación y motivación en el desarrollo de este trabajo.

Agradezco a los Profesores Investigadores Dra. Liliana León López, Dra. Saraid Mora Rochín, Dr. Alvaro Montoya Rodríguez, Dra. Janitzio Xiomara Korina Perales Sánchez, Dr. Roberto Gutiérrez Dorado, Dr. Luis Martín Sánchez Magaña por el apoyo brindado en todas las etapas del proyecto.

A mis amigas (Lab Squad) Jocelyn, Eslim, Gaby por su amistad, apoyo y hacer mi estancia feliz, las quiero amigas. A Eduardo (Lalo, mi brazo derecho) gracias por tu apoyo incondicional y tu dedicación para la realización de este proyecto.

A mis amigos de los Laboratorios 18, 20 por los momentos que compartimos todos en estos años: Bris, Charly, Rada, Carito, Evelin, Oscar, Neto, Salas, Nallely, Dulce, Yudith, Aliette, Maribel por su amistad y apoyo brindado.

A mis compañeros y amigos de la maestría Puga, Jocelyn, Robertillo, Dianita, Maricarmen, por su amistad y los grandes momentos que compartimos.

Gracias a todos porque este logro no se dio solo con mi esfuerzo sino con el respaldo de todos y cada uno de los colaboradores de los Laboratorios 18 y 20. ¡Gracias Equipo!

## ÍNDICE GENERAL

	Pág
ÍNDICE DE CUADROS	IV
ÍNDICE DE FIGURAS	V
<b>I RESUMEN</b>	<b>1</b>
<b>ABSTRACT</b>	<b>2</b>
<b>II INTRODUCCIÓN</b>	<b>3</b>
<b>III REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA</b>	<b>5</b>
A ORIGEN Y CARACTERÍSTICAS DE LA QUÍNOA	5
1 Antecedentes generales de la quínoa	5
2 Importancia de la quínoa	5
3 Taxonomía, aspectos botánicos y hábitos de crecimiento	9
a Descripción botánica y taxonómica de la quínoa	9
b Hábitos de crecimiento de la quínoa	12
4 Distribución geográfica de la quínoa	14
5 Superficie cultivada y producción en el resto del mundo	16
6 Diversidad genética y variedades de quínoa	16
7 Composición química de la quínoa	17
a Proteínas	18
b Grasas	25
c Carbohidratos	27
d Fibra dietaria	27
e Minerales	28
f Vitaminas	31
g Factores antinutricionales	31
h Saponinas	33
B PROPIEDADES NUTRACÉUTICAS Y MEDICINALES DE LA QUÍNOA	34
a Calidad gluten free	35
b Uso medicinal	35
c Antioxidantes	37
C OTROS USOS DE LA QUÍNOA Y POTENCIAL INDUSTRIAL	38
1 Tecnologías para el procesamiento de cereales y Pseudocereales	38
2 Usos tradicionales y no tradicionales de la quínoa	38
3 Productos elaborados provenientes de quínoa	39
4 Usos o innovaciones de la quínoa	39
D GERMINACIÓN	40
1 Proceso de germinación	40
a Imbibición	44
b Iniciación del metabolismo activo del embrión	45
2 Factores que influyen sobre la germinación	45
a Tiempo de cosecha	45
b Remojo	46

	c Temperatura	46
	d inhibidores microbianos	46
	e Estrés osmótico	46
	3 Métodos de germinación	46
	a Doméstico	47
	b Laboratorio	47
	c Industrial	47
	d Estudios actuales sobre la germinación	48
<b>IV</b>	<b>JUSTIFICACIÓN</b>	<b>50</b>
<b>V</b>	<b>OBJETIVOS</b>	<b>51</b>
	A OBJETIVO GENERAL	51
	B OBJETIVOS ESPECÍFICOS	51
<b>VI</b>	<b>MATERIALES Y MÉTODOS</b>	<b>52</b>
	A MATERIALES	52
	B MÉTODOS	52
	1 Características físicas de la semilla de quínoa	52
	a Dimensiones	52
	b Peso de 100 semillas	52
	c Peso hectolítrico	52
	2 Características fisicoquímicas de la semilla de quínoa	53
	a Diferencia total de color (( $\Delta E$ ))	53
	3 Composición química de la semilla de quínoa	53
	a Humedad	53
	b Proteína Cruda	54
	c Grasa Cruda	54
	d Minerales	54
	e Fibra dietaria total	54
	f Carbohidratos	56
	4 Obtención de harinas en semillas de quínoa germinadas (HQG)	56
	a Preparación de la materia prima	56
	b Proceso de germinación	56
	5 Evaluación del contenido de proteína (% de proteína) compuestos fenólicos totales (CFT) y actividad antioxidante (AAox) en harinas de quínoa germinada (HQG)	58
	a Determinación de Proteína Cruda	58
	b Extracción de fitoquímicos libres	59
	c Extracción de fitoquímicos ligados	59
	d Compuestos fenólicos totales (CFT)	60
	e Actividad antioxidante (AAox) (ABTS)	60
	6 Optimización del proceso de germinación de las semillas de Quínoa	61
	a Diseño Experimental	61
	b Optimización del proceso de germinación	63

7	Composición química de la harina de quínoa germinada optimizada (HQGO)	63
	a Análisis proximales	63
8	Características fisicoquímicas de la harina de quínoa germinada optimizada (HQGO)	63
	a Diferencia de color ( $\Delta E$ )	63
	b Actividad acuosa ( $A_w$ )	64
	c pH	64
	d Índice de absorción de agua (IAA)	64
	e Índice de solubilidad en agua (ISA)	65
	f Índice de absorción de en aceite	65
	g Índice de solubilidad de proteína	65
	h Capacidad y estabilidad de emulsión	66
	i Capacidad y estabilidad de espuma	66
	j Dispersabilidad	67
9	Propiedades nutricionales de las harinas de quínoa germinadas optimizadas (HQGO)	67
	a Digestibilidad proteínica <i>in vitro</i> (DPiV)	67
10	Contenido de fitoquímicos y capacidad antioxidante en harina de quínoa germinada optimizada (HQGO)	68
	a Saponinas	68
11	Perfil de ácidos grasos	69
	a Obtención de extractos	69
	b Transesterificación	69
12	Análisis estadístico	70
<b>VII</b>	<b>RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	<b>71</b>
<b>VIII</b>	<b>CONCLUSIONES</b>	<b>89</b>
<b>IX</b>	<b>BIBLIOGRAFÍA</b>	<b>90</b>
<b>X</b>	<b>ANEXOS</b>	<b>110</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro</b>	<b>Descripción</b>	<b>Pág</b>
<b>1</b>	Usos principales de la quínoa	<b>8</b>
<b>2</b>	Composición química de granos de quínoa	<b>19</b>
<b>3</b>	Perfil de aminoácidos esenciales	<b>20</b>
<b>4</b>	Contenido de aminoácidos esenciales en quínoa, cereales y leguminosas, comparados con estándares de FAO	<b>21</b>
<b>5</b>	Contenido de ácidos grasos en el aceite del grano de quínoa y otros granos	<b>26</b>
<b>6</b>	Composición de minerales en el grano de quínoa	<b>30</b>
<b>7</b>	Contenido de vitaminas en el grano de quínoa	<b>32</b>
<b>8</b>	Diseño experimental <sup>1</sup> utilizado para obtener las diferentes combinaciones de temperatura/ tiempo de germinación (TG, tG) para producir harinas de quínoa germinadas	<b>57</b>
<b>9</b>	Características físicas de semillas de quínoa	<b>72</b>
<b>10</b>	Diseño experimental <sup>1</sup> utilizado para obtener las diferentes combinaciones de temperatura/ tiempo de germinación (TG, tG) para producir harinas de quínoa germinadas. Resultados experimentales de las variables de respuesta	<b>73</b>
<b>11</b>	Coefficientes de regresión análisis de varianza de modelos de segundo orden, muestran la relación entre las variables de respuesta ( $Y_k$ ) y variables de proceso (X)	<b>75</b>
<b>12</b>	Composición química, contenido de fenólicos, actividad antioxidante, antinutricionales y digestibilidad proteínica <i>in vitro</i> de harinas de quínoa cruda y harina de quínoa germinada optimizada	<b>78</b>
<b>13</b>	Características fisicoquímicas y funcionales de harinas de quínoa cruda HQC y harina de quínoa germinada optimizada HQGO	<b>84</b>
<b>14</b>	Contenido de ácidos grasos en harina de quínoa cruda HQC y harina de quínoa germinada optimizada HQGO	<b>87</b>

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Fig</b>	<b>Descripción</b>	<b>Pág</b>
<b>1</b>	Plantas de quínoa ( <i>Chenopodium quinoa</i> ) con una variedad de panojas de colores	<b>6</b>
<b>2</b>	Sección longitudinal media de la semilla de quínoa, PE: Pericarpio, SC: Cubierta de la semilla, EN: Endosperma; C: Cotiledones, H: Hipocotilo; SA: Ápice del meristemo; R: Radícula, P: Perisperma; F: Funículo.	<b>13</b>
<b>3</b>	Distribución geográfica de la producción mundial de quínoa.	<b>15</b>
<b>4</b>	Productos elaborados con harina de quínoa, sopas, pastas, barras energéticas, galletas, hojuelas	<b>41</b>
<b>5</b>	Usos del grano de quínoa a nivel industrial.	<b>42</b>
<b>6</b>	Gráficas de contorno donde se muestra el efecto del tiempo y temperatura de germinación en (A) % de Proteína, (B) Compuestos fenólicos totales (FT), (C) Capacidad Antioxidante (AAox) y (D) Región óptima de combinación de variables de proceso (TG= Temperatura de germinación, tG= tiempo de germinación) para la producción de HQGO a través del proceso de germinación.	<b>76</b>

## I RESUMEN

Los pseudocereales, como la quínoa, han recibido atención en los últimos años por su perfil nutritivo. La quínoa es un grano nativo de los Andes que se desarrolla en condiciones extremas de temperatura. Este grano es fuente de almidones, proteínas, fibra dietaria, lípidos ricos en ácidos grasos no saturados, y otros compuestos bioactivos con propiedades antioxidantes. Comparado con otros granos, representa una fuente alimenticia para el desarrollo de nuevos productos con propiedades nutricionales y nutracéuticas. Existen procesos y tecnologías utilizadas para mejorar la calidad de los productos elaborados a base de granos, un ejemplo de ellos es la germinación. El propósito de esta investigación fue optimizar el proceso de germinación de semilla de quínoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) para elaborar una harina con propiedades nutricionales y nutracéuticas. Se utilizó granos de quínoa comercial, y como herramienta estadística para la optimización del proceso se utilizó la metodología de superficie de respuesta (MSR) con un diseño experimental central rotatable con dos factores [Temperatura de Germinación (TG) y tiempo de germinación (tG)] y cinco niveles (13 tratamientos). A los germinados de cada tratamiento se les evaluó el contenido (%) de proteína (CP), Compuestos fenólicos totales (CFT) y Capacidad Antioxidante (AAox). La mejor combinación de variables de proceso para obtener la harina de quínoa germinada optimizada (HQGO) fue: TG=31°C y tG= 84h. La HQGO presentó un contenido de CFT = 272.65 mg EAG/100 g, bs; AAox: ABTS= 22682.05  $\mu$ mol ET/100 g, bs y fibra dietaria total de 90%. Además, el proceso no cambió la digestibilidad proteínica *in vitro* y disminuyó el contenido de los ácidos grasos palmítico y oleico, mientras que ácido linoleico se mantuvo. La germinación de quínoa en condiciones óptimas es un proceso que puede ser utilizado para la elaboración de harinas con potencial antioxidante para la elaboración de alimentos funcionales.

**Palabras clave:** Pseudocereales, Quínoa, Germinación, Actividad antioxidante.

## I ABSTRACT

Pseudocereals, such as quinoa, have received attention in recent years for their nutritional profile. Quinoa is a grain native to the Andes that develops under extreme temperature conditions. This grain is a source of starches, proteins, dietary fiber, lipids rich in unsaturated fatty acids, and other bioactive compounds with antioxidant properties. Compared with other grains, it represents a food source for the development of new products with nutritional and nutraceutical properties. There are processes and technologies used to improve the quality of products made from grains, an example of which is germination. The objective of this research was to optimize the process of germination of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd). To produce a flour with nutritional and nutraceutical properties. Commercial quinoa grains were used and as a statistical tool for process optimization the response surface methodology (RSM) was used with a rotatable central experimental design with two factors [Germination Temperature (GT) and germination time (Gt)] and five levels (13 treatments). The protein content (% db), total Phenolics content (TPC) and antioxidant activity (AoxA) were evaluated for the sprouts of each treatment. The best combination of process variables to obtain the optimized germinated quinoa flour (OGQF) was: GT=31°C and Gt= 84h. The OGQF presented a content of TPC= 272.65 mg GAE/100 g,db; AoxA: ABTS= 22,682 µmol TE/100 g, db, and total dietary fiber (TDF) of 90%. In addition, the process did not change the *in vitro* protein digestibility (IVPD) and decreased the content of palmitic and oleic fatty acids, while linoleic acid remained. The germination of quinoa in optimal conditions is a process that could be used for the preparation of flours with antioxidant potential for the preparation of functional foods.

**Key words:** Pseudocereals, Quinoa, Germination, Antioxidant activity

## II INTRODUCCIÓN

Actualmente existe una demanda muy importante de los productos alimenticios con efectos benéficos para la salud. Los efectos de estos alimentos oscilan desde el mejoramiento del estado de salud, hasta la reducción de riesgos o al tratamiento de enfermedades. Los pseudocereales son alimentos con niveles altos de nutrientes funcionales que proporcionan proteínas, aminoácidos, fibra dietética, minerales y vitaminas, como resultado de enriquecimiento natural o por proceso de fortificación (Bigliardi y Galati, 2013). La quínoa es un pseudocereal, nativo de los Andes en Sudamérica, con características de crecimiento muy particulares. Tiene la capacidad de desarrollarse bajo condiciones extremas de temperatura y es altamente tolerable al estrés (Brady, 2007). Esto le otorga un alto potencial como cultivo agrícola alternativo en países en desarrollo (Bhargaba, 2006; Vega-Gálvez, 2010; Graf y col, 2015).

La quínoa ha sido reconocida como alimento funcional, no solo por su contenido de proteínas, sino también por su balance en aminoácidos esenciales. Es además fuente de minerales, vitaminas, lípidos y contiene compuestos antioxidantes como polifenoles y flavonoides, los cuales están relacionados con propiedades nutracéuticas (Abugoch-James, 2009; Vega-Gálvez y col, 2010).

A lo largo de la historia del hombre, se han desarrollado diferentes tecnologías para el procesamiento de pseudocereales para su consumo como alimento. Se ha demostrado que el procesamiento de los alimentos incrementa la biodisponibilidad, densidad nutritiva y estabilidad durante el almacenamiento. Entre estas tecnologías se incluyen las tradicionales como lavado, rostizado, germinación, molienda, cocción, secado y fermentación (Bressani, 1984; Mora-Escobedo y col, 1991; Pasko, 2009; Omary y col, 2012), así como tecnologías nuevas utilizadas ampliamente en la industria de alimentos como el calentamiento por radio frecuencias y la extrusión (Gutiérrez-Dorado y col, 2008; Milán-Carrillo y col, 2012).

Se ha demostrado que la germinación de semillas de quínoa incrementa el valor nutritivo de las mismas, no requiere luz solar o suelo, el tiempo de germinado es corto y el rendimiento en la actividad es alto (Álvarez-Jubete y col, 2010; Dawood y col, 2013). Existe una gran variabilidad en condiciones utilizadas en el proceso de germinación: tiempo, temperatura, luz, obscuridad, humedad, pH, entre otras (Álvarez-Jubete y col, 2010; Botero-Omary y col, 2012; Carciochi 2014; Pitzschke y col, 2015). Por ello es importante establecer parámetros uniformes y la optimización del proceso de germinación de las semillas de quínoa.

El objetivo de este trabajo consiste en conocer el perfil de fitoquímicos y propiedades nutraceuticas en granos de quínoa (*Chenopodium quínoa* Willd) bioprocesados en condiciones óptimas de germinación, para la obtención de harinas con propiedades nutraceuticas.

### III REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

#### A ORIGEN Y CARACTERÍSTICAS DE LA QUÍNOA

##### 1 Antecedentes generales de la Quínoa

La quínoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) fue descrita por primera vez en sus aspectos botánicos por Willdenow en 1778, como una especie nativa de Sudamérica, cuyo centro de origen, se encuentra en los Andes de Bolivia y Perú (FAO, 2011). La quínoa (**Figura 1**), es uno de los cultivos más antiguos de la región Andina, con aproximadamente 7000 años de cultivo, en cuya domesticación y conservación han participado grandes culturas como la Tiahuanacota y la Incaica (Jacobsen, 2003).

Esta especie fue ampliamente cultivada en la región Andina por las culturas precolombinas y sus granos han sido utilizados en la dieta de los pobladores tanto de valles interandinos, y en zonas altas (superiores a 3500 mm), frías (temperaturas promedio de 12°C) y áridas (350 mm de precipitación promedio), como en el altiplano (FAO, 2011; Maradini-Filho y col 2015). El bienestar alcanzado por los países desarrollados ha hecho que su mercado en el consumo de alimentos se expandiera hacia la búsqueda de alimentos nuevos y con atributos deseables para bienestar y salud (Graf y col 2015). Esta situación ha hecho que la quínoa pasara de ser un cultivo de autosubsistencia a un producto con potencial de exportación (FAO, 2011).

##### 2 Importancia de la quínoa en la Alimentación y Salud humana

Para el combate de las enfermedades metabólicas y desordenes relacionados con la edad se requieren estrategias integradoras, en las cuales la alimentación juega un fuerte papel en la prevención y tratamiento de enfermedades. Es por esta razón que diversos productos alimenticios con efectos benéficos para la salud, llamados alimentos funcionales están presentes en todo el mundo.



**Figura 1.** Plantas de quínoa (*Chenopodium quinoa*) con una variedad de inflorescencias de colores. Fotografía de David, Wu, Jiagi Agri, China.

Graft y col, 2015.

Los efectos que estos alimentos funcionales oscilan desde el mejoramiento del estado de salud en general hasta la reducción de riesgos o al tratamiento de enfermedades. Estos alimentos contienen altos niveles de nutrientes funcionales particulares como un resultado de enriquecimiento natural, fortificación o procesamiento (Bigliardi y Galati, 2013).

La demanda alimentaria está proyectada a incrementar para el 2050 entre un 70 y 100% oscilando de 6 billones a 9 billones (Godfray y col, 2010). Actualmente uno de cada 8 individuos sufre desnutrición crónica (FAO, 2011); mientras que la diabetes, obesidad y otros desordenes metabólicos han alcanzado proporciones epidémicas globales (Neguyen y Lao, 2012; Zimmet y col, 2014) con los incrementos de población han aumentado desordenes tales como fragilidad, enfermedades cardiovasculares y osteoporosis (Lumnefield y Stratton, 2013).

En la última década pseudocereales como el amaranto, trigo sarraceno y la quínoa han sido considerados importantes cultivos alimentarios indicando su posible papel en la conversión de cultivos agrícolas a productos consumibles. La quínoa (*Chenopodium quinoa* Willd) es un cultivo productor de semillas que ha proporcionado nutrición y sostenimiento a culturas indígenas andinas por miles de años y actualmente tiene una gran influencia en dietas humanas alrededor del mundo. La quínoa ha sido promovida como un cultivo agrícola alternativo por sus características de tolerancia al estrés y en el mercado es considerado como un súper alimento por sus cualidades nutritivas (Vega-Gálvez y col, 2010; Graf y col, 2015).

Los principales usos de la quínoa para el hombre y animales son en alimentos, bebidas, medicina y control de plagas, para ello, se utilizan plantas completas, semillas y hojas. Predomina el consumo de semillas como el uso más común de la quínoa (**Cuadro 1**). Sin embargo, el consumo de germinados los cuales son caracterizados por ser alimentos mejorados en nutrientes, en relación al mismo alimento sin germinar está llegando a ser demasiado popular entre gente interesada en mejorar y mantener su estado de salud (Ponce de

**Cuadro 1.** Usos principales de la quínoa

<b>Usos principales</b>	<b>Componentes</b>	<b>Órgano de la planta</b>
Comida y bebidas	Vitaminas	Hojas y semillas
	Minerales	Hojas y frutos
	Proteínas	Semillas, hojas y fruto
Comida para animales	Vitaminas	Planta entera
	Minerales	Planta entera
Medicina	Sistema inmune	Hojas y semillas
	Aplicaciones para la piel	Hojas y semillas
	Aplicaciones sensoriales	Hojas y semillas
	Sistema circulatorio	
Repelente	Insectos	Hojas y tegumento

Ecocropdatabase/, FAO (revisado septiembre 2016).

León y col, 2013). Por esta razón es que las semillas y germinados son excelentes ejemplos de alimentos funcionales definidos como amortiguadores del riesgo de varias enfermedades y/o que ejercen efectos promotores de la salud, en adición a su valor nutritivo (Vega-Gálvez y col, 2010; Ponce de León y col, 2013). Por ejemplo la quínoa ayuda a reducir el colesterol LDL (o colesterol malo) que son lipoproteínas de baja densidad muy ricas en colesterol y esteroides de colesterol encargadas de transportar el colesterol hasta los tejidos extrahepáticos del organismo y elevar el colesterol HDL (o colesterol bueno) que son las lipoproteínas de alta densidad sintetizadas en hígado e intestino delgado, ricas en proteína contiene poco colesterol y nada de esteroides, se encarga de captar el colesterol almacenado en los tejidos extrahepáticos y transportarlos hacia el hígado ,es por ello que la quínoa tiene la capacidad de reducir el LDL e incrementar HDL gracias a su contenido en ácidos grasos omega 3 y omega 6 (Moyad, 2005; Nelson Cox, 2009; Vega-Gálvez y col, 2010). En algunos casos el 82.7% de ácidos grasos en el aceite de quínoa pertenece a ácidos grasos insaturados. Por tal razón en las últimas décadas los ácidos grasos insaturados han cobrado gran importancia por la actividad benéfica para el organismo (Moyad, 2005; Abugoch, 2009; Vega-Gálvez y col, 2010).

### **3 Taxonomía, aspectos botánicos y hábitos de crecimiento**

#### **a Descripción botánica y taxonómica de la quínoa**

La quínoa es una planta anual, dicotiledónea, usualmente herbácea, que alcanza una altura de 0.9 a 3.0 m. Puede presentar diversos colores que van desde verde, rojo y colores intermedios según la naturaleza e importancia entre los pigmentos. El tallo principal puede ser ramificado o no, dependiendo del ecotipo, raza, densidad de siembra y de las condiciones del medio en que se cultiven (Tapia, 1990; Mujica, 1992).

Las hojas son de carácter polimórfico en una sola planta; las basales son grandes y pueden ser romboidales o triangulares, mientras que las hojas superiores generalmente alrededor de la panoja son lanceoladas. Son

dentadas en el borde pudiendo tener hasta 43 dientes. Contienen además gránulos en su superficie dándoles la apariencia de estar cubiertas de arenilla. Estos gránulos contienen células ricas en oxalato de calcio y son capaces de retener una película de agua, lo que aumenta la humedad relativa de la atmósfera que rodea a la hoja y, consecuentemente, disminuye la transpiración (Tapia, 1990; Dizes y Bonifacio, 1992; Rojas, 2003).

La inflorescencia (es el conjunto de flores que nacen agrupadas de un mismo tallo), es racimosa y se denomina panoja por tener un eje principal más desarrollado, del cual se originan los ejes secundarios y en algunos casos terciarios. Por su forma de panoja (racimo), la quínoa se agrupo en amarantiforme, glomerulada y fue designada con el nombre amarantiforme por el parecido que tiene con la inflorescencia del género *Amaranthus*. (FAO, 2011). Según Gandarillas (1968) la forma de panoja está determinada genéticamente por un par de genes, siendo totalmente dominante la forma glomerulada sobre la amarantiforme. Las flores son muy pequeñas y densas, lo cual hacen difícil la emasculación la extracción de las anteras de una flor antes de la dehiscencia para evitar la autopolinización, se ubican en grupos formando glomérulos, son sésiles, de la misma coloración que los sépalos y pueden ser hermafroditas, pistiladas o androestériles. Los estambres, que son cinco, poseen filamentos cortos que sostienen anteras basifijas y se encuentran rodeando el ovario, cuyo estilo se caracteriza por tener 2 ó 3 estigmas plumosos. Las flores permanecen abiertas por un período que varía de 5 a 7 días, y como no se abren simultáneamente, se determinó que el tiempo de duración de la floración está entre 12 a 15 días (Mujica y col, 1992; Lescano, 1994). El fruto es un aquenio indehisciente que contiene un grano que puede alcanzar hasta 2.66 mm de diámetro de acuerdo a la variedad (Rojas, 2003). Según Tapia (1990), el perigonio cubre a la semilla y se desprende con facilidad al frotarlo. El episperma que envuelve al grano está compuesto por cuatro capas: la externa determina el color de la semilla, es de superficie

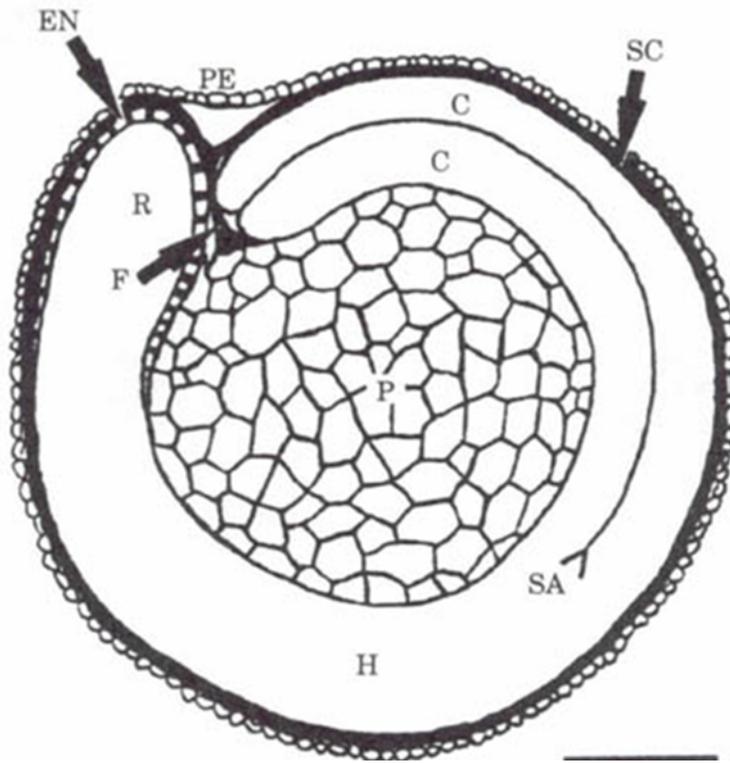
rugosa, quebradiza, se desprende fácilmente con agua, y contiene a la saponina.

Respecto a su clasificación taxonómica, la quínoa siendo una planta dicotiledónea (Vega-Gálvez y col, 2010; FAO, 2011) es una especie que se clasifica en la división Magonoliophyta, clase Magnoliopsida, subclase Caryophyllidae, orden Caryophyllales, familia Chenopodiaceae, género *Chenopodium*, sección *Chenopodia* y subsección *Cellulata* (Cronquist, 1995; Wilson, 1980). El género *Chenopodium* es el principal dentro de la familia *Chenopodiaceae* y tiene amplia distribución mundial, con cerca de 250 especies (Giusti, 1970). Dentro del género *Chenopodium* existen especies cultivadas como plantas alimenticias: como productoras de grano, *Chenopodium quinoa* Willd y *Chenopodium pallidicaule* Aellen, en Sudamérica; como verduras *Chenopodium nuttalliae* Safford y *Chenopodium ambrosioides* L. en México; como verduras o medicinales *Chenopodium carnosolum* Moq. y *Chenopodium ambrosioides* L. en Sudamérica. El género *Chenopodium* ha sido cultivado en varias áreas geográficas del mundo: *Chenopodium álbum* L. en Europa; *Chenopodium giganteum* D. Don, o árbol de espinaca en Asia Central; *Chenopodium berlandieri* Moq. var. *Nuttalliae* en América Central; y *Chenopodium pallidicaule* y *Chenopodium quinoa* en América del Sur. Asimismo, *Chenopodium berlandieri* se encuentra distribuida en Norte América y *Chenopodium hircinum* en los Andes y la pampa Argentina de Sudamérica (Fuentes y col, 2009). Las plantas silvestres de quínoa tienen una distribución mundial, son aquellas que se han desarrollado sin intervención del hombre, y poseen valiosos genes que se constituyen en un potencial genético que puede ser aprovechado en el futuro y en diversas partes del planeta. Algunos taxones y poblaciones se caracterizan por tolerar y resistir el ataque de insectos y enfermedades, de heladas y sequías; además poseen características favorables en cuanto al valor nutritivo y duración del ciclo de producción (Del Castillo y col, 2007; Rojas y col, 2010). La mayoría de las variedades de quínoa comúnmente difieren en la morfología, fenología y

composición química de los tejidos (Bertero y col, 2004). La quínoa presenta características fundamentales, siendo la primera que no forma un verdadero grano como los típicos cereales (monocotiledóneas); por eso se le denomina pseudocereal. Presenta una composición poco usual y un excepcional balance entre aceite, proteínas y grasas (Vega-Gálvez y col, 2010).

### **b Hábitos de crecimiento de la quínoa**

Se siembra en Sudamérica desde los 4500 m de altura (Bolivia) hasta el nivel del mar (Chile). De acuerdo a la densidad de siembra puede crecer hasta los 3 m de altura, las semillas pueden germinar muy rápido desde unas pocas horas después de haber sido expuestas a la humedad (Imbibición). Las raíces pueden alcanzar profundidades superiores hasta de 30 cm en el cuerpo del suelo. El tallo es cilíndrico, de 3.5 cm de diámetro; puede ser recto o ramificado y su color es variable. Dependiendo de la variedad el tallo cambia de blanco a amarillo o café claro a rojo. Las hojas tienen formas parecidas a un pie de ganso. Las flores son incompletas y no tienen pétalos. Las semillas de quínoa son redondas y aplanadas y pueden medir desde aproximadamente 1.5 mm de diámetro a 4 mm. En la (**Figura 2**), se presentan los componentes estructurales de la semilla de quínoa en sección longitudinal. El color de las semillas es variable y puede oscilar de blanco a gris y negro; potencialmente presentan tonos de amarillo, rosa, rojo, purpura y violeta, frecuentemente con mezclas muy coloridas en la misma panícula, donde el negro es dominante sobre el rojo y el amarillo los cuales a su vez son dominantes sobre el color blanco. Un aspecto importante sobre el cultivo de quínoa es la rotación del cultivo ya que preserva la fertilidad del suelo y rompe ciclos de microorganismos patógenos. El ciclo del cultivo de quínoa dura 8 meses en los altos andes, pero puede acortarse a 4 meses en el centro de Chile. Se siembra en noviembre en el altiplano y en agosto y septiembre en tierras bajas de latitudes sureñas. La irrigación puede ser de 50 mm de lluvia por estación



**Figura 2.** Sección longitudinal media de la semilla de quínoa, PE: Pericarpio, SC: Cubierta de la semilla, EN: Endosperma; C: Cotiledones, H: Hipocotilo; SA: Ápice del meristemo; R: Radícula, P: Perisperma; F: Funículo. Abugoch-James, 2009.

por lo que es eficiente en el uso del agua debido a su actividad estomática y raíces. La adicción de materia orgánica incrementa la eficiencia del uso de agua. Es por ello que la quínoa tiene fuerte tolerancia a condiciones de suelos salinos (pH de 6-8.5) y climas fríos de -1°C a 35 °C (Mujica y col, 2001; Martínez y col, 2009; Vega–Gálvez y col, 2010).

#### **4 Distribución geográfica de la quínoa**

La distribución geográfica de la producción mundial de quínoa se presenta en la (**Figura 3**), donde se puede observar que los países con mayor producción son Bolivia, Perú y Ecuador. Sin embargo, producto de más de veinte años de trabajo que se viene desarrollando en países potenciales de Europa, Asia, África, Australia, Norte América y de la región andina, la producción de la quínoa se encuentra en franco proceso de expansión hacia diferentes espacios geográficos del planeta por sus extraordinarias características de adaptación y adaptabilidad (Abugoch-James, 2009; FAO, 2011). SAGARPA (2015) hace referencia que en Puebla se está impulsando, el cultivo de quínoa como parte de un proyecto de reconversión de cultivos en el estado de Puebla. La situación de la producción y distribución de alimentos en el planeta presenta desafíos de gran magnitud a los cuatro pilares de la seguridad alimentaria: disponibilidad, acceso, consumo y utilización biológica. En este contexto la quínoa se constituye en un cultivo estratégico para contribuir a la seguridad y soberanía alimentaria debido a su calidad nutritiva, su amplia variabilidad genética, su adaptabilidad y su bajo costo de producción. El cultivo de la quínoa se constituye en una alternativa para que los países que tienen limitaciones en la producción de alimentos, y por lo tanto se ven obligados a importarlos o recibir ayuda alimentaria, puedan producir su propio alimento. Las bondades nutritivas y la versatilidad agronómica de la quínoa, muestran que es un cultivo con alto potencial para contribuir a la seguridad alimentaria de diversas regiones del planeta, especialmente de aquellos países donde la población no tiene acceso a fuentes de proteína o donde las condiciones de producción son limitadas por la escasa humedad, la



**Figura 3.** Distribución geográfica de la producción mundial de quínoa. Quínoa milenaria, 2011

baja di disponibilidad de insumos y la aridez. (Godfray y col,2010; FAO, 2011; Graf y col, 2015).

## **5 Superficie cultivada y producción en el resto del mundo**

Fuera de los países andinos, los mayores productores de quínoa a nivel mundial son: Estados Unidos, Ecuador y Canadá con alrededor del 10% de los volúmenes globales de producción. Los Estados Unidos producen anualmente 3.000 TM que representan el 6% de la producción mundial.

La producción en Canadá es más variable y figura entre 30 y 1.000 TM (CAF y col. 2001; Laguna, 2003). La superficie reportada en ambos países alcanza las 2.300 ha (Laguna, 2003; Suca-Apaza, 2008). Uno de los destinos más importantes de la quínoa real es la exportación: Bolivia es el primer exportador de quínoa a nivel mundial seguido por Perú y Ecuador (Pérez, 2001; Laguna, 2003; FAO, 2011). En el 2009 los principales países importadores de la quínoa boliviana en granos fueron: Estados Unidos (45% de las exportaciones bolivianas), Francia (16%), Países Bajos (13%), Alemania, Canadá, Israel, Brasil y Reino Unido. (Instituto Boliviano de Comercio Exterior, 2010). Los consumidores concentrados mayormente en Norte América y Europa presentan una tendencia de mayor interés hacia el cuidado de la salud, el ambiente y la equidad social (FAO, 2011).

Una estrategia para promover la capacidad del uso de la quínoa a las diversas comunidades mundiales, es la expansión del cultivo de quínoa entre otros continentes, especialmente regiones de África y Asia donde la producción de alimentos es afectada por el cambio climático global y la desertificación. Una segunda estrategia es la diseminación de información registrando el valor saludable de la quínoa, usos, biodiversidad y métodos de cultivo sustentable. (FAO, 2012; FAO, 2014; Graft y col, 2016).

## **6 Diversidad genética y variedades de quínoa**

La región Andina es considerada como uno de los ocho centros de origen y de diversidad de los cultivos. Es el lugar donde existe la mayor diversidad

genética de quínoa tanto silvestre como cultivada y que todavía se puede encontrar en condiciones naturales y en campos de cultivo.

Las evaluaciones de la variabilidad genética disponible permitieron agrupar a la quínoa en 5 grupos mayores según sus características de adaptación y morfológicas de alta heredabilidad, fácilmente detectables y capaces de mantenerse en toda el área de difusión. (FAO, 2011). Asimismo, se cuenta con un complejo importante de variedades amargas conocidas como “Quínoa Real”, que incluye a varias razas locales: Real Blanca, Mañiqueña, Huallata, Toledo, Mok’o Rosado, Tres Hermanos, K’ellu, Canchis Anaranjado, Pisankalla, Pandela Rosada, Perlasa, Achachino, Hilo, Rosa Blanca, Mok’o, Timsa, Lipeña, Chillpi Amapola, Chillpi Rosado, Utusaya y Canchis Rosado (Aroni y col, 2003).

El conocimiento de la biología reproductiva y de la diversidad genética es un modo efectivo para favorecer la eficiencia de programas de mejoramiento. Solamente unos cuantos investigadores han reportado el desarrollo y utilización de marcadores moleculares en quínoa (Tuisima-Coral Fernández y Cusimamani 2014), para confirmar las diferencias genéticas entre ecotipos de las planicies y valles. Con el objeto de resguardar la enorme variabilidad fenotípica y genotípica de la quínoa que se tiene en la región Andina, desde la década de los 60 se han implementado bancos de germoplasma a lo largo y ancho de la región, siendo entidades relacionadas con el sector agrario y universidades las encargadas de su manejo y conservación. El número de accesiones que se conserva en la región es variable, donde las entidades de Bolivia y Perú son las que mayor variabilidad de quinua conservan en sus bancos de germoplasma (Rojas, 2010; FAO, 2011).

## **7 Composición química de la quínoa**

En general a través de análisis proximales de la quínoa por diversos autores se observa la presencia de proteínas, grasas, cenizas, carbohidratos y fibra cruda, con pocas diferencias al comparar los valores de los resultados

obtenidos por los investigadores. Los valores más altos corresponden a carbohidratos, proteínas y grasas, respectivamente (**Cuadro 2**).

### **a Proteínas**

Para algunas poblaciones del mundo incluir proteínas de alta calidad en sus dietas constituye un problema, especialmente en aquellas que escasamente consumen proteína de origen animal y deben obtener proteínas de cereales, leguminosas y otros granos. Aun cuando el aporte energético de estos alimentos es adecuado, las concentraciones insuficientes de aminoácidos esenciales (AAE) pueden contribuir a aumentar la prevalencia de la desnutrición (FAO 2011).

La calidad nutricional de un producto depende tanto de la cantidad como de la calidad de sus nutrientes. La quínoa según Bo (1991) y Morón (1999), citados por (Jacobsen y Sherwood, 2002) presenta el valor de 13.81 g/100 g de materia seca que, comparado con trigo Manitoba 16.0 g/100g y Triticale 15.0 g/100 g, no tiene un alto contenido de proteínas. En general, si se hace una comparación entre la composición de nutrientes de la quínoa y los del trigo, arroz y maíz (que tradicionalmente se mencionan en la bibliografía como los granos de oro) se puede corroborar que los valores promedios que reportan para la quínoa son superiores a los tres cereales en cuanto al contenido de proteína, grasa y ceniza (Rojas y col, 2010). Diez aminoácidos son estrictamente esenciales: Lisina, Isoleucina, leucina, fenilalanina, tirosina, treonina, triptófano, valina, histidina y metionina, todos están presentes en quínoa (**Cuadro 3**) (Vega-Gálvez y col, 2010). La información basada en nutrición humana indica que sólo cuatro aminoácidos esenciales probablemente limiten la calidad de las dietas humanas mixtas. Estos aminoácidos son la lisina, la metionina, la treonina y el triptófano. Es así que, si se compara el contenido de aminoácidos esenciales de la quínoa con el trigo y arroz, se puede apreciar su gran ventaja nutritiva (Mota y col, 2016).

**Cuadro 2.** Composición química de granos de quínoa

<b>Componente</b>	<b>Contenido (g/100 g Peso fresco)</b>
Proteína	12.5 – 16.7
Grasa	5.5 -8.5
Ceniza	3.0 – 3.8
Carbohidratos	60.0 – 74.7
Fibra cruda	1.92 – 10.5

Vega-Gálvez y col, 2010.

**Cuadro 3.** Perfil de aminoácidos esenciales en quínoa

<b>Aminoácido</b>	<b>Contenido (g/100<sup>-1</sup> g de proteína)</b>
Histidina	2.0 – 3.2
Isoleucina	3.3 – 4.4
Leucina	5.8 – 7.5
Metionina + Cisteína	2.0 – 4.8
Fenilalanina + Tirosina	6.2 – 7.5
Treonina	2.5 – 3.8
Valina	4.0- 6.0
Lisina	4.6 – 6.6
Triptofano	1.1 – 1.2

Vega-Gálvez y col, 2010.

En el **(Cuadro 4)** Por ejemplo, para el aminoácido lisina, la quínoa tiene 6.0 gramos de aminoácido/ 16 gramos de nitrógeno, comparados con el arroz que tiene 3.8 y el trigo 2.9 gramos de aminoácido/16 gramos de nitrógeno respectivamente (Re y col, 1999; Spehar, 2007).

El contenido de aminoácidos esenciales en quínoa es más alto que en los cereales comunes y tiene potencial como un sustituto proteico para alimento y forraje y en la industria farmacéutica (Vega-Gálvez y col, 2010).

Entre el 16 y el 20% del peso de una semilla de quínoa lo constituyen proteínas de alto valor biológico. Entre ellas todos los aminoácidos, incluidos los esenciales, con un extraordinario balance de los mismos (Maradini-Filho y col, 2015) es decir los que el organismo es incapaz de fabricar y por tanto requiere ingerirlos con la alimentación. Los valores del contenido de aminoácidos en la proteína de los granos de quínoa cubren los requerimientos de aminoácidos recomendados para niños en edad preescolar, escolar y adultos (FAO/OMS/ONU 1985; Ruales y Nair, 2002). No obstante, la importancia de las proteínas de la quínoa radica en la calidad. Las proteínas de quínoa son principalmente del tipo albúmina y globulina. Estas, tienen una composición balanceada de aminoácidos esenciales parecida a la composición aminoacídica de la caseína, la proteína de la leche. Se ha encontrado también que las hojas de quínoa tienen alto contenido de proteínas de buena calidad. Además, las hojas son también ricas en vitaminas y minerales, especialmente en calcio, fósforo y hierro.

Cien gramos de quínoa contienen 5 veces más de lisina, más del doble de isoleucina, metionina, fenilalanina, treonina y valina, y cantidades muy superiores de leucina (todos ellos aminoácidos esenciales junto con el triptófano) en comparación con 100 gramos de trigo. Además, supera a éste en algunos casos por el triple- en las cantidades de histidina, arginina, alanina y glicina además de contener aminoácidos no presentes en el trigo como la prolina, el ácido aspártico, el ácido glutámico, la cisteína, la serina y la tirosina

**Cuadro 4.** Contenido de aminoácidos esenciales en quínoa, cereales y leguminosas, comparados con estándares de FAO

Aminoácidos	Contenido (g 100g <sup>-1</sup> de proteína)					FAO Requerimientos
	Quínoa	Arroz	Maíz	Trigo	Frijol	
Fenilalanina	4.0	5.0	4.7	4.8	5.4	6.0
Isoleucina	4.9	4.1	4.0	4.2	4.5	4.0
Leucina	6.6	8.2	12.5	6.8	8.1	7.0
Lisina	6.0	3.8	2.9	2.6	7.0	5.5
Metionina	2.3	2.2	2.0	1.4	1.2	3.5
Treonina	3.7	3.8	3.8	2.8	3.9	4.0
Triptofano	0.9	1.1	0.7	1.2	1.1	1.0
Valina	4.5	6.1	5.0	4.4	5.0	5.0

Maradini-Filho y col, 2015.

(todos ellos aminoácidos no esenciales). La excepcional riqueza en aminoácidos que tiene la quínoa le confiere propiedades terapéuticas muy interesantes. Y ello porque la biodisponibilidad de la lisina de la quínoa el aminoácido esencial más abundante en sus semillas es muy alta mientras en el trigo, el arroz, la avena, o el sésamo (ajonjolí) es notablemente más baja. Este aminoácido que mejora la función inmunitaria al colaborar en la formación de anticuerpos favorece la función gástrica, colabora en la reparación celular, participa en el metabolismo de los ácidos grasos, ayuda al transporte y absorción del calcio e, incluso, parece retardar o impedir junto con la vitamina C las metástasis cancerosas, por mencionar sólo algunas de sus numerosas actividades terapéuticas (Graf y col, 2015). En cuanto a la isoleucina, leucina y valina participan, juntos, en la producción de energía muscular, mejoran los trastornos neuromusculares, previenen el daño hepático y permiten mantener en equilibrio los niveles de azúcar en sangre, entre otras funciones. Por lo que respecta a la metionina se sabe que el hígado la utiliza para producir s-adenosil-metionina (metionina activa), una sustancia especialmente eficaz para tratar enfermedades hepáticas, depresión, osteoartritis, trastornos cerebrales, fibromialgia y fatiga crónica, entre otras dolencias. Además, actúa como potente agente detoxificador que disminuye de forma considerable los niveles de metales pesados en el organismo y ejerce una importante protección frente a los radicales libres (Nelson Cox, 2009). La quínoa también contiene cantidades interesantes de fenilalanina (un estimulante cerebral y elemento principal de los neurotransmisores que promueven el estado de alerta y el alivio del dolor y de la depresión, entre otras funciones), de treonina (que interviene en las labores de desintoxicación del hígado, participa en la formación de colágeno y elastina, y facilita la absorción de otros nutrientes) y triptófano, precursor inmediato del neurotransmisor serotonina por lo que se utiliza con éxito en casos de depresión, estrés, ansiedad, insomnio y conducta compulsiva (Nelson Cox, 2009). Por lo que respecta a los aminoácidos “no esenciales” la quínoa contiene más del triple de histidina que el trigo, sustancia

que sí es en cambio esencial en el caso de los bebés ya que el organismo no la puede sintetizar hasta ser adultos por lo que se recomienda que los niños la adquieran mediante la alimentación, especialmente en épocas de crecimiento. Además, tiene una acción ligeramente antiinflamatoria y participa en el sistema de respuesta inmunitaria.

La arginina, por su parte, también es considerada un aminoácido casi esencial en la infancia, niñez y adolescencia ya que estimula la producción y liberación de la hormona de crecimiento, además de mejorar la actividad del timo y de los linfocitos T, participar en el crecimiento y reparación muscular, y ser un protector y detoxificador hepático. La alanina, es un aminoácido fuente de energía para músculos, cerebro y sistema nervioso y la glicina actúa como un neurotransmisor tranquilizante en el cerebro y como regulador de la función motora. Además, la prolina aminoácido que no contienen otros cereales como el trigo participa en la reparación de las articulaciones, es necesaria para la cicatrización de lesiones y úlceras, parece ser eficaz para tratar los casos de impotencia y frigidez, es protector cardiovascular y se utiliza junto a la lisina y la vitamina C para impedir o limitar las metástasis cancerosas (Isaza-Correa y col, 2014).

Tampoco es común en los cereales corrientes el ácido aspártico (que mejora la función hepática y es indispensable para el mantenimiento del sistema cardiovascular), el ácido glutámico (que participa en los procesos de producción de energía para el cerebro y en fenómenos tan importantes como el aprendizaje, la memorización y la plasticidad neuronal), la cisteína (protector hepático al unirse a los metales pesados para favorecer su eliminación además de destruir radicales libres y potenciar el sistema inmune), la serina (potente agente hidratante natural) y la tirosina (que tiene un importante efecto antiestrés) y juega un papel fundamental en el alivio de la depresión y la ansiedad, entre otras funciones (FAO, 2011). La digestibilidad de la proteína o biodisponibilidad (digestibilidad verdadera) de los aminoácidos de la quínoa varía según la variedad y el tratamiento a que son sometidas. Estudios

comparativos (FAO/OMS, 1991) usando el método de balance en ratas, clasificaron los valores de la digestibilidad verdadera de la proteína en tres rangos: digestibilidad alta de 93 a 100 % para los alimentos de origen animal y la proteína aislada de soya; digestibilidad intermedia con valores de 86 a 92 % para el arroz pulido, trigo entero, harina de avena y harina de soya; y digestibilidad baja de 70 a 85 % para diferentes tipos de leguminosas incluyendo frijoles, maíz y lentejas. De acuerdo a esta clasificación, el grano de la quínoa se encuentra en la tercera posición, es decir con baja digestibilidad (Ayala y col, 2004; Repo-Carrasco y col, 2011; Quiroz-Méndez y col, 2016).

### **b Grasas**

La quínoa presenta cantidades relativamente altas de aceite, aspecto que ha sido muy poco estudiado; por lo tanto, es una fuente potencial para la extracción de aceite (Repo-Carrasco y col, 2003; Bressani y col, 2006). El contenido de aceite en quínoa oscila de 1.8 a 10.88% con un promedio de 5.0 – 7.2%, el cual es más alto que el grano de maíz (3 a 5 %) (Vega-Gálvez y col, 2010; Maradini y col, 2016; Rojas y col, 2016).

Sin embargo, es necesario considerar la información concerniente al contenido de grasa de los bancos de germoplasma de quínoa, contemplando el rango superior que tiene un alto valor de ácidos grasos insaturados. Estos valores de las variedades de quínoa se esperan de utilidad en la obtención de aceites vegetales finos para el uso culinario y cosmético (Rojas y col, 2010). En estudios realizados en Perú para determinar el contenido de ácidos grasos (**Cuadro 5**) se encontró que el mayor porcentaje de ácidos grasos presentes en el aceite de quínoa es el ácido linoleico (Omega 6), siendo de los más abundantes ácidos grasos poliinsaturados identificados con un porcentaje del 50.2%, (Repo-Carrasco y col, 2003; Bressani y col, 2006; Vega-Gálvez y col, 2010). El ácido oleico (Omega 9) se ha reportado que ocupa el segundo lugar con un contenido aproximadamente del 26%, seguido del ácido palmítico con un 9.5% y del Omega 3 (ácido linolénico) con un contenido del 4.8%. Estos á-

**Cuadro 5.** Contenido de ácidos grasos en el aceite del grano de quínoa y otros granos

<b>Aceite</b>				
<b>(% base seca)</b>				
<b>Ácidos grasos</b>	<b>Quínoa</b>	<b>Amaranto</b>	<b>Maíz</b>	<b>Soya</b>
Palmitico (C16)	4.0	5.0	4.7	4.8
Esteárico (C 18)	4.9	4.1	4.0	4.2
Oleico (C18:1)	6.0	8.2	12.5	6.8
Linoleico (C18:2)	6.6	3.8	2.9	2.6
Linolénico C18:3)	2.3	2.2	2.0	1.4
Escualeno	3.7	3.8	3.8	2.8

Repo-Carrasco y col, 2003; Bressani, 2006.

ácidos tienen diversos efectos positivos sobre enfermedades cardiovasculares y mejoras en la sensibilidad a la insulina (Abugoch-James, 2009).

### **c Carbohidratos**

El almidón es el mayor constituyente biopolímero de las plantas (granos, semillas y tubérculos) y se presenta típicamente como gránulos de varias formas y tamaños (Vega-Gálvez y col, 2010). Los carbohidratos de las semillas de quínoa contienen entre un 58 y 68% de almidón y un 5% de azúcares, lo que la convierte en una fuente óptima de energía que se libera en el organismo de forma lenta por su importante cantidad de fibra (Llorente, 2008; Rojas y col, 2016).

El almidón es el carbohidrato más importante en todos los cereales. Constituye aproximadamente del 60 a 70% de la materia seca. En la quínoa, el contenido de almidón es de 58.1 a 64.2% (Repo-Carrasco y col, 2003; Vega-Gálvez y col, 2010). El almidón en las plantas se encuentra en la forma de gránulos. Los gránulos de cada especie tienen tamaño y forma característicos. Los gránulos del almidón de la quínoa tienen un diámetro de 2  $\mu\text{m}$ , siendo más pequeños que los granos comunes. El almidón de la quínoa ha sido estudiado muy poco. Sería importante estudiar sus propiedades funcionales. (Ahamed y col, 1998; Vega-Gálvez y col, 2010) mencionan que el almidón de quínoa tiene una excelente estabilidad frente al congelamiento y la retrogradación. Estos almidones podrían ofrecer una alternativa interesante para sustituir almidones modificados químicamente (Repo-Carrasco y col, 2001).

Estudios en la variación genética del tamaño en gránulo de almidón de la colección boliviana de quínoa fluctuó entre 1 a 28  $\mu\text{m}$ , permitiendo esta variable dar una orientación agroindustrial para realizarlas distintas mezclas con cereales y leguminosas y establecer el carácter funcional de la quínoa (Rojas y col, 2010).

### **d Fibra dietaria**

La fibra dietaria y granos completos contienen una mezcla única de componentes bioactivos que incluyen almidones resistentes, vitaminas,

minerales, fitoquímicos y antioxidantes. Estos resultados obtenidos de las investigaciones son potenciales beneficios para la salud y han recibido considerable atención en las últimas décadas (Lattimer y Haub, 2010; Slavin, 2013).

Estudios clínicos y epidemiológicos demuestran que el consumo de fibra dietaria y granos completos es inversamente relacionada a la obesidad, diabetes tipo 2, cáncer y enfermedades cardiovasculares. La fibra dietaria se define como un proceso divergente que depende de la nutrición y conceptos analíticos. La definición más común y aceptada se basa en la fisiología nutricional. En términos generales la fibra dietaria es la mezcla de las partes de las plantas o carbohidratos similares que son resistentes a la digestión y absorción en el intestino delgado. La fibra dietaria puede separarse en varias fracciones diferentes. Recientes investigaciones han empezado a asilar estos componentes y determinan si el incremento de sus niveles en una dieta es benéfico para la salud humana. Estas fracciones incluyen arabinoxilanas, inulina, pectina, salvado, celulosa,  $\beta$  glucano y almidón resistente (Lattimer y Haub, 2010; Slavin, 2013). Por lo que respecta a la fibra esta comprende el 6% del peso total del grano y es la que hace que la ingesta de quínoa favorezca el tránsito intestinal, regule los niveles de colesterol, estimule el desarrollo de flora bacteriana beneficiosa y ayude a prevenir el cáncer de colon (Lattimer y Haub, 2010; FAO, 2011). Posee un alto porcentaje de fibra dietética total (FDT), lo cual la convierte en un alimento ideal para lograr eliminar toxinas y residuos que puedan dañar el organismo. Por lo tanto, actúa como un depurador del cuerpo, produce sensación de saciedad. El cereal en general, y la quínoa en particular, tienen la propiedad de absorber agua y permanecer más tiempo en el estómago por lo que de esta forma se logra plenitud con poco volumen de cereal (Slavin, 2013).

### **e Minerales**

El contenido de cenizas varía, entre los diversos genotipos de quínoa, dependiendo de las regiones y tipos de suelos, oscilando entre 1.4% al 3.8%

(Maradini y col, 2016). Diversas investigaciones han demostrado que el grano de quínoa presenta un alto contenido en minerales y se han encontrado mayores concentraciones que las reportadas para la mayoría de los cultivos de grano (Bhargava y col, 2006; Vega-Gálvez y col, 2010; Maradini y col, 2016) como se ha indicado en comparación de quínoa con trigo, maíz, arroz, cebada, sorgo, centeno, resaltando en quínoa el alto contenido de calcio, magnesio y zinc (Repo-Carrasco y col, 2003; Vega-Gálvez y col, 2010; Maradini y col, 2016).

La riqueza de la quínoa en elementos minerales se muestra en el **(Cuadro 6)**. El calcio es fácilmente absorbible por el organismo, por lo que su ingesta ayuda a evitar la descalcificación y la osteoporosis. El calcio es responsable de muchas funciones estructurales de los tejidos duros y blandos del organismo, así como de la regulación de la transmisión neuromuscular de estímulos químicos y eléctricos, la secreción celular y la coagulación sanguínea. Maradini y col (2016), indican que el contenido de calcio en la quínoa oscila entre 863 a 1487 mg kg<sup>-1</sup> de materia seca. CARE (2012), señala que el fósforo juega un papel importante en la transferencia de energía. Por eso es esencial para la fotosíntesis y para otros procesos químico-fisiológicos además que es indispensable para la diferenciación celular y para el desarrollo de los tejidos, que forman los puntos de crecimiento de la planta.

El magnesio es un componente y activador de muchas enzimas, especialmente aquellas que transforman fosfatos ricos en energía, además, es un estabilizador de los ácidos nucleicos y de las membranas (FAO, 2011). La semilla de quínoa contiene más hierro que los otros cereales, sin embargo, su disponibilidad se puede ver afectada por las saponinas y el ácido fítico presentes en las semillas y las hace menos disponibles en la absorción intestinal (Maradini y col, 2016). El Zinc casi dobla la cantidad contenida en el trigo y cuadruplica la del maíz, no conteniendo el arroz este mineral). El contenido de zinc en el hombre adulto de 70 kg de peso es de 2 a 4 g. El zinc actúa en la síntesis y degradación de carbohidratos, lípidos, proteínas y ácidos

**Cuadro 6.** Composición de minerales en el grano de quínoa

<b>Minerales</b>	<b>Contenido (mg Kg<sup>-1</sup> base seca )</b>
Calcio	863- 1487
Fosforo	1400 – 5350
Magnesio	2496 – 5020
Hierro	20 – 168
Zinc	8 – 48
Potasio	6967-12000
Cobre	7 - 51

Maradini y col, 2015.

nucleicos. Si el aporte de zinc proveniente de los alimentos es aprovechable en un 20% (FAO, 2011). Manganeso, sólo el trigo supera en este mineral a la quínoa mientras el arroz posee la mitad y el maíz la cuarta parte. Pequeñas cantidades de cobre y de litio (Llorente, 2008).

El Potasio es el mineral más abundante en las semillas de quínoa posee las cantidades requeridas nutricionalmente para una buena dieta balanceada (Repo-Carrasco y col, 2003; Bhargava y col, 2006; Vega-Gálvez y col, 2010; Maradini y col, 2015).

### **f Vitaminas**

Las vitaminas son compuestos esenciales para la salud de los humanos y animales; de acuerdo con su solubilidad ellas se dividen en dos grupos: hidrosolubles y liposolubles. Las vitaminas han sido entre los agentes químicos más ampliamente aplicados para favorecer los valores nutricionales de productos alimenticios (Vega-Gálvez y col, 2010). En el **Cuadro 7** se presenta el contenido de vitaminas en el grano de quínoa. La vitamina A, que es importante para la visión, la diferenciación celular, el desarrollo embrionario, la respuesta inmunitaria, el gusto, la audición, el apetito y el desarrollo, está presente en la quinua en rango de 0.12 a 0.53 mg/100 g de materia seca (Olso, 1997, citado por Ayala y col, 2004). La vitamina E tiene propiedades antioxidantes e impide la peroxidación de los lípidos, contribuyendo de esta forma a mantener estable la estructura de las membranas celulares y proteger al sistema nervioso, el músculo y la retina de la oxidación. Según el Cuadro 7 la quínoa reporta un rango de 4.60 a 5.90 mg de vitamina E/100 g de materia seca. La tiamina se encuentra distribuida en el pericarpio del grano de quínoa y su contenido está en el orden de 0.05 a 0.60 mg/100 g de materia seca (Ayala y col, 2004).

### **g Factores Antinutricionales**

El término “Factor Antinutricional” ha sido utilizado para describir la presencia de algunos compuestos derivados del metabolismo secundario de las plantas, que cuando son consumidos como alimentos, reducen su valor nu-

**Cuadro 7.** Contenido de vitaminas en el grano de quínoa

<b>Vitamina</b>	<b>Contenido (g/100g base seca )</b>
Vitamina A (carotenos)	0.12- 0.53
Vitamina E	4.60 – 5.90
Tiamina	0.05 – 0.60
Roboflavina	0.20 – 0.46
Niacina	0.16 – 1.60
Ácido ascórbico	0.00 -8.50

Maradini y col, 2015

tricional, interfiriendo con su digestibilidad, absorción utilización de nutrientes, posiblemente causando efectos dañinos a la salud son ingeridos en altas concentraciones. Algunas sustancias antinutricionales se han encontrado en las semillas de quínoa como son las, saponinas, ácido fitico, taninos, nitratos, oxalatos e inhibidores de tripsina. Estas sustancias están presentes en altas concentraciones en las paredes externas del grano. Sin embargo, hay pocos estudios sobre los antinutrientes de quínoa y se sabe poco si tiene efectos tóxicos y/o antinutricionales que puedan comprometer su calidad nutricional, los cuales pueden tener un efecto negativo en la salud si son utilizados como principal fuente de alimento en la dieta. (Vega-Gálvez y col, 2010; Maradini y col, 2015).

### **h Saponinas**

Sin embargo, a pesar de su buen contenido de nutrientes, las investigaciones realizadas concluyen que los aminoácidos de la proteína en la harina cruda y sin lavar no están del todo disponibles, porque contienen sustancias que interfieren con la utilización biológica de los nutrientes. Estas sustancias son los glucósidos denominados saponinas. Las saponinas se encuentran en muchas especies vegetales, por ejemplo, en la espinaca, espárrago, alfalfa y frijol de soya. El contenido de saponina en la quínoa varía entre 0.1 y 5%. El pericarpio del grano de quínoa contiene saponina, lo que le da un sabor amargo y debe ser eliminada para que el grano pueda ser consumido. Las saponinas se caracterizan, además de su sabor amargo, por la formación de espuma en soluciones acuosas. Forman espumas estables en concentraciones muy bajas, 0.1 %, y por eso tienen aplicaciones en bebidas, champú, jabones etc. Las saponinas son sustancias orgánicas de origen mixto, ya que provienen tanto de glucósidos triterpenoides (de reacción ligeramente ácida), como de esteroides derivados de perhidro 1,2 ciclopentano fenantreno. Estas moléculas se hallan concentradas en la cáscara de los granos y representan el principal factor antinutricional en el grano. Las saponinas no tienen una fórmula química bien definida por el origen dual anteriormente

explicado, sin embargo, de manera general, se puede sugerir el siguiente esqueleto base:  $C_nH_{2n-8}O_{10}$  (con  $n \geq 5$ ).

Las saponinas que se extraen de la quínoa amarga se pueden utilizar en la industria farmacéutica, cuyo interés en las saponinas se basa en el efecto de inducir cambios en la permeabilidad intestinal, lo que puede colaborar en la absorción de medicinas particulares y en los efectos hipocolesterolémicos. Adicionalmente se mencionan las propiedades de la saponina como antibiótico y para el control de hongos entre otros atributos farmacológicos. Por la toxicidad diferencial de la saponina en varios organismos, se ha investigado sobre su utilización como potente insecticida natural que no genera efectos adversos en el hombre o en animales grandes, destacando su potencial para el uso en programas integrados de control de plagas. El uso de la saponina de la quínoa como bioinsecticida fue probado con éxito en Bolivia (Vera y col, 1997). Las saponinas son un amplio grupo de glucósidos encontrados en las plantas; su nombre viene del género saponaria, del cual su raíz fue utilizado como jabón (Sparg y col, 2004) así que son solubles en agua y forman soluciones espumosas (Abugoch-James, 2009).

## **B PROPIEDADES NUTRACEÚTICAS Y MEDICINALES DE LA QUÍNOA**

Vega y col (2010), sugieren que se revise la composición conocida y factores nutricionales reportados para quínoa, antes de describir el potencial para las propiedades funcionales y para la salud humana, particularmente para ciertos consumidores (adultos mayores, niños, atletas de alto rendimiento, diabéticos, celíacos, personas intolerantes al gluten y lactosa, entre otros). Es por ello que cabe destacar que la quínoa contiene fibra dietaria, es libre de gluten y además contiene dos fitoestrógenos, daidzeína y genisteína, que ayudan a prevenir la osteoporosis y muchas de las alteraciones orgánicas y funcionales ocasionadas por la falta de estrógenos durante la menopausia, además de favorecer la adecuada actividad metabólica del organismo y la correcta circulación de la sangre. La quínoa posee un alto porcentaje de fibra dietética total (FDT), lo cual la convierte en un alimento ideal que actúa como

un depurador del cuerpo, logrando eliminar toxinas y residuos que puedan dañar el organismo. Produce sensación de saciedad. El cereal en general y la quínoa en particular, tiene la propiedad de absorber agua y permanecer más tiempo en el estómago (FAO, 2011).

#### **a Calidad gluten free**

Un número creciente de estudios han investigado la aplicación de pseudocereales en la producción de nutrientes ricos en productos libres de gluten, tales como el pan, pastas y otros productos. Se ha descubierto que la quínoa ayuda a que los celíacos puedan regenerar la tolerancia al gluten. Comprobaron que, si un celíaco lleva una dieta sin gluten, pero rica en quínoa, pueden recuperar la función del intestino en mucho menos tiempo. La principal ventaja de la quínoa como suplemento en la alimentación, está en la satisfacción de una demanda creciente en el ámbito internacional de productos libres de gluten (Jacobsen y Sherwood, 1993). Hasta el momento, los estudios determinaron que, con el consumo periódico de quínoa, los celíacos mejoran el intestino delgado y recuperan la normalidad de las vellosidades intestinales, de forma mucho más rápida que con la simple dieta sin gluten (Álvarez-Jubete y col, 2010). En sí, de la quínoa lo más importante es su bajo nivel de prolaminas (Drzewiecki y col, 2013), pero no se descarta el analizar otros granos andinos. De igual modo, los especialistas declaran que estos resultados no son definitivos y tienen que ser tomados con pinzas. La principal ventaja de la quínoa como suplemento en la industria harinera, está en la satisfacción de una demanda creciente en el ámbito internacional de productos libres de gluten (Jacobsen y col, 1993).

#### **b Uso medicinal**

Las aplicaciones de la quínoa en la medicina tradicional son conocidas desde tiempos remotos. En las comunidades del altiplano y los valles se menciona que los curanderos Kallawayas (en Aimara significa portadores de yerbas medicinales) hacen múltiples usos de la quínoa para fines curativos e inclusive mágicos, utilizando por ejemplo el grano, los tallos, y las hojas para

este fin. Los modos de preparación y de aplicación varían para el uso interno como externo. Entre sus usos más frecuentes se pueden mencionar el tratamiento de abscesos, hemorragias y luxaciones. Según la medicina tradicional, el tallo y las hojas de la quínoa cocidas con aceite, vinagre y pimienta proporcionan sangre, de igual manera si se hacen cocer las hojas sólo con vinagre y se hacen gárgaras, o se coloca una cataplasma, se desinflama la garganta y se curan las anginas. Si las hojas se hacen cocer con azúcar y canela, este cocimiento purifica el estómago, desaloja la flema y la bilis y quita las náuseas y el ardor del estómago. La infusión de las hojas se usa para tratar infecciones de las vías urinarias o como laxante. Las hojas frescas de la quínoa 'chiwa', consumidas ya sea en forma de sopas o de segundo, es el remedio indicado contra el escorbuto y otros males o enfermedades causadas por una avitaminosis o falta de alguna vitamina en el organismo. Es un remedio probado contra el ántrax, herpes, urticaria, 'llejti' y otras afecciones de la piel (Zalles De Lucca, 2006). El grano de quínoa tiene diversas formas de uso para combatir las afecciones hepáticas, las anginas y la cistitis. Es un analgésico dental y tiene la cualidad de ser antiinflamatorio y cicatrizante, por lo que se aplican emplastos de quínoa negra, combinada con algunas otras plantas, para curar las fracturas de huesos. Su fruto contiene bastante cantidad de sustancias alcalinas y se usa como remedio en las torceduras, fracturas y luxaciones, haciendo una pasta mezclada con alcohol o aguardiente. También se recomienda como refrigerante, diurético y preservativo para cólicos. Con especialidad emplean la quínoa como remedio antiblenorrágico y en la tuberculosis. La decocción de los frutos es usada medicinalmente para aplicarla sobre heridas y golpes, y también se hacen cataplasmas de los mismos. Por ello el agua del grano cocido cura abscesos del hígado y supuraciones internas, afecciones catarrales, es un laxante suave, es bueno para el insomnio, combate la caspa y es buen tónico para el cabello, según los curanderos Kallawayas. De igual forma el agua de grano cocido con leche y aceite de almendras sirve para lavar los oídos ante el dolor,

los ruidos y la sordera (Pinto y col, 2010). Según Zalles De Lucca (2006), el cocimiento de 5 cucharadas de semillas de quinua en dos botellas de agua es un buen sudorífico. Este mismo cocimiento, endulzado con miel de abejas ochancaca, es un remedio probado contra las afecciones bronquiales, catarros e inflamación de las amígdalas.

El caldo, sopa, o graneado caliente de quínoa es un tónico nutritivo, aumenta la leche materna, es reparador de fuerzas, y preserva de la tuberculosis. La sopa de quinua con ullucu o papalisa picada o la chicha de quinua aumentan en forma inmediata la leche de las mujeres que dan de lactar. Contra la neumonía y los dolores de espalda y de cintura, se aplica a las partes afectadas, parches o emplastos preparados con el cocimiento de malva y harina de los granos de quínoa (Zalles De Lucca, 2006).

### **c Antioxidantes**

Recientemente se ha puesto mucha atención en los antioxidantes naturales, los cuales juegan un papel muy importante en la inhibición de radicales libres y las reacciones de oxidación en los tejidos en particular, en la protección de las membranas celulares, demostrando eficacia en las funciones neuronales, reduciendo el riesgo de algunas enfermedades degenerativas asociadas al estrés oxidativo como el cáncer, enfermedades cardiovasculares y osteoporosis (Álvarez-Jubete y col, 2010; Vega-Gálvez y col, 2010; Maradini-Filho y col, 2015). Las semillas de quínoa tienen un alto contenido de compuestos fenólicos con capacidad antioxidante que juegan un papel importante en el rol de la inhibición de los radicales libres, poder reductor, quelación de metales, protección lipídica contra la oxidación e inhibición de la lipooxigenasa, confirman el fuerte potencial nutracéutico de *Chenopodium quínoa*, relevante no solo para inhibir proliferación de cáncer sino también procesos inflamatorios (Hirose y col, 2010; Gawlik-Dziki y col, 2013; Tuisima-Coral y Fernández-Cusimamani, 2014).

## **C OTROS USOS DE LA QUÍNOA Y POTENCIAL INDUSTRIAL**

### **1 Tecnologías para el procesamiento de cereales y pseudocereales**

A lo largo de la historia del hombre, se han desarrollado diferentes tecnologías para el procesamiento de cereales, pseudocereales y leguminosas, para su consumo como alimento. Se ha demostrado que el procesamiento de los alimentos altera el contenido y disponibilidad de los nutrientes. El proceso de lavado se utiliza para eliminar saponinas y reduce el contenido de vitaminas y minerales en las semillas de quínoa (Ruales y Nair, 1993; Álvarez-Jubete y col, 2010). Existen diversas tecnologías de procesamiento de alimentos que tienen el potencial para incrementar la biodisponibilidad y densidad nutritiva seguridad alimentaria, estabilidad durante el almacenamiento. Entre estas tecnologías se incluyen tradicionales como lavado, rostizado, germinación, molienda, cocción, secado, fermentación (Bressani,1984; Mora-Escobedo y col, 1992; Pasko y col, 2009; Omary y col, 2012) así como tecnologías nuevas utilizadas ampliamente en la industria de alimentos como son calentamiento por radio frecuencias y extrusión (Gutiérrez-Dorado y col, 2008; Milán-Carrillo y col, 2012).

### **2 Usos tradicionales y no tradicionales de la quínoa en alimentos**

La quínoa, así como los otros granos andinos, es usada de diferentes formas, por ello tiene usos tradicionales, no tradicionales y existen innovaciones industriales con valor agregado disponibles en el comercio. Dentro de los usos tradicionales se tiene sopas, masas, bebidas refrescantes, se preparan alimentos no tradicionales como galletas, panques, pan tortas, buñuelos y jugos. Estos productos constituyen nuevas alternativas para incrementar el consumo de la quínoa ya que son elaborados a base de harina de quínoa en vez de harina de trigo. La gran riqueza de preparados tradicionales y la plasticidad culinaria que ofrece la quínoa permiten integrarlo dentro de la gastronomía internacional y crear menús altamente nutritivos, competitivos en mercados globalizados y que además valoran las tradiciones. (Gee,1993; Caperuto y col, 2000; Gonzáles y col, 2016).

### **3 Productos elaborados provenientes de quínoa**

Existen varios productos derivados de la quínoa como los insuflados, harinas, fideos, hojuelas, granolas, barras energéticas, etc.; a pesar de ello en los últimos años se han ido incrementando las investigaciones para el desarrollo de productos combinados que hace atractivo el consumo de quínoa.

Sin embargo, cabe destacar que productos más elaborados o cuya producción requiere del uso de tecnologías más avanzadas aún no han sido explotados, así tenemos el caso de la extracción de aceite de quinua, del almidón, la saponina, concentrados proteicos, leche de quinua, extracción de colorantes de las hojas y semillas, etc. Estos productos son considerados el potencial económico de la quínoa por darle uso a características no solo nutritivas sino fisicoquímicas que abarcan más allá de la industria alimentaria y ofrecen productos a la industria química, farmacéutica y cosmética (Gee, 1993; Stikic y col, 2012; Gonzáles y col, 2016).

Entre la variedad de aplicaciones de la quínoa además de sus usos en la alimentación, presenta usos industriales no alimentarios. Como un grano entero, quínoa puede incorporarse en varios alimentos como sopas, galletas, bebidas (alcohólicas), pan y cereales para el desayuno. Estos granos también pueden ser hervidos y convertidos en pastas. Además, el hecho de que la quínoa no tiene proteínas formadoras de gluten abre nuevas oportunidades para las partes de la industria de alimentos, servir a los consumidores que sufren la enfermedad celíaca (EC) (Repo-Carrasco y col, 2014; González y col, 2016).

### **4 Usos nuevos o innovaciones de la quínoa**

Entre los productos elaborados o semielaborados están los llamados “cereales” que son productos listos para consumirse y que generalmente se toman como desayuno entre estos están los cereales inflados, extrusados, en hojuelas, rallados y cereales calientes que son a los que se les agrega un líquido caliente para consumiros y finalmente están las papillas reconstituidas. Con los granos enteros y de harina de quínoa se preparan casi todos los

productos de la industria harinera en la región boliviana. La **Figura 4** muestra productos basados en quínoa para el mercado. El uso de la quínoa como suplemento en la industria harinera, se basa en las necesidades crecientes a nivel internacional de productos libres de gluten (Jacobsen y Stolen, 1993). Actualmente hay una necesidad de obtención de alimentos concentrados proteicos de alta calidad. La proteína está concentrada especialmente en el embrión de la semilla de quínoa que contiene hasta un 45% de proteína. El embrión puede separarse del resto de la semilla y el embrión concentrado luego puede utilizarse directamente sobre el alimento para niños, por ejemplo, para obtener una recuperación rápida del nivel nutritivo de los niños que sufren de malnutrición, y adultos, como las mujeres embarazadas en una diversidad de platos. (FAO, 2011). En la **Figura 5** se muestra que la quínoa es un producto del cual se pueden obtener una serie de subproductos de uso alimenticio, cosmético, farmacéutico y otros a nivel industrial (Montoya-Restrepo y col, 2005). Con base a tecnología de diversos procesos se ha desarrollado la elaboración de productos alimenticios a base de quínoa como carne vegetal, mortadela, harina precocidad, leche gelificada y saborizada, pastas y en la producción de aerosoles, papel, talcos y polvos (Ahamed y col, 1998).

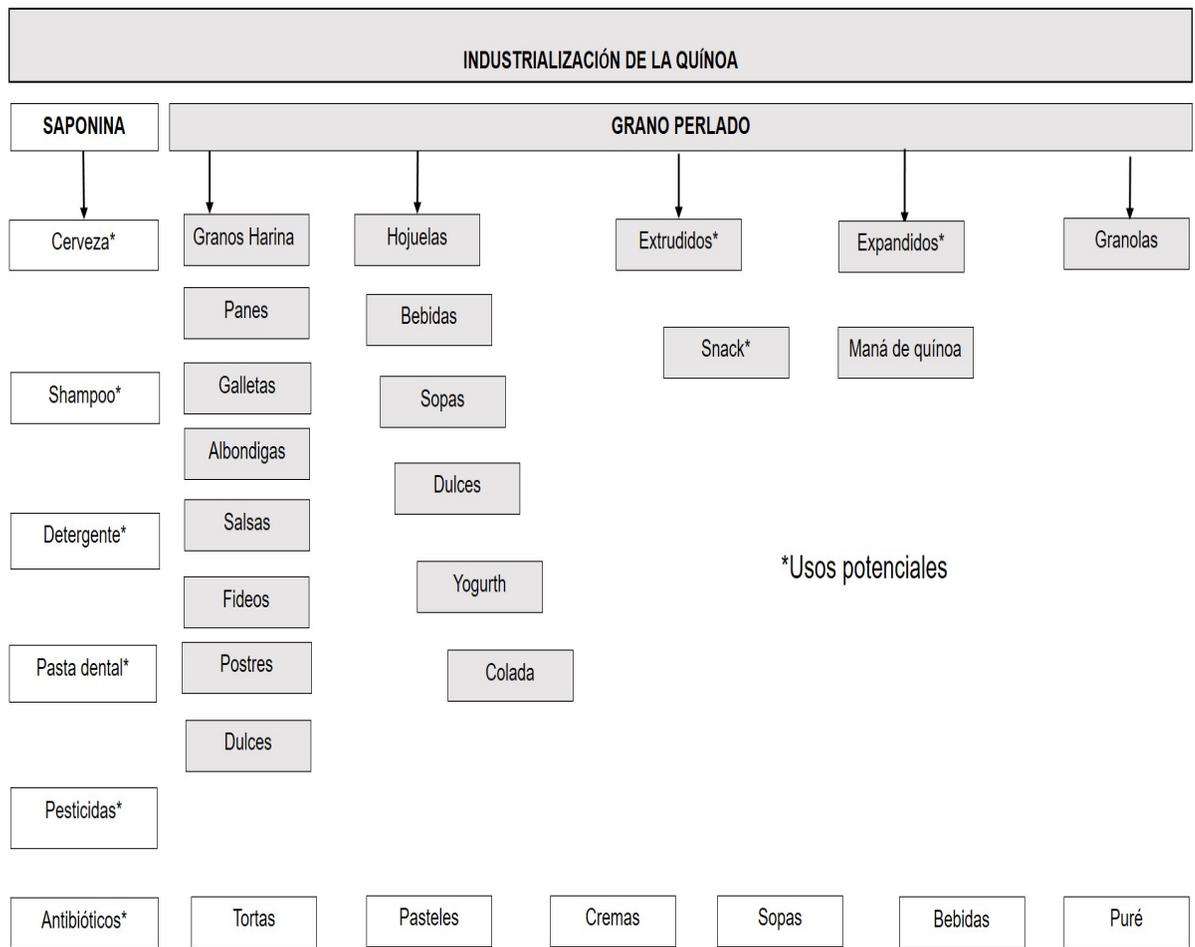
## **D GERMINACIÓN**

### **1 Proceso de germinación**

El proceso de germinación es una buena alternativa para incrementar el valor nutricional de las semillas. La formación de una semilla y su germinación constituyen fenómenos adaptativos únicos en el ciclo de vida de las plantas superiores. Involucran el desarrollo del embrión y median varios procesos fisiológicos para asegurar la supervivencia de la planta en la próxima generación. Durante la formación de la semilla se acumulan las sustancias de reserva (proteínas, carbohidratos y lípidos), aunado a un incremento de ácido



**Figura 4.** Productos elaborados con harina de quínoa, sopas, pastas, barras energéticas, galletas, hojuelas. Foto: Luis Astudillo/Andes Agencia pública de noticias del Ecuador y Suramérica, 2013.



**Figura 5.** Usos del grano de quínoa a nivel industrial.  
 Montoya- Restrepo y col, 2005.

abscísico (ABA) durante la embriogénesis intermedia y la pérdida de agua durante la embriogénesis tardía. Una vez formada, en la gran mayoría de las especies, la semilla pasa a un estado de desecación y posteriormente de latencia hasta el momento de la germinación (Legaria-Solano y col, 2000). Por consiguiente, para que la semilla origine a una planta, el primer paso es la germinación.

La germinación consiste en la reanudación de la actividad metabólica y el crecimiento activo de los tejidos del embrión, lo que resulta en la ruptura de la cubierta de la semilla y la emergencia de una plántula. En orden secuencial, la germinación involucra la rehidratación, la utilización de reservas y la formación de las estructuras de síntesis que permitirán a la planta asumir un modo autótrofo de existencia. En términos bioquímicos la germinación es el resultado de procesos catabólicos y anabólicos contrastantes.

Los primeros ocurren en los órganos de almacenamiento (endospermo en plantas monocotiledóneas y cotiledones en cotiledóneas) y consisten en la degradación y movilización de las macromoléculas de reserva. Los segundos se efectúan en los ejes embrionarios e incluyen la síntesis de macromoléculas, componentes estructurales como membranas y paredes celulares para generar nuevas células y tejidos durante el crecimiento (Carciochi y col, 2014).

La germinación generalmente incrementa el valor nutritivo de las semillas no requiere luz solar o suelo, el tiempo de germinado es corto y el rendimiento en la actividad es alto. Es benéfica la realización de investigación en los cambios que ocurren en las semillas de variadas especies de importancia alimenticia bajo los efectos de remojo y germinación, así como de los cambios en su composición química y funciones. Es necesario también reducir un número de factores e incrementar la disponibilidad biológica de minerales y ciertas vitaminas tanto como de desecación o cualidades nutritivas y sabor de las semillas (Dawood y col, 2013). Los efectos de la germinación sobre la composición química, constituyentes bioquímicos y factores nutricionales y antinutricionales de las semillas varía ampliamente con las condiciones de

germinación (temperatura, luz, humedad, y tiempo de germinación), variedades de semilla o cultivares y métodos analíticos (Carciochi y col, 2014; Perales-Sánchez y col, 2014).

La germinación es la capacidad de las semillas para crecer en el momento en que se den las condiciones adecuadas de agua y temperatura entre otras, o la reanudación del crecimiento activo del embrión que rompe la cubierta de la semilla y da lugar a una nueva planta. Son varios los eventos que ocurren durante este tratamiento, el inicio se da con la captación de agua por la semilla (imbibición) (Robbins y col, 1974; Bradford, 1990).

### **a Imbibición**

La rehidratación de la semilla es una de las fases bioquímicamente cruciales durante el proceso de germinación. La captación de agua generalmente es un proceso trifásico que se caracteriza por un periodo inicial de ganancia en peso, seguido de una fase estacionaria con un subsecuente incremento que coincide con el crecimiento de la radícula. Este proceso se puede llevar a cabo en algunas horas hasta varios días (Meredith y Pomeranz, 1985; Fincher, 1989).

La cantidad de agua absorbida por la semilla está en función directa de su tamaño, de la permeabilidad de la cubierta, cantidad y disponibilidad de agua y composición química. El agua se absorbe a través de los orificios naturales en la cubierta, difundiéndose a lo largo de los tejidos; esto ocasiona un incremento en el volumen de las células y de la semilla. Los cuerpos proteínicos del endospermo sufren alargamiento e hinchamiento. De los componentes del endospermo las proteínas son las que absorben agua en mayor proporción (Chavan y Kadam, 1989).

Es evidente que una máxima absorción de agua es deseable; sin embargo, una absorción excesiva puede romper la cubierta de la semilla y afectar la germinación puesto que las sustancias celulares van hacia el exterior ocasionando: (1) Pérdida de reservas, (2) Pérdida de la compartimentalización con mezclas indeseables de sustancias (por ejemplo, energía celular en forma

de ATP que puede ser degradado por ATPasa) y (3) Estímulo a la actividad de patógenos del ambiente (Chavan y Kadam, 1989).

### **b Iniciación del metabolismo activo del embrión**

Después de que la semilla ha captado el agua suficiente, el embrión se transforma y la plúmula y radícula empiezan a emerger; en esta etapa probablemente hay síntesis y activación enzimática, degradación de inhibidores y cambios profundos en la estructura de la semilla, así como su composición. Existe un incremento en los niveles de metabolitos intermedios y enzimas, asociados con la producción de energía, particularmente el ciclo de los ácidos tricarboxílicos. Esto se ve reflejado por el aumento en la velocidad de intercambio gaseoso (Duffus y Slaughter, 1980; Chavan y Kadam, 1989).

## **2 Factores que influyen sobre la germinación**

La mayoría de las semillas que el hombre utiliza para su alimentación se han germinado. Existen variaciones en los métodos, condiciones empleadas y porcentajes de germinación obtenidos durante este tratamiento. Para obtener máximos beneficios nutricionales, se debe tener en cuenta el tiempo de remojo, el tipo y proporción de agentes desinfectantes, la temperatura y el tiempo de germinación, así como también el tiempo de cosecha del grano a utilizar y la presencia de estrés osmótico en la semilla. El material a germinar se limpia, se escoge y se eliminan granos rotos e infestados (Chavan y Kadam, 1989).

### **a Tiempo de cosecha**

El tiempo al cual sean cosechados los granos, dependerá de su capacidad germinativa. (González-Castañeda y col, 2005) reportaron que el porcentaje de germinación mostraba una tendencia a disminuir conforme aumentaba el tiempo de cosecha, siendo significativamente diferentes los porcentajes de germinación, 71.20%, 65.45% y 60.06% para 30, 60 y 90 días respectivamente, esto en el caso de frijol tépari.

## **b Remojo**

Se han sugerido diferentes métodos para estudiar los cambios durante la germinación. Estos métodos recomiendan un remojo antes del tratamiento, en una relación aproximada de 1:3 (semilla/agua p/v), hasta que la semilla no absorba más agua. El tiempo de remojo depende del peso de la semilla y en menor grado del tamaño de esta, así como de la permeabilidad de la capa externa y de la semilla.

## **c Temperatura**

La temperatura a la cual se germina es otro parámetro importante, se considera una temperatura adecuada aquella que da mejores rendimientos en corto tiempo, siendo esta dependiente del tipo de semilla. Se reportan temperaturas que van desde 21°C hasta 33°C (Elmalik 1986; Mora-Escobedo, 1991).

## **d Inhibidores microbianos**

Para inhibir el crecimiento microbiano durante la germinación se utilizan diferentes agentes: Hipoclorito de sodio (Lukow y Bushuk, 1984); Formaldehido (Elmalik y col, 1986) mezcla de Formaldehido-Metanol (Gómez-Ortíz, 1982), alcohol Etilico al 70% y CaCl<sub>2</sub> al 3% (Colmenares de Ruíz y Bressani, 1990).

## **e Estrés osmótico**

La exposición de las semillas a concentraciones altas de Cloruro de sodio u otros agentes osmóticos puede bloquear su habilidad germinativa al inducir cambios en actividades metabólicas asociadas a diferentes fases del proceso de germinación (García-Rubio y col, 1997).

Se han realizado algunos estudios sobre la regulación de la síntesis de proteínas en semillas bajo estrés osmótico o tras la estimulación de ácido Abscísico (ABA, por sus siglas en inglés). En ejes embrionarios de chícharo mantenidos en Polietilenglicol (PEG) la tasa de síntesis de proteínas disminuye para después incrementarse al sumergirlos en agua (Dell'Aquila y Bewley, 1989). En presencia de este mismo agente osmótico, no se sintetizan

las llamadas “proteínas específicas del crecimiento”. En otros estudios, Dell’Aquila & Spada (1992) indican que el PEG puede reducir la toma de agua y la síntesis de proteínas en semillas de trigo, lo que sugiere que el estrés osmótico puede afectar procesos bioquímicos involucrados en la emergencia de la radícula. El uso de peróxido de hidrogeno ( $H_2O_2$ ) en el metabolismo de los germinados en un proceso llamado elicitación que tiene el propósito de mejorar la calidad nutricional, mostró en germinados de lentejas (*Lens culinaris*), elevación en el potencial de antioxidantes y de crecimiento en contenido proteico y en almidón biodisponible (Swieca y Baraniak, 2013).

## **1 Métodos de germinación**

Existen diversos métodos de germinación para las semillas de las plantas, oscilando desde los niveles domésticos hasta los niveles industriales.

### **a Doméstico**

Para germinar en casa no es necesario el uso de utensilios especiales, puede servir cualquier recipiente de uso común en la cocina. Como soporte se usan toallas de papel o tela y para mantener la humedad de las semillas se tapan también con toallas de papel húmedas (Ghorpade y Kadam, 1989).

### **b Laboratorio**

La germinación en el laboratorio se lleva a cabo en recipientes con diferentes soportes: papel filtro (Gleennie y col, 1983), algodón (Labaneiah y Luh, 1981), tela de algodón y hule espuma (Mora-Escobedo y col, 1991) y vermiculita (Jaya y Venkatarama, 1981).

### **c Industrial**

En la obtención de germinados a nivel comercial se buscan condiciones óptimas, esto es que haya una producción máxima en un tiempo corto con una calidad excelente. Las especificaciones indican que los germinados no deben tener hojas verdaderas y que el tamaño y el grosor del hipocotíleo es uno de los parámetros más importantes a tomar en consideración (Price, 1988). Tanto por la alta concentración de enzimas y buena modificación del grano, como

por la mínima pérdida de sustancias extractables, la industria maltera, toma como parámetros para detener la germinación cuando la plúmula ha desarrollado de una a tres cuartas partes del tamaño del grano (Figueroa-Cárdenas, 1985).

Para la producción de grandes cantidades de germinados de cereales la industria utiliza un equipo con frascos rotatorios, ellos tienen una tapa con perforaciones que permite la aireación de la muestra. Una disminución del aire proporciona una atmósfera rica en CO<sub>2</sub>, lo cual implica una menor respiración y reducido crecimiento de plúmula, para cebada estas condiciones pueden dar una mejor recuperación maltera; sin embargo, también causan turbidez al mosto (Figueroa-Cárdenas, 1985).

Por esta razón y debido a que las semillas de quínoa son una fuente de buena calidad de nutrientes que le confieren propiedades nutricionales como los altos contenidos de proteína, aminoácidos esenciales (lisina, triptófano), grasas (ácidos grasos), almidón, fibra dietaria total, antioxidantes y compuestos fenólicos y que aunado a ello resiste condiciones climatológicas la germinación también incrementa la biodisponibilidad de los nutrientes.

#### **d Estudios actuales sobre la germinación en quínoa.**

La exposición de las semillas a diversos factores puede inducir cambios en las actividades metabólicas asociadas a las diferentes fases del proceso de germinación y estas pueden bloquear o favorecer la actividad germinativa.

Se tienen reportes de la influencia de diversos factores en semillas y germinación de la quínoa; Álvarez-Jubete (2010) examinaron la composición de polifenoles y propiedades antioxidantes de extractos metanolíticos de amaranto, quínoa, trigo sarraceno y trigo, evaluaron como estas propiedades fueron afectadas utilizando el proceso germinado y horneado. El contenido total de fenoles entre los extractos de semillas fue significativamente superior en trigo sarraceno (323.4 mg GAE/100g) y decrecieron respectivamente en el siguiente orden quínoa, trigo y amaranto. Las semillas de quínoa y trigo sarraceno, en germinados representaron fuentes potenciales ricas de

compuestos fenólicos que favorecen las propiedades nutritivas de alimentos, tales como panes libres de gluten, se han valorado efectos de la germinación en el perfil nutricional de cereales y pseudocereales libres de gluten (Álvarez-Jubete y col, 2010; Botero-Omary y col, 2012; Paucar-Menacho y col, 2017).

Después del proceso de germinación, las semillas de quínoa se secaron en estufa a 40°C para evaluar cambios de la composición de los compuestos fenólicos así como la actividad antioxidante en diferentes estadios, se demostraron incrementos en la actividad antioxidante así como de ácidos fenólicos y flavonoides después de tres días de germinación, reporte de Carciochi y col (2014). También recientemente se han investigado respuestas antioxidantes en la germinación de quínoa crecida en medio rico en vitamina B obteniéndose niveles altos del aminoácido multifuncional prolina y nula capacidad antioxidante, lo que indica la ventaja de estos tratamientos para una mejor protección del daño oxidativo in vivo de biomoléculas de las plantas.(Pitzschke y col, 2015).

#### IV JUSTIFICACIÓN

Se ha demostrado que la germinación de semillas de quínoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) incrementan el valor nutritivo de las mismas. Esto debido a su alto contenido de proteínas, aminoácidos esenciales, lípidos, carbohidratos, fenoles, fibra dietaria total y elevada actividad antioxidante. En el proceso de germinación, existe una gran variabilidad en las condiciones utilizadas: tiempo, temperatura, luz, oscuridad, humedad, pH entre otros. Estas variables afectan el contenido de compuestos bioactivos y propiedades nutraceuticas de la semilla. Por ello, es importante establecer parámetros uniformes y la optimización del proceso de germinación que permitan la obtención de harinas con propiedades nutricionales y nutraceuticas mejoradas. En esta investigación, fueron considerados dos factores básicos, temperatura y el tiempo de germinación. Manipulando dichos parámetros se obtuvo una harina de quínoa germinada optimizada (HQGO), con altos valores nutricionales, alta capacidad antioxidante y un mayor contenido de compuestos bioactivos.

## **V OBJETIVOS**

### **A OBJETIVO GENERAL**

Optimizar el proceso de germinación de semillas de quínoa para la obtención de harina con propiedades nutraceuticas

### **B OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

1. Caracterizar física, química y fisicoquímicamente las semillas de quínoa
2. Optimizar el proceso de germinación utilizando como variables del proceso temperatura y tiempo de germinación.
3. Caracterizar química y fisicoquímicamente las harinas germinadas optimizadas de quínoa (HQGO).
4. Evaluar el valor funcional y nutricional de la harina HQGO.
5. Evaluar el perfil lipídico de las HQGO.

## VI MATERIALES Y MÉTODOS

### A MATERIALES

Se utilizaron semillas de quínoa (*Chenopodium quinoa* Willd) sembradas en Texcoco. Los granos después de cosechados se limpiaron y almacenaron en bolsas de polietileno con cierre hermético, los cuales se colocaron en recipientes de plástico y se almacenaron 4°C hasta su utilización.

### B MÉTODOS

#### 1 Características físicas de la semilla de quínoa

Las características físicas de la semilla de quínoa se determinaron de acuerdo a los métodos oficiales descritos por diversos autores.

##### a Dimensiones

El tamaño de la semilla se determinó a través de la medición por triplicado de sus dimensiones características: largo (L), ancho (W) y espesor (T), a partir de 25 semillas seleccionadas al azar. Para ello, se utilizó un vernier con calibre digital (0.01 mm de precisión).

##### b Peso de 1000 semillas

Para determinar el peso de 1,000 semillas, se seleccionaron las semillas al azar de un lote de semillas limpias y se pesaron en una balanza analítica. La prueba se realizó por triplicado. Esta característica está dada en función del tamaño y la densidad del grano.

##### c Peso hectolítrico

Para la determinación del peso hectolítrico se utilizó el procedimiento 55 - 10 de la (AACC, 1995), utilizando una micro escala. En un recipiente de volumen conocido (1 L) se llenó de semillas y se pesaron en una balanza analítica. El peso hectolítrico se obtuvo al dividir el peso de las semillas entre el volumen del recipiente y se relacionó a un volumen de 100 L (kg/hL). Se realizaron 10 repeticiones al azar.

## **2 Características fisicoquímicas de la semilla de quínoa**

### **a Diferencia total de color ( $\Delta E$ )**

Se utilizó la metodología reportada por (Reyes-Moreno y col 2003). El color de las muestras se determinó con un colorímetro Minolta Chroma-meter mod CR-210 (Minolta LTD, Japón). Sobre la base de la teoría en color, el color Hunter L, a, b es un espacio tridimensional rectangular, donde la L (brillantez) indica tanto la luminosidad como la oscuridad del color y varía de 0 para negro a 100 para blanco. Las dimensiones de cromaticidad son dadas por los parámetros a y b. Siendo a el eje rojo-verde con valores positivos (rojos) y negativos (verdes), y b el eje amarillo-azul con valores positivos (amarillos) y negativos (azules).

Para la evaluación del color se utilizaron aproximadamente 100 g de muestra, la cual se colocó en una tapa de caja Petri de vidrio Kimax de 15 cm de diámetro y se midieron los parámetros L, a y b. Se utilizó un mosaico blanco como referencia (estándar) de valores L, a y b conocidos (L=97.63, a=-0.78 y b= 2.85). La diferencia total de color ( $\Delta E$ ) de las muestras se calculó con la ecuación:

$$\Delta E = [(\Delta L^2) + (\Delta a^2) + (\Delta b^2)]^{1/2}$$

Donde:

$\Delta E$ = Diferencia total de color entre el estándar y la muestra

$\Delta L$ ,  $\Delta a$  y  $\Delta b$ = Diferencias absolutas de los valores de L, a y b del estándar y los valores de la muestra.

Las determinaciones se llevaron a cabo por triplicado.

## **3 Composición química de la semilla de quínoa**

### **a Humedad**

Se determinó la humedad en las muestras aplicando el método 44.15 de la (AOAC, 1999). Se calculó la pérdida de peso de 2 g de muestra, después de calentar a 130°C durante 1 h en una estufa de circulación de aire (FELISA mod 142<sup>a</sup>, México).

### **b Proteína Cruda**

Se utilizó el método 46.12 microKjeldahl de la (AOAC, 1999) para la determinación de nitrógeno en un sistema Kjeltex (Mod 1009 y 1002, Tecator, Suecia). Se digirió 0.2 g de muestra con 5mL de ácido sulfúrico y mezcla reactiva de selenio (Merck Co., Alemania) a una temperatura de 200°C. En la destilación de la muestra previamente diluida con 25 mL de agua, se emplearon disoluciones de NaOH al 40% y ácido bórico al 4% como indicador para recibir el destilado. La titulación se llevó a cabo con una disolución valorada de HCl 0.1 N. Posteriormente la proteína cruda se calculó por multiplicación del contenido de nitrógeno total por el factor 6.25. La prueba se realizó por triplicado.

### **c Grasa cruda**

Las extracciones se realizaron en muestras de 2 g de harina. Se utilizó un equipo Soxhlet (Mod 1043, Tecator, Suecia); durante 4 h a 70°C con éter de petróleo y se cuantificó según lo recomendado por el método 920.39 de la (AOAC, 1999). La prueba se realizó por triplicado.

### **d Minerales**

La determinación de cenizas se basa en el método 923.03 de (AOAC, 1999). Se pesaron 3 g de muestra, se colocaron en un crisol de porcelana se incineraron en una mufla (Felisa mod FE 330, México) a 550°C hasta obtener una ceniza gris luminosa; El contenido de cenizas se pesó después de ser enfriadas en un desecador hasta alcanzar la temperatura ambiente. El contenido de minerales se calculó a partir de la pérdida de peso de la muestra después de la incineración La prueba se realizó por triplicado.

### **e Fibra dietaria total**

Se determinó de acuerdo al método oficial 985.29 de la (AOAC, 1999), con ayuda de un kit de análisis de fibra dietaria total (TDF-100<sup>a</sup>, Sigma). Se realizaron cuatro réplicas de 1g de muestra cada una, previamente desgrasadas. Las muestras se colocaron en un vaso de precipitado de 300 mL y se le agregaron 50 mL de una solución reguladora fosfato (pH 6) a cada

muestra. A cada vaso con la muestra se adicionaron 100 µL de alfa-amilasa. Las muestras se sometieron a tratamiento térmico (95°C/15 min) en agitación constante. Después de ese tiempo, las muestras se enfriaron a temperatura ambiente y el pH se ajustó a 7.5 con NaOH 0.275 M o HCL 0.25 M. Se adicionaron 100 µL de una solución de proteasa (5 mg proteasa) a cada muestra y se sometieron a 60°C por 30 min, las muestras se enfriaron y se ajustó el pH 4-4.6 y se adicionaron 100µL de amiloglucosidasa, las muestras se colocaron a 60°C por 30 min. Finalmente, las muestras se enfriaron y filtraron usando (filtros Gösh #2, previamente secos con 0.5 g de celita, a peso constante), se hicieron 3 lavados con 20 mL de etanol al 78%, 4 lavados con etanol al 95% y finalmente uno con 20 mL de acetona. El residuo del filtrado se secó en una estufa a 70°C por 12 h. Esta parte del residuo se denomina fracción insoluble.

A la solución del filtrado de la fracción insoluble se le adicionaron 200 mL de etanol al 98%, se dejó en reposo (12 h/4°C) y se filtraron (usando filtros Gösh #2, previamente secos con 0.5g de celita) para posteriormente hacerle una serie de lavados de etanol al 78% y 95% y acetona. El residuo de este filtrado se le denomina fracción soluble. El filtro con el residuo se secó en una estufa a 70°C por 12 h. Se registraron los pesos de la fracción insoluble y soluble; se tomaron dos muestras de cada fracción para cuantificar proteínas y dos para cenizas. El porcentaje de fibra de la fracción insoluble y soluble se calculó de la siguiente manera

$$\%FI \text{ y/o } FS = \left[ \frac{(\text{PRFS} - \text{Proteina} - \text{Cenizas})}{\text{PMI}} \right] * 100$$

Donde:

FI= Fibra insoluble

FS=Fibra soluble

PRFS= Peso del residuo final seco

PMI= Peso de la muestra inicial

## **f Carbohidratos**

El porcentaje de carbohidratos se determinó por diferencia de 100, tomando en consideración los porcentajes de humedad, proteína cruda, grasa cruda, cenizas y fibra dietaria total., mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{Carbohidratos} = 100 - \% \text{humeda} - \% \text{Proteína cruda} - \% \text{grasa cruda} - \% \text{Cenizas} - \% \text{Fibra dietaria total}$$

## **4 Obtención de harinas en semillas de quínoa germinadas (HQG)**

### **a Preparación de la materia prima**

Para la obtención de las harinas de quínoa germinadas se aplicó la metodología reportada por (Perales-Sánchez y col, 2014) con algunas modificaciones, hechas en el laboratorio de Nutraceuticos de la Facultad de Ciencias Químico-Biológicas de la Universidad Autónoma de Sinaloa. El bioproceso de germinación se optimizo para obtener harina de quínoa germinada optimizada (HQGO) con contenido de porcentaje de proteína (%Proteína CP), Compuestos fenólicos totales (CFT) y Actividad antioxidante (AAox) altos. La metodología de superficie respuesta (MSR), se utilizó como herramienta de optimización se aplicó sobre tres variables de respuesta (% Proteína CP, CFT y AAox), para obtener valores máximos de cada una de ellas. Se utilizó un diseño central compuesto rotatable con dos factores [Temperatura de germinación (TG, 20-35°C, tiempo de germinación (tG, 12-84 h)] en cinco niveles; el diseño generó 13 tratamientos (**Cuadro 8**)

### **b Proceso de germinación**

Lotes de 200 g de semillas de quínoa limpias, se lavaron en una solución de hipoclorito de sodio al 0.1% por 10 minutos, esto para desinfectar y eliminar cualquier contaminante que pudiera tener en la superficie de la semilla. Luego se retiró y lavó con agua destilada para eliminar el cloro y se dejó en remojo por 3 h en agua destilada. Posteriormente, se decantó el agua de remojo y el exceso se retiró con papel absorbente. Las semillas se colocaron homogénea-

**Cuadro 8.** Diseño experimental<sup>1</sup> utilizado para obtener las diferentes combinaciones de temperatura/ tiempo de germinación (TG, tG) para producir harinas de quínoa germinadas

Ensayo <sup>2</sup>	Variables de Proceso		Variables de Respuesta		
	Temperatura germinación (TG °C)	Tiempo germinación (tG h)	Contenido proteína <sup>3</sup>	Compuestos fenólicos totales <sup>4</sup>	Actividad Antioxidante <sup>5</sup>
1	22.20	22.54	?	?	?
2	32.80	22.54	?	?	?
3	22.20	73.46	?	?	?
4	32.80	73.46	?	?	?
5	20.00	48.00	?	?	?
6	35.00	48.00	?	?	?
7	27.50	12.00	?	?	?
8	27.50	84.00	?	?	?
9	27.50	48.00	?	?	?
10	27.50	48.00	?	?	?
11	27.50	48.00	?	?	?
12	27.50	48.00	?	?	?
13	27.50	48.00	?	?	?

<sup>1</sup>Diseño central compuesto rotatable con 2 factores y 5 niveles; 13 ensayos; <sup>2</sup>No corresponde al orden de procesamiento; <sup>3</sup>Contenido de proteína: % de muestra seca; <sup>4</sup>Compuestos fenólicos totales: mg ácido gálico (GAE)/100 g de muestra seca; <sup>5</sup> Actividad antioxidante:  $\mu\text{mol}$  equivalentes de Trolox (ET)/100 g de muestra seca.

mente en charolas de plástico con una cama de algodón y tela con hoyo fino (tussor), previamente humectadas con una solución de hipoclorito de sodio a 200 ppm, para mantener humedad alta constante y evitar el crecimiento de microorganismos en los germinados. Las charolas con las camas se colocaron en una cámara de germinación. Se mantuvo una humedad relativa de 80 - 90%. El bioproceso de germinación se llevó a cabo mediante la aplicación de combinaciones de temperatura /tiempo en los intervalos de 20-35°C y 12 a 84 h, respectivamente. Para evitar que se secaran los germinados; se humedecieron cada 24 h con 16 ml de hipoclorito de sodio a 200ppm. Se utilizaron fotoperiodos de luz/oscuridad (12:12) (tubos fluorescentes de luz blanca, 16 W/2,700 K, Tecno Lite, China) durante el tiempo de germinación de cada uno de los 13 tratamientos. Una vez cumplidos los tratamientos, los germinados de quínoa se liofilizaron (Freeze Dry System Modelo 77520, LABCONCO) y molieron (80-malla US = 0,180 mm para obtener 13 harinas de quínoa germinada (HQG). Las Harinas de quínoa germinadas se empacaron en bolsas plásticas y se almacenaron a 4°C para su posterior utilización y análisis.

## **5 Evaluación del contenido de proteína (% Proteína), compuestos fenólicos totales (CFT) y actividad antioxidante (AAox) en harinas de quínoa germinada (HQG).**

### **a Determinación de Proteína cruda**

Se utilizó el método 46.12 microKjeldahl de la (AOAC, 1999) para la determinación de nitrógeno en un sistema Kjeltex (Mod 1009 y 1002, Tecator, Suecia). Se digirió 0.2 g de harina con 5mL de ácido sulfúrico y mezcla reactiva de selenio (Merck Co., Alemania) a una temperatura de 200°C. Posteriormente se destilaron las muestras previamente diluida con 25 mL de agua destilada, se emplearon disoluciones de NaOH al 40% y ácido bórico al 4% como indicador para recibir el destilado. La titulación se llevó a cabo con una disolución valorada de HCl 0.1 N. Posteriormente la proteína cruda se calculó

por multiplicación del contenido de nitrógeno total por el factor 6.25. La prueba se realizó por triplicado.

### **b Extracción de fitoquímicos libres**

La extracción de fitoquímicos libres se realizó según el procedimiento de (Adom y Liu, 2002). Los fitoquímicos libres de cada una de las harinas de los 13 tratamientos derivados del diseño experimental fueron extraídos de 0.5 g de muestra con 10 mL de etanol al 80% (v/v); se agitaron en un rotator (OVAN noria R, EUA, 2010) a velocidad de 25 rpm por 10 min. Después se centrifugaron a 3,000xg/10°C durante 10 min. El sobrenadante se colocó en un tubo cónico y se concentró a 45°C a presión baja (Apud Vac Concentrator, Thermo Elector Corporation) hasta alcanzar un volumen final de 2 mL. El concentrado fue almacenado a 4°C hasta su posterior utilización en la determinación de capacidad antioxidante correspondiente a fitoquímicos libres. El precipitado se guardó para la obtención de los extractos fitoquímicos ligados.

### **c Extracción de fitoquímicos ligados**

La extracción de fitoquímicos ligados se realizó según el procedimiento de (Adom y Liu, 2002). Al precipitado se le añadieron 10 mL de NaOH 2M y la muestra fue sometida a tratamiento térmico en baño María a 95°C/30 min con agitación cada 5 min, posteriormente se agitó en un rotator durante 1 h a temperatura ambiente (25°C). La mezcla se neutralizó con 2 mL de HCl concentrado, se agitó por 2 min en un vortex y posteriormente en un rotator (OVAN noria R, EUA, 2010) con velocidad de 25 rpm por 10 min e inmediatamente después se le agregó 10 mL de hexano; se realizó la misma operación de agitación mediante el vortex y rotator y se centrifugó a 3,000xg/10°C por 10 min, se extrajo el hexano y se agregó acetato de etilo, se agitó por dos min (vortex) y se pasó a una agitación en un rotator (OVAN noria R, EUA, 2010) con velocidad de 25 rpm por 10 min y se centrifugó a 3,000xg/10°C por 10 min, se extrajo el acetato de etilo y se almacenó en un tubo cónico; esta extracción se realizó 5 veces. La fracción de acetato de etilo

se evaporó hasta sequedad (Apud Vac Concentrator, Thermo Elector Corporation). Los compuestos extraídos fueron reconstituidos con metanol al 90% y se almacenaron a 4°C hasta su posterior utilización en la determinación de capacidad antioxidante correspondiente a fitoquímicos ligados.

#### **d Compuestos fenólicos totales (CFT)**

El contenido de compuestos fenólicos totales (suma de compuestos fenólicos libres y ligados), en los extractos de fitoquímicos libres y ligados se determinó mediante el método colorimétrico descrito por (Singleton y col, 1999). Primero 20 µL del extracto se oxidaron con 180 µL del reactivo Folin-Ciocalteu. Luego de 3 min de reposo, se les adicionaron 50 µL de carbonato de sodio al 7% y se incubaron en obscuridad por un periodo de 90 min, después de este tiempo se midió la absorbancia a 750 nm utilizando un lector de microplacas (Synergy™ HT Multidetecction, Biotek, Inc., Winooski, VT). Se preparó una curva de calibración utilizando ácido gálico como estándar y el contenido de fenólicos totales se expresó como mg equivalentes de ácido gálico (mg GAE) por 100 g de muestra, en base seca.

#### **e Actividad antioxidante (AAox) (ABTS)**

La actividad antioxidante se les determino a los extractos de compuestos fenólicos libres y ligados por el método ABTS para compuestos hidrofílicos, el cual es un potente radical libre. El ensayo del ácido 2,2-azinobis-(3-etilbenzotioazolín-6-sulfónico) (ABTS) está basado en la captación por los antioxidantes del radical catión  $ABTS^{\cdot+}$  generado en el medio de reacción. El radical catión del ABTS posee una coloración verde-azulada se empleó una longitud de onda de 734 nm. Para el desarrollo del método se suelen emplear dos estrategias; inhibición y decoloración. En la primera los antioxidantes se añaden previamente a la generación del radical  $ABTS^{\cdot+}$  y lo que se determina es la inhibición de la formación del radical, que se traduce en un retraso en la aparición de la coloración verde-azulada. En la segunda estrategia, los antioxidantes se añaden una vez el  $ABTS^{\cdot+}$  se ha formado y se determina entonces la disminución de la absorbancia debida a la reducción del radical,

es decir la decoloración de este. En este trabajo, para el desarrollo del método se empleó la estrategia de decoloración. Finalmente, el grado de protección antioxidante mediada se cuantifica utilizando el antioxidante Trolox como estándar

## **1 ABTS**

Se determinó de acuerdo a lo descrito por Re y col (1999). La actividad antioxidante de los extractos de fitoquímicos libres y ligados de las muestras se estimó en términos de la actividad captadora de radicales libres mediante el ensayo de decoloración del catión radical ABTS, el cual se basa en la reducción del radical ABTS\*\* por los antioxidantes presentes en los extractos evaluados. El compuesto ABTS se disolvió en agua desionizada a una 7mM. Una solución stock del catión radical ABTS\*\* se generó mediante la reacción de la solución de ABTS con persulfato de potasio 2.45 mM (concentración final) y dejando reposar la mezcla en la oscuridad durante 12 h antes de su uso. Una alícuota de la solución con el radical ABTS\*\* se diluyó en PBS hasta alcanzar una absorbancia de  $0.7 \pm 0.02$  a 734 nm. Se transfirieron 20  $\mu$ L del blanco y los extractos en una celda de cuarzo, el ensayo inicio cuando adicionamos 1980  $\mu$ L de la solución ABTS\*\*. Se registró la absorbancia a 734 nm 15 minutos después de haber iniciado el ensayo y se calculó la pérdida de absorbancia del ABTS\*\* respecto a un blanco. Se utilizó una curva de calibración con Trolox y los datos se expresaron como  $\mu$ mol equivalente de Trolox por 100 g de muestra en base seca ( $\mu$ mol de TEAC /100 g, bs). Los datos se expresarán como  $\mu$ mol equivalentes de Trolox (ET)/100 g de muestra seca. Todas las mediciones se realizaron por triplicado.

## **6 Optimización del proceso de germinación de las semillas de quínoa**

### **a Diseño experimental**

Se aplicó, como técnica de optimización, la metodología de superficie de respuesta para determinar las condiciones óptimas para la producción de harina de quínoa germinada, mediante el proceso de germinación. Para seleccionar el número y niveles de variación de las variables de proceso en el



orden, se calculó un nuevo polinomio y se obtuvo un modelo de predicción para cada variable de respuesta (Myers, 1977). Los resultados se sometieron a análisis de varianza de una sola vía (ANOVA) seguido por la aplicación de la prueba de rango múltiple de Tukey, con un nivel de significancia del 0.05, para comparación de medias. Para la realización de estos análisis se utilizó el programa STAT-EASE (Design Expert, 2007).

### **b Optimización del proceso de germinación de quínoa**

Se aplicó el método convencional gráfico (Metodología de superficie respuesta), para obtener valores máximos de **% de proteínas CP, CFT y AAox**. Los modelos de predicción de cada una de las variables de respuesta se utilizaron para representar gráficamente el sistema. Se superpusieron los gráficos de contornos de cada una de las variables de respuesta y permitió obtener un gráfico de contorno para la observación y selección de la mejor combinación de **TG** y **tG** para la producción de harina de quínoa germinada optimizada (**HQGO**) con valores máximos de **% de Proteínas CP, CFT y AAox**. Para realizarlo, se utilizó el programa Designe Expert (V 7.0.0), (Design Expert, 2007).

## **7 Composición química de la harina de quínoa germinada optimizada (HQGO)**

### **a Análisis proximales**

A la Harina de quínoa germinada optimizada (HQGO) se le determinó la composición química humedad, Proteína cruda, Grasa cruda, Fibra cruda, Cenizas, el porcentaje de carbohidratos se determinó por diferencia, tomando en cuenta los porcentajes de proteína cruda, grasa cruda, fibra cruda y cenizas aplicando los métodos oficiales de (AOAC ,1999).

## **8 Caracterización fisicoquímica de la harina de quínoa germinada optimizada HQGO)**

### **a Diferencia total de color ( $\Delta E$ )**

La diferencia total de color ( $\Delta E$ ), se determinó con un colorímetro Minolta Chroma-meter mod CR-210 (Minolta LTD, Japón), y se midieron los parámetros correspondientes “L”, “a” y “b”. La diferencia total de color ( $\Delta E$ ) de la muestra se calculó con la ecuación:

$$\Delta E = [(\Delta L)^2 + (\Delta a)^2 + (\Delta b)^2]^{1/2}$$

Dónde:  $\Delta L = L - L_{std}$ ;  $\Delta a = a - a_{std}$ ;  $\Delta b = b - b_{std}$ ;  $L_{std}$ ,  $a_{std}$ ,  $b_{std}$  corresponden a valores de un mosaico blanco usado como estándar.

### **b Actividad acuosa ( $a_w$ )**

Para su determinación se utilizó un equipo marca Aqualab mod CX2 (Decagon Devices Inc, Pullman, WA, EUA). Se pesó una muestra de aproximadamente 2 g y se colocó en la celda porta muestras del equipo hasta que alcanzo el equilibrio (40-60 min). El instrumento se calibro con una disolución saturada de cloruro de potasio ( $a_w = 0.876$ ). Las mediciones se realizaron por triplicado a  $25 \pm 1^\circ\text{C}$  (Milán-Carrillo y col 2002).

### **c pH**

Se determinó de acuerdo al (método 02-52, AOAC, 1999). 10 g de muestra se agregaron a 100 mL de agua desionizada hervida y fría; la suspensión se agito en agitador orbital por 10 min a 240 rpm, después se midió el pH de la suspensión. Las mediciones se realizaron por triplicado.

### **d Índice de absorción de agua (IAA)**

Para esta determinación se utilizó el método descrito por (Anderson y col, 1969). Una muestra de harina de 2.5 g se suspendió en 30 ml de agua a  $30^\circ\text{C}$  en un tubo para centrífuga de 50 ml previamente tarado. La suspensión se agito en agitador orbital a una velocidad moderada por 30 min. La suspensión se centrifugo a  $3000 \times g$  durante 10 min a  $30^\circ\text{C}$ . El líquido sobrenadante se decantó cuidadosamente en un recipiente tarado para la determinación de sólidos. El gel formado se pesó, y el índice de absorción de agua se calculó con este peso, reportándose como gramos de gel por gramo de muestra seca, Esta prueba se realizó por triplicado.

### **e Índice de solubilidad en agua (ISA)**

Se determinó de acuerdo al método reportado por (Anderson y col, 1969). Una muestra de 2.5 g se suspendió en 30 ml de agua a 30°C en un tubo de centrifuga de 50 ml previamente tarado, se agito a una velocidad moderada por 30 min. La suspensión se centrifugo a 3000 x g, 30 °C durante 10 min. El líquido sobrenadante se decantó cuidadosamente en un recipiente tarado para la determinación de sólidos. El índice de solubilidad en agua (ISA) expresado como gramos de solidos por gramos de solidos originales, se calculó a partir de pesos sólidos ecos recuperados mediante evaporación del sobrenadante durante la noche a 110° C. Esta prueba se realizó por triplicado.

### **f Índice de absorción en aceite**

Se determinó de acuerdo a la metodología reportada por Lin y col (1974) y Ordorica-Falomir y col (1991). Muestras de 0.5 g de harina con 3 mL de aceite vegetal se colocaron en un tubo graduado para centrífuga, se agitaron durante 1 min en un vortex y se dejaron reposar durante 30 min. Finalmente, se centrifugaron a 1600 x g por 25 min. Se midió el volumen de aceite libre. La cantidad de aceite absorbido se calculó restando el volumen de aceite libre al volumen del aceite inicial y se expresó como mL de aceite absorbido/g de harina. La prueba se realizó por triplicado.

### **g Índice de solubilidad de proteína**

Se determinó de acuerdo a la metodología reportada por Ordorica-Falomir y col (1988) Se pesó 1.5 g de muestra y se solubilizaron con 15 ml de agua destilada. Posteriormente se ajustó el pH a 7 agregando HCL 0.1 N o NaOH 0.1 N. Las suspensiones se agitaron en un agitador orbital (250rpm/25/30 min) y se centrifugaron a (10,000xg/25°C/10 min). De cada sobrenadante se tomaron alícuotas de 2ml (por duplicado) para la determinación del contenido de proteína se expresaron como porcentaje de proteína cruda presente en el extracto (tomando como referencia el % de proteína de la muestra original). Las evaluaciones se realizaron por triplicado.

### **g Capacidad y estabilidad de emulsión**

Para determinar la capacidad y estabilidad de emulsión se utilizó la metodología reportada por Hauffman y col (1975). Se pesaron 0.7 g de muestra y se le agregaron 10 mL de solución amortiguadora y 10 mL de aceite comestible y se agitaron en homogenizador Ultra Turrax a 12000 rpm durante 1 min. El contenido de esta mezcla se distribuyó en tubos cónicos graduados para centrifuga y se centrifugarán a 1300 x g durante 5 min. Se midió el volumen de emulsión formada y se determinó relacionado la capa emulsificada y el volumen total y se reportó como porciento de capacidad de emulsión (% CE).

La estabilidad de emulsión se evaluó con los mismos tubos utilizados en la determinación de %CE. Estos tubos se trataron térmicamente en un baño maría a 80°C durante 30 min. Después se enfriaron y se centrifugaron a 1300 x g durante 5 min. Finalmente, se midió el volumen de emulsión y el porciento de estabilidad de emulsión (%EE), Se reportó como porciento de emulsión retenido después del tratamiento térmico. La prueba se realizó por triplicado.

### **h Capacidad y estabilidad de espuma**

Estos parámetros se determinaron mediante los métodos de Hauffman y col (1975), Canella y col (1978), Kabirullah y Wills (1983). En una probeta de 100 mL se agregaron 0.5 g de muestra más 50 mL de solución buffer. Esta mezcla se agitó en un Ultra Turrax durante 1 min a 1200 rpm. Posteriormente se midió el volumen de espuma formado. La capacidad de formación de espuma se reportó como porcentaje (% CFE) y se calculó con la siguiente ecuación:

$$\%CFE = \frac{\text{Volumen después de agitar} - \text{Volumen antes de agitar}}{\text{Volumen antes de agitar}} \times 100$$

El material anterior se dejó reposar durante 30 min y finalmente se midió el volumen de espuma residual y la estabilidad de la espuma se expresó como porcentaje de estabilidad de espuma (% EE) mediante la siguiente ecuación:

$$\%EE = \frac{\text{Volumen después del reposo}}{\text{Volumen total de espuma}} \times 100$$

## **i Dispersabilidad**

Se determinó de acuerdo a la técnica reportada por Mora-Escobedo y col (Mora-Escobedo y col, 1991). Muestras de harina de 1 g se mezclaron en un tubo cónico graduado con 10 mL de agua destilada. Las muestras se homogenizaron en un Ultra Turrax (10, 000 rpm x 5 min). La separación de las fases se midió después de 30 min de reposo.

## **9 Propiedades nutricionales de las harinas de quínoa geminada optimizada (HQGO)**

### **a Digestibilidad proteínica *in vitro* (DPIV)**

Se determinó de acuerdo al procedimiento reportado por Hsu y col (1977). se preparó una cantidad apropiada de una disolución multienzimática compuesta por tripsina pancreática porcina tipo XI, quimotripsina pancreática bovina tipo II y peptidasa intestinal porcina grado II (Sigma Chemical Co, St Louis, MO, EUA). Se empleó caseína como control. La mezcla se ajustó a pH 8. Posteriormente, se colocaron en el refrigerador a 4°C hasta su utilización. Se prepararon 50 mL de una suspensión acuosa de cada una de las muestras que contenían 6.25 mg de proteína/mL. Esta suspensión se colocó en un vaso de vidrio de doble pared conectado a un baño con circulación de agua a 37 °C. Una vez que se logró mantener la temperatura constante (37 °C) de la suspensión de proteína se le agregaron 5 mL de disolución multienzimática. A los 10 min de acción enzimática se midió el pH de la mezcla y con ello se determinó la digestibilidad proteínica *in vitro* utilizando la ecuación de regresión reportada por Hsu y col (1977).

$$Y = 210.46 - 18.1031X$$

Dónde: Y = digestibilidad *in vitro*, expresada en por ciento (%), X = valor observado de pH a los 10 min de acción enzimática.

## **10 Contenido de fitoquímicos y capacidad antioxidante en harina de quínoa germinada optimizada (HQGO)**

A la harina de quínoa germinada optimizada (**HQGO**) se le evaluó contenido de Proteína (**% proteína**), compuestos fenólicos totales (**CFT**) y actividad antioxidante (**AAox**), utilizando las metodologías descritas en el apartado VI.B.5.a, **VI.B.5.d** y **VI.B.5.e**, Además se cuantificaron saponinas.

### **a Saponinas**

Para la cuantificación de saponinas, se utilizó la metodología propuesta por Hiai (1976), mediante el uso de vainillina y HSo<sub>4</sub>, para la generación de grupos cromóforos en saponinas, los cuales son visibles en longitudes de onda alrededor de 455-460nm. Se pesaron 0.5 g de HQC y HQGO, se añadieron 10 mL de metanol acuso al 80% cada uno de los tubos y se colocaron en agitación mecánica en un agitador orbital durante 16h, se centrifugaron a (5000 rpm/10 min) y se recolecto el sobrenadante en tubos de vidrio. Al pellet obtenido se le volvió a adicionar 5 mL de metanol al 80% y mediante centrifugación (5000 rpm/10 min) y el sobrenadante se recolecto junto con el anterior.

Para la cuantificación de saponinas, a 200 µL de extracto se agregaron 50 µL de metanol 80% a temperatura ambiente. Los tubos se transfirieron a un baño maría de hielo, ahí se les adiciono 0.25 mL de reactivo de vainillina (1.6 g de vainillina en 20 mL de metanol absoluto, preparado justo antes de la determinación) y 2.5 L de ácido sulfúrico al 72% v/v (agregarlo lentamente, resbalando la solución por la pared de tubo) y agitando inmediatamente en vortex. La mezcla obtenida se calentó en un baño a 60°C 10 min. Se enfriaron los tubos en baño de hielo. Finalmente, se midio la absorbancia a 520 nm contra un blanco de reactivos.

Los valores de las absorbancias obtenidas para cada muestra se interpolaron en la curva de Diosgenina, para obtener microgramos de Diosgenina por cada mL y finalmente los resultados se expresaron en mg de Diosgenina por 100 g de muestra en base seca. Para el estándar de Diosgenina se pesaron 10 mg de Diosgenina en 4 mL de agua destilada. Se

añadieron 16 mL de metanol para obtener una concentración final de 0.5 mg/mL. Los cálculos se realizaron de la siguiente manera:

$$\text{mg eq Diosgenina/100g muestra} = \frac{[\mu\text{g/mL Diosgenina}][20 \text{ mL/peso muestra (g)}][1 \text{ mL} \times 100]}{1000 \mu\text{g}}$$

## **11 Perfil de ácidos grasos**

### **a Obtención de extractos**

El perfil de ácidos grasos se evaluó por cromatografía de gases según la metodología de Soto y col (2014) con algunas modificaciones. Se pesaron 3 g de muestra y se mezclaron con 15 mL de una solución de hexano:isopropanol (3:2), se colocaron en tubos de 50 mL los cuales fueron agitados durante una hora en un rotator, posteriormente se centrifugaron a 4000 rpm x 10 min y se recolectó el sobrenadante en tubos de 15 mL, el precipitado se volvió a resuspender en 15 mL de hexano:isopropanol (3:2) se volvió a agitar y centrifugar, se juntaron los dos sobrenadantes obtenidos y se agregaron 2.5 mL de KCL 0.75%, se centrifugo la mezcla a 3000 rpm x 1 min para clarificar el extracto y observar las dos fases, se recuperó la fase superior, para ser llevada a sequedad en un concentrador a una temperatura de 50°C (proteger la muestra de la luz

### **b Transesterificación**

Una vez obtenidas las muestras de grasa, se tomaron 0.1g (100µL) del extracto etéreo fueron mezcladas con 80 µL de KaOH (0.14 mg/mL de MeOH), posteriormente se aforo a un volumen de 1.5 mL en tubos de 2mL con MeOH, se sometió la muestra a ultrasonificación a una frecuencia de 60mHz por 20s (dependiendo del contenido de grasa), una vez sonicada se llevó a sequedad y posteriormente se resuspendió la muestra en 2 mL de hexano grado HPLC, se centrifugo a 5000 rpm x 5 min, se filtró la muestra (filtros de nylon 0.22 mm), se pasó el sobrenadante a un vial ámbar o inserto para su análisis cualitativo, el cual se llevó a cabo en un equipo de cromatografía de gases Agilent 6890N con espectrómetro de masas Agilent 5973, columna Omega Wax 250 Helio

como gas acarreador e inyector automático serie 7683. Las condiciones de operación fueron: volumen de inyección, 1  $\mu\text{L}$ ; flujo, 1  $\text{mL min}^{-1}$ ; temperatura de columna, 50°C a 270°C (10 min) con una tasa de calentamiento de 5°C  $\text{min}^{-1}$ , se inyectaron las muestras en el cromatógrafo de gases acoplado a masas (GC-MC) para su análisis.

## **12 Análisis estadístico**

Los resultados generados durante la evaluación de los productos (harinas, mezclas de harinas) obtenidos en condiciones óptimas de proceso, serán analizados utilizando un análisis de varianza (ANOVA) de una sola vía y prueba de rango múltiple de Tukey ( $p \leq 0.5$ ).

## VII RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### A. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS DE LAS SEMILLAS DE QUÍNOA

Las características físicas obtenidas de las semillas de quínoa (*Chenopodium quinoa* Willd) se muestran, en el **Cuadro 9**. Las dimensiones físicas indican los atributos de calidad de las semillas en razón del manejo y almacenamiento de las mismas. El largo (1.75 mm), ancho (1.83 mm) y grosor en (1.08 mm) permiten la clasificación de las semillas de quínoa estudiadas como semillas medianas, tomando en cuenta la clasificación de Repo-Carrasco y col (2008) que estableció 2.2-6.0 mm para semillas grandes, 1.8-2.1 mm para semillas mediana y menos de 1.8 mm para las pequeñas, y coinciden también con el criterio reportado por Vega-Gálvez y col (2010) con tamaño variable de 1.5-4.0 mm.

Respecto al peso de 1000 semillas de quínoa se obtuvo 2.56 g y el peso hectolítrico fue 73.33Kg/hL. Estos valores coinciden con los reportados por Vega-Gálvez y col (2010) y Calle-Sillo y col (2016). El peso hectolítrico es una medida indirecta de la densidad del grano, es considerado un indicador de la calidad del grano y depende de su acomodo en un espacio determinado. Demasiados espacios vacíos resultarán en un bajo peso hectolítrico. Las características físicas de los granos son indicadores de la calidad comercial, manejo y almacenamiento de los mismos (Williams y col,1983).

### B. OPTIMIZACIÓN DEL PROCESO DE GERMINACIÓN DE QUINOA

#### 1 MODELOS DE PREDICCIÓN PARA LA OPTIMIZACIÓN DE QUINOA

El diseño experimental y los valores obtenidos experimentalmente para contenido de proteínas (CP) % de proteínas, compuestos fenólicos (CFT) y actividad antioxidante (AAox), de la HQG se muestran en el **Cuadro 10**. Para el CP los valores variaron de 11.37% a 15.45% (bs) y para CFT de 112.70 a 239.76 EAG/100 g de muestra (bs) y para AAox de 9555.37 a 14109  $\mu\text{mol ET}/100$  g de muestra (bs), respectivamente. El análisis de varianza y los coeficientes de regresión de los modelos de predicción polinomiales de según-

**Cuadro 9.** Características físicas de semillas de quínoa

<b>Característica física</b>	<b>Tamaño</b>
DIMENSIONES: (mm) <sup>1</sup>	
Largo (mm)	1.75 ± 0.21
Ancho (mm)	1.83 ± 0.15
Grosor (mm)	1.08 ± 0.13
Peso de 1000 semillas (g) <sup>2</sup>	2.56 ± 0.05
Peso hectolítrico (kg/hL) <sup>3</sup>	73.33 ± 6.50

\*Datos expresados como media ± desviación estándar; <sup>1</sup>mm; <sup>2</sup>g;

<sup>3</sup>Kg/hL.

**Cuadro 10.** Diseño experimental<sup>1</sup> utilizado para obtener las diferentes combinaciones de temperatura/ tiempo de germinación (TG, tG) para producir harinas de quínoa germinadas. Resultados experimentales de las variables de respuesta.

Variables de Proceso			Variables de Respuesta		
Ensayo <sup>2</sup>	TG (°C)	tG (h)	CP <sup>3</sup>	CFT <sup>4</sup>	AAox <sup>5</sup>
1	22.20	22.54	12.5416	148.597	11753.0
2	32.80	22.54	15.3125	147.625	10082.2
3	22.20	73.46	12.9791	212.558	13929.8
4	32.80	73.46	15.4583	220.147	12100.7
5	20.00	48.00	11.375	155.598	12113.8
6	35.00	48.00	15.1667	189.547	10261.2
7	27.50	12.00	13.2708	112.709	9555.37
8	27.50	84.00	14.875	239.762	14228.5
9	27.50	48.00	13.5625	178.186	11869.8
10	27.50	48.00	14.875	163.448	11466.1
11	27.50	48.00	14.000	197.060	12196.4
12	27.50	48.00	14.2916	158.852	12058.7
13	27.50	48.00	14.2916	154.911	11929.5

<sup>1</sup>Diseño central compuesto rotatable con 2 factores y 5 niveles; 13 ensayos; <sup>2</sup>No corresponde al orden de procesamiento; <sup>3</sup>Contenido de proteína: % de muestra seca; <sup>4</sup>Compuestos fenólicos totales: mg ácido gálico (GAE)/100 g de muestra seca; <sup>5</sup> Actividad antioxidante:  $\mu$ mol equivalentes de Trolox (ET)/100 g de muestra seca.

do orden que muestra las relaciones entre las respuestas (CP, CFT, AAox) y las variables de proceso Temperatura de Germinación (TG), tiempo de Germinación (tG) se muestran en el **Cuadro 11**.

Los modelos de predicción utilizando variables sin codificar para cada una de las variables de respuesta fueron:

$$\mathbf{CP} = -3.29 + 0.97(TG) + 0.01(tG) - 0.01(TG)^2$$

$$\mathbf{CFT} = 68.60 + 1.49(TG) + 1.00(tG) + 6.11(TG)^2$$

$$\mathbf{AAox} = 5794.98 + 349.42(TG) + 59.96(tG) - 8.48(TG)^2$$

Los modelos de regresión explican 90.81, 89.74, y 98.68% de la variabilidad total en CP ( $p < 0.0001$ ), CFT ( $p < 0.0001$ ) y AAox ( $p < 0.001$ ), respectivamente (**Cuadro 11**). La falta de ajuste no fue significativa ( $p > 0.05$ ), y en la dispersión relativa de los puntos experimentales de las predicciones de los modelos (CV) fue  $< 10\%$ . Estos valores indican la adecuación y reproducibilidad del modelo. En la **Figura 6** se muestran los gráficos de contornos de los efectos de la Temperatura de Germinación y el tiempo de Germinación sobre el contenido en CP, CFT y AAox. En la **Figura 6A** y **6B** se puede observar que al incrementar la TG y tG los valores de CP y CFT aumentaron de 11.37 hasta 15.45% y 112.70 y 239.76 a 14109 mg EAG/100g bs y en la **Figura 6C** se observa que al incrementar el tiempo de germinación la AAox aumenta, los valores oscilaron de 9555.37 a 14109  $\mu\text{mol ET}/100\text{g bs}$  en las harinas de quínoa germinada (HQG).

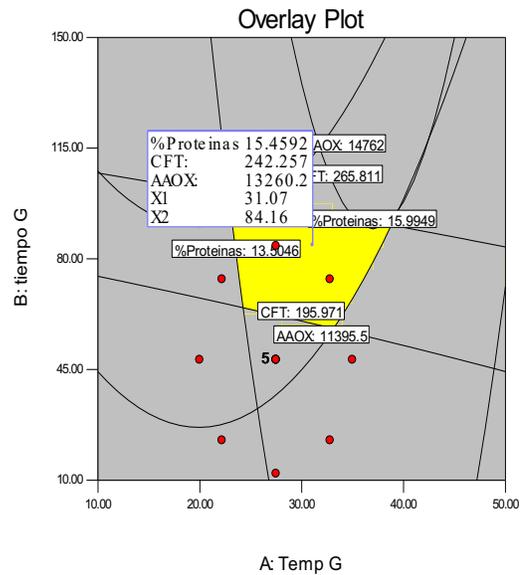
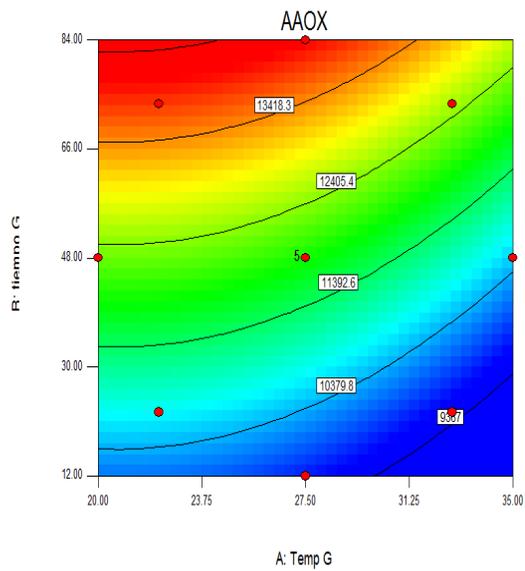
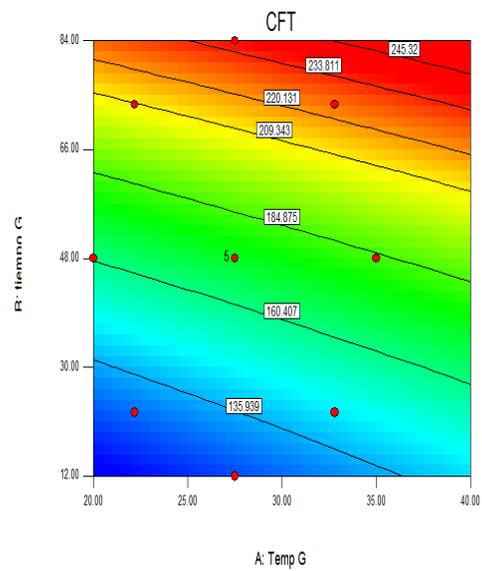
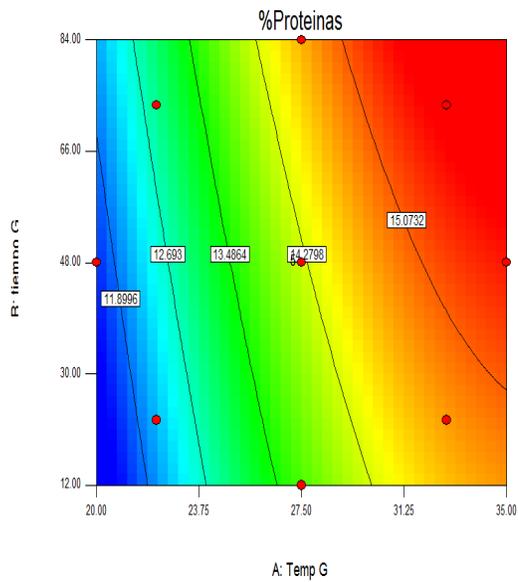
La **Figura 6D**, correspondiente a la superposición de trazado de contorno, fue utilizada para determinar la mejor combinación de variables de proceso para producir HQGO. El punto central de la región de optimización en la **Figura 6D** corresponde a la combinación óptima de las variables del bioproceso (TG= 31.04°C, tG= 84.16 h) para la producción de HQGO con valores máximos de CP, CFT, AAox. Los valores predichos para CP, CFT, AAox, utilizando las condiciones óptimas de germinación fueron: 15.45% (bs), 242.25 mg EAG/100 g muestra (bs) y 13260 .2  $\mu\text{mol ET}/100$  muestra (bs), respectivamente.

**Cuadro 11.** Coeficientes de regresión y análisis de varianza de modelos de segundo orden, muestran la relación entre las variables de respuesta ( $Y_k$ ) y variables de proceso (X)

<b>Coefficiente</b>	<b>(Y<sub>CP</sub>)</b>	<b>(Y<sub>CFT</sub>)</b>	<b>(Y<sub>AAox</sub>)</b>
Intercepto			
$\beta_0$	-3.29	68.60	5794.98
Lineal			
$\beta_1$	0.97***	1.49***	349.42***
$\beta_2$	0.01**	1.00 <sup>NS</sup>	59.96***
Cuadrático			
$\beta_{11}$	0.01**	1.00**	-8.48***
$\beta_{22}$	NS	6.11 <sup>NS</sup>	NS
P	<0.0001	<0.0001	<0.0001
R <sup>2</sup>	0.9081	0.8974	0.9868

\*Nivel de significancia  $P \leq 0.10$   
 \*\*\*Nivel de significancia  $P \leq 0.01$

\*\* Nivel de significancia  $P \leq 0.05$   
<sup>NS</sup> No Significativo  $\geq 0.10$



**Figura 6.** Gráficas de contorno muestran el efecto tiempo y temperatura de germinación en (A) % de Proteína, (B) CFT, (C) AAox y (D) Región óptima de combinación de variables de proceso (TG= Temperatura de germinación, tG= tiempo de germinación) para la producción de HQGO a través del proceso de germinación.

Se produjo HQGO utilizando las condiciones óptimas de las variables del proceso de germinación; los valores experimentales de CP, CFT y AAox de HQGO fueron similares a los predichos por los modelos Cuadro 11. Esto indica que las condiciones óptimas del proceso de germinación son apropiadas y reproducibles.

### **3 EFECTO DE LAS CONDICIONES DE GERMINACIÓN ÓPTIMA DE QUINOA SOBRE COMPOSICIÓN NUTRICIONAL Y PROPIEDADES NUTRACEÚTICAS**

La composición química en porcentaje de base seca (bs) de las harinas de quínoa cruda (HQC) y harinas de quínoa germinada optimizada (HQGO), se muestra en el **Cuadro 12**. Las condiciones óptimas del proceso de germinación fueron 31°C y 84 h, e indican un ligero incremento no significativo en el contenido de proteína cruda en base seca de **HQC** de 13.67% y 14.70% en la **HQGO**, respectivamente. Datos similares a los reportados en harinas de granos Andinos germinados (13.09%) comparados con los granos sin germinar (12.94%), presentaron un ligero incremento en el valor proteico (Bravo y col, 2013). Además, los resultados en semillas de quínoa se encuentran dentro de lo reportados por diferentes investigadores (12.2%-16.7%) (Brithany y col, 2015; Mota y col, 2016). El incremento del contenido de proteína puede atribuirse a la pérdida particularmente carbohidratos y lípidos (Perales-Sánchez y col 2014; Vilcacundo y Hernández-Ledesma, 2017),

El contenido de lípidos disminuyó significativamente de **HQC** con valores promedio de 5.23% a 4.41% en **HQGO**. El rango reportado en semillas de quínoa oscila entre 5.2% - 7.83% (Álvarez- Jubete y col, 2010; Vega- Gálvez y col, 2010; Bravo y col, 2013; Elsohaimy y col, 2017; Vilcacundo y Hernández-Ledesma, 2017) en germinados se reporta un valor de lípidos del 6.10% - 8.29% (Bravo y col, 2013). Las disminuciones de lípidos en germinados vs granos crudos son similares a lo reportado por Bravo y col, 2013, con valores promedio 7.83% en semillas sin germinar y 6.10% en germinados.

**Cuadro 12.** Composición química, contenido de fenólicos, actividad antioxidante, antinutricionales y Digestibilidad Proteínica *in vitro* de harinas de quínoa cruda y harina de quínoa germinada optimizada

<b>Propiedad</b>	<b>Harinas de quínoa</b>	
	<b>HQC</b>	<b>HQGO</b>
<b>Composición química</b> (%, bs) <sup>2</sup>		
Proteína	13.67 ± 0.47 <sup>a</sup>	14.70 ± 0.71 <sup>a</sup>
Lípidos	5.23 ± 0.32 <sup>a</sup>	4.41 ± 0.30 <sup>b</sup>
Cenizas	1.93 ± 0.09 <sup>a</sup>	1.97 ± 0.08 <sup>a</sup>
Carbohidratos	71.85 ± 0.71 <sup>b</sup>	78.27 ± 0.37 <sup>a</sup>
Fibra Total	8.74 ± 0.20 <sup>b</sup>	14.73 ± 0.11 <sup>a</sup>
Soluble	0.74 ± 0.07 <sup>b</sup>	1.43 ± 0.08 <sup>a</sup>
Insoluble	7.99 ± 0.32 <sup>b</sup>	13.30 ± 0.14 <sup>a</sup>
<b>Contenido de fenólicos</b> (mg EAG/100 g, bs) <sup>3</sup>		
Libres	70.25 ± 6.83 <sup>b</sup>	169.94 ± 7.62 <sup>a</sup>
Ligados	72.98 ± 3.53 <sup>b</sup>	102.71 ± 6.94 <sup>a</sup>
Totales	143.24 ± 5.18 <sup>b</sup>	272.65 ± 5.71 <sup>a</sup>
<b>Actividad Antioxidante</b> (μmol ET/100 g, bs) <sup>4</sup>		
<b>ABTS</b>		
Libres	6452.37 ± 243.03 <sup>a</sup>	7463.78 ± 104.57 <sup>a</sup>
Ligados	5083.03 ± 254.91 <sup>b</sup>	8332.79 ± 121.07 <sup>a</sup>
Totales	11535.41 ± 248.97 <sup>b</sup>	15796.57 ± 117.43 <sup>a</sup>
<b>Saponinas</b> (mg/100g, bs) <sup>5</sup>	261.13 ± 4.39 <sup>b</sup>	407.79 ± 41.13 <sup>a</sup>
<b>DPIV (%)</b> <sup>2</sup>	77.80 ± 0.16 <sup>a</sup>	74.10 ± 1.88 <sup>a</sup>

\*Datos expresados como media ± desviación estándar; <sup>1</sup>Las medidas se separaron por renglones, aplicando la prueba de rango múltiple de Tukey. Medias con la misma letra no son diferentes (p≤0.05); <sup>2</sup>% de muestra seca; <sup>3</sup>mg ácido gálico (GAE)/100 g de muestra seca; <sup>4</sup>μmol equivalentes de Trolox (ET)/100 g de muestra seca; <sup>5</sup>mg/100g de muestra seca.

Sin embargo, el decremento en el contenido de lípidos durante la germinación ha sido reportado en otras especies como amaranto, moringa y garbanzo (Perales-Sánchez y col, 2014; De la Mora-Servín, 2017; Domínguez-Arispuro, 2017). Basándonos en los resultados obtenidos en esta investigación, las necesidades energéticas durante la germinación de semillas de quínoa podrían haber sido proporcionadas principalmente por lípidos en lugar de carbohidratos, similar a lo ocurrido en otros trabajos de investigación, donde se utilizaron semillas con alto contenido de lípidos (De la Mora-Servín, 2017). La utilización de lípidos como fuente de energía en este tipo de semillas, es básicamente para iniciar el proceso de germinación o síntesis de ciertos componentes estructurales en las plántulas jóvenes. Este proceso metabólico es iniciado por lipasas, las cuales catalizan la hidrólisis de triglicéridos para liberar glicerol y ácidos grasos, en donde algunos de estos compuestos son oxidados en Acetil-CoA, para después ser transformados en carbohidratos simples que son transferidos al embrión en forma de sacarosa (Dawood y col, 2013).

El contenido de minerales no presentó diferencias significativas cuando el grano de quínoa fue germinado (1.93% en **HQC** vs 1.97% en **HQGO**). Se ha reportado en quínoa un alto contenido en minerales, los cuales corresponden a calcio, magnesio, fósforo, potasio y zinc (Repo-Carrasco y col, 2003; Vega-Gálvez y col, 2010; FAO, 2011; Navruz-Varli, 2016). En análisis proximales de quínoa g/100 g peso fresco se han reportado por diversos autores fluctuaciones de 2.7g a 3.8 g, valores superiores a los encontrados en este trabajo (Vega Gálvez y col, 2010; Álvarez- Jubete y col, 2010 y Vilcacundo y Hernández- Ledesma, 2017). El porcentaje de fibra dietaria soluble (1.43%), fibra dietaria insoluble (13.30%) y fibra dietaria total en las **HQGO** (14.73%) incrementó significativamente respecto a la fibra soluble (0.74%), fibra insoluble (7.99%) y fibra dietaria total (8.74%) de las **HQC**. En harina de semillas de quínoa se han reportado valores de fibra dietaria 7.0 a 11.7 g/100g (Vilcacundo y Hernández-Ledesma, 2017). De acuerdo con los trabajos de

Martin-Cabrejas y col (2003) en chícharo y los de Domínguez-Arispuro, (2017) en garbanzo, los germinados en condiciones óptimas mostraron valores de las fracciones soluble, insoluble y fibra dietaria total con aumentos significativos, comparados con el crudo. También se presentó diferencia significativa en el porcentaje de carbohidratos de **HQGO** (78.27%) vs **HQC** (71.85%), sin embargo, se ubican dentro de lo reportado por diversos autores (59.0 a 74.7 g/100g bs) (Vega Gálvez y col, 2010; Vilcacundo y Hernández-Ledesma, 2017).

El incremento en el contenido de fibra soluble podría deberse a que, durante el bioproceso de germinación, existe la biosíntesis de pared celular aumentando la producción de celulosa, hemicelulosa y polisacáridos pécticos (Martin-Cabrejas y col, 2003)

Diversos autores mencionan que el efecto de la germinación en semillas de quínoa utilizando variables de tiempo, temperatura, luz, obscuridad y remojo, incrementa la composición química en los germinados (Vega Gálvez y col, 2010; Mota y col, 2016; Paucar-Menacho y col, 2017; Vilcacundo y Hernández Ledesma, 2017). Los resultados encontrados en esta investigación utilizando condiciones óptimas, temperatura de germinación 31°C y tiempo de germinación 84 h en germinados de quínoa coinciden con los datos reportados en el incremento de la composición química en los germinados de quínoa.

Durante la hidrólisis enzimática, las proteínas se desdoblán, disocian, exponiendo regiones hidrofóbicas (Molina y col, 2001; Cui y col, 2013) por lo que, de esta manera, pueden ser fácilmente digeridas por enzimas digestivas, tales como pepsina y tripsina; mientras más pre-digerida se encuentre la proteína, más alta será la digestibilidad (Ghe y Zhang 1993; Cui y col, 2013).

El contenido de compuestos fenólicos libres, ligados y totales (expresado en mg EAG/100g bs) de la harina de quínoa cruda (**HQC**) y harina de quínoa germinada optimizada (**HQGO**) se presentan en el **Cuadro 12**.

Se observó un incremento significativo en fenólicos libres, ligados y totales (169.94, 102.71 y 272.65 mg EAG/100g) en la harina de quínoa germinada

optimizada **HQGO** comparados con la harina de quínoa cruda (70.25, 72.98 y 143.24 mg EAG/100g). En estudios realizados en germinados de diversas variedades de semillas de quínoa se ha reportado el contenido de fenólicos totales con valores promedio de 68.26 a 270.99 mg/ácido gálico/100g (Repo-Carrasco, 2008; Paucar-Menacho y col, 2017), los cuales son similares a los obtenidos en este trabajo de investigación. Al igual que en otros reportes, el proceso de germinación en condiciones óptimas de temperatura de germinación 31°C y tiempo de germinación 84h, demostró incrementos en el contenido de fenólicos libres, ligados y totales. Sin embargo, el incremento de fenólicos para cada variedad podría estar influenciada por el genotipo (variedad/cultivar), suelo, condiciones ambientales, nivel de madurez en cosecha, y condiciones de almacenamiento post-cosecha (Carciochi y col, 2014).

El incremento en el contenido de fenólicos totales durante la germinación de granos de quínoa ya ha sido reportado, cuando el grano es sometido a tiempos de germinación de 24h a 82h (Álvarez-Jubete y col, 2010; Carciochi y col, 2014; Paucar-Menacho, 2017). Los compuestos fenólicos caracterizados como antioxidantes naturales varían en concentración y composición durante el proceso de germinación, que de alguna manera podrían influir en la captación de radicales libres, esta es una de las razones por la cual la evaluación de la actividad antioxidante en extractos libres y ligados de harina de quínoa cruda y harina de quínoa germinada optimizada permitió conocer el grado de influencia del proceso de germinación en la actividad antioxidante.

En esta investigación se realizó la evaluación por el método ABTS mostrando un incremento en los fitoquímicos libres, ligados y totales en la harina de quínoa germinada optimizada (**HQGO**). Los valores obtenidos en esta última fueron 7463.78, 8332.79 y 15796  $\mu\text{mol ET}/100 \text{ g, bs}$  (**Cuadro 12**). Diversos autores en sus investigaciones en diferentes variedades de quínoa han mostrado que la actividad antioxidante incrementa durante el proceso de germinación (Repo-Carrasco y Encina-Zelada, 2008; Pasko y col, 2009;

Álvarez-Jubete y col, 2010; Carciochi y col, 2010). Los resultados obtenidos en este estudio concuerdan con lo reportado por Paucar-Menacho y col. (2017), donde los germinados evaluados mostraron incrementos en un 30% en la actividad antioxidante.

Las saponinas son sustancias presentes en altas concentraciones en las paredes externas de los granos de diversas especies vegetales, en el caso de la quínoa las encontramos en altas concentraciones en las paredes externas del grano, y son responsables del sabor amargo del mismo, en los germinados y en la planta completa su presencia se ha constatado en hojas, raíces, tallos, flores, frutos. Por su solubilidad en el agua y metanol se puede clasificar las variedades de quínoa como dulces (<0.11%) o amargas (>0.11%), además se conoce que parcialmente reducen el valor nutritivo de los granos y otras partes de la planta (Maradini y col. 2015; Ahumada y col, 2016).

Los resultados de este estudio reportados en el **Cuadro 12**, muestran valores en harina de quínoa cruda 261.13 mg/100 g base seca y de 407.79 mg/100 g base seca en harina de quínoa germinada optimizada. Resultados acordes con investigaciones previas en soya y garbanzo, mostraron que, durante el proceso de germinación en condiciones optimizadas, se observó un incremento significativo para el contenido de saponinas.

La digestibilidad proteínica *in vitro* ((DPIV) (**Cuadro 12**) de las harinas de quínoa cruda **HQC** (77.80%) y en harina de quínoa germinada optimizada **HQGO** (74.10%) coinciden con lo reportado por Elsohaimy y col (2015), en aislado de proteína de quínoa (78.37%). Los resultados concuerdan con estudios que mostraron DPIV para cuatro variedades de quínoa que estuvo entre 75.3% y 85.95% (Repo-Carrasco y col, 2011; Quiroz-Méndez y col, 2016).

La calidad de la proteína cuando se procesa bajo condiciones que no dañan la biodisponibilidad de aminoácidos esenciales, no es negativamente afectada más bien es ligeramente mejorada debido a un incremento en la digestibilidad (Bressani,1994 y Álvarez-Jubete y col, 2010).

#### **4 PROPIEDADES FISICOQUÍMICAS Y FUNCIONALES DE HARINA DE QUÍNOA CRUDA HQC Y HARINA DE QUÍNOA GERMINADA OPTIMIZADA HQGO.**

La comparación de las harinas de quínoa cruda y germinada optimizada en razón de sus características fisicoquímicas se muestra en el **Cuadro 13**. Los valores de luminosidad fueron significativos ( $p \leq 0.001$ ) con un valor de 82.22 en la harina de quínoa cruda sobre la harina de quínoa germinada optimizada 72.24. Las harinas de quínoa cruda y germinada optimizada presentaron valores de diferencia total en color ( $\Delta E$ ) de 16.83 y 28.63, respectivamente, valores altos de  $\Delta E$  significan harinas más oscuras. Sánchez-Osuna y col, (2018) reportaron una disminución del valor L y un incremento  $\Delta E$  en germinados de chíya y amaranto, datos que concuerdan con los resultados obtenidos en esta investigación.

La actividad de agua de las harinas de quínoa cruda y quínoa germinada optimizada mostraron valores promedio de 0.43 y 0.13, valores que representan disminución en el desarrollo de la actividad enzimática y los microorganismos no se multiplican, ya que las moléculas de agua presentan una movilidad restringida (Braverman y Berk, 1980). Además, la actividad de agua indica la cantidad de agua disponible para que ocurran las reacciones metabólicas, por lo tanto, al disminuir los valores, ocurrirán menos reacciones que deterioren la harina de quínoa, lo que significa una mayor vida de anaquel.

El índice de absorción de agua (IAA) de las harinas de quínoa cruda y germinada optimizada, fueron de 1.28 g de gel/ g de muestra seca y 2.43 g de gel/ g de muestra seca, respectivamente (**Cuadro 13**). Tovar-Hernández y col (2017) observaron un IAA de 2.52 g gel/ g muestra seca y 2.58 g gel/ g muestra seca para harinas de quínoa cruda y germinada. El IAA está estrechamente relacionado con las propiedades de los biopolímeros que constituyen este tipo de granos (almidón y proteína) y proporcionan viscosidad a los alimentos (Ogungbenle 2003; Ugrozov y col, 2007; 2008).

**Cuadro 13.** Características fisicoquímicas y funcionales de harinas de quínoa cruda HQC y harina de quínoa germinada optimizada HQGO

Propiedad	Harinas	
	HQC	HQGO
Diferencia total de color ( $\Delta E$ )	16.83 $\pm$ 0.89 <sup>b</sup>	28.63 $\pm$ 0.79 <sup>a</sup>
Valor Hunter "L"	82.22 $\pm$ 2.86 <sup>a</sup>	72.24 $\pm$ 0.89 <sup>b</sup>
Actividad acuosa ( $A_w$ )	0.43 $\pm$ 0.00 <sup>a</sup>	0.13 $\pm$ 0.01 <sup>b</sup>
pH	6.64 $\pm$ 0.04 <sup>a</sup>	5.25 $\pm$ 0.02 <sup>b</sup>
<b>Características Funcionales</b>		
Índice de absorción de agua (IAA) <sup>2</sup>	1.28 $\pm$ 0.01 <sup>b</sup>	2.43 $\pm$ 0.15 <sup>a</sup>
Índice de solubilidad en agua (ISA) <sup>3</sup>	14.73 $\pm$ 0.04 <sup>b</sup>	19.98 $\pm$ 1.00 <sup>a</sup>
Índice de absorción en aceite <sup>4</sup>	0.73 $\pm$ 0.05 <sup>a</sup>	0.59 $\pm$ 0.00 <sup>b</sup>
Índice de solubilidad de proteína	12.80 $\pm$ 0.00 <sup>b</sup>	17.84 $\pm$ 0.00 <sup>a</sup>
Capacidad de emulsión (%)	58.38 $\pm$ 5.11 <sup>a</sup>	61.64 $\pm$ 2.20 <sup>a</sup>
Capacidad de espuma (%)	9.31 $\pm$ 0.10 <sup>a</sup>	7.98 $\pm$ 0.45 <sup>b</sup>
Estabilidad de espuma (%)	8.39 $\pm$ 0.10 <sup>a</sup>	5.22 $\pm$ 0.66 <sup>b</sup>
Dispersabilidad (%)	75 $\pm$ 5 <sup>a</sup>	35.22 $\pm$ 2.71 <sup>b</sup>

\*Datos expresados como media  $\pm$  desviación estándar; <sup>1</sup>Las medidas se separaron por renglones, aplicando la prueba de rango múltiple de Tukey. Medias con la misma letra no son diferentes ( $p \leq 0.05$ ); <sup>2</sup>g gel/g de muestra seca; <sup>3</sup>g de sólidos/100 g de muestra seca; <sup>4</sup>ml de aceite absorbidos/ g de muestra seca.

Las harinas de quínoa cruda y germinado optimizado, presentaron valores de índice de solubilidad en agua (ISA) de 14.73 g de sólidos/ 100 g de muestra seca y 19.98 g de sólidos/ 100 g de muestra seca, respectivamente (**Cuadro 13**). Tovar-Hernández y col (2017) reportaron un valor 5.87 g de sólidos/ g de muestra de ISA, para harina de quínoa cruda y 5.58 g de sólidos/ g de muestra, valor menor al encontrado en el presente estudio. El índice de absorción de aceite de las harinas de quínoa cruda y germinada optimizada fue de 0.73 mL de aceite/ g de muestra y 0.59 mL de aceite/ g de muestra, respectivamente lo que nos indica que las harinas de quínoa crudas y germinadas son de característica insípidas (Ogungbenle, 2003). Luckana y col, (2013) reportan un valor de 6.29 mL de aceite/ g de muestra en harinas crudas y 5.86 mL de aceite/ g de muestra en harinas germinadas de frijol. Datos que concuerdan con los obtenidos en esta investigación. La habilidad de los productos alimenticios para captar aceite es una cualidad importante, debido a que mejora la retención de sabor y aroma, además de proporcionar una mayor sensación gustativa en algunos tipos de alimentos (Kinsella, 1976). El índice de solubilidad de proteína de las harinas de quínoa cruda y germinada optimizada, presentaron valores de 12.80 g de sólidos/ 100 g de muestra seca y 17.84 g de sólidos/ 100 g de muestra seca, respectivamente (**Cuadro 13**).

Las harinas de quínoa cruda y germinada optimizada mostraron valores de dispersabilidad de 75% y 35%, respectivamente (**Cuadro 13**). Argüelles-López, (2012) reportó una dispersabilidad de 34.25 % en harinas de frijol azufrado, dato que concuerda con los obtenidos en esta investigación. Una dispersabilidad de 100% sugiere que las partículas de la harina permanecen suspendidas en el agua, característica importante para la formulación de algunos productos alimenticios, como bebidas. El cambio en esta propiedad se puede atribuir a una mayor interacción de las partículas de las harinas germinadas con el agua, y a un descenso en su densidad; o tal vez a la disminución en la proporción de almidón, ya que éste no es soluble en agua fría. El valor de dispersabilidad se ha correlacionado, de manera indirecta, al

grado de desnaturalización de las proteínas de un alimento procesado; un valor de dispersabilidad alto indica una menor desnaturalización de las proteínas (Visser y Thomas, 1987). Los resultados obtenidos en el presente trabajo, indica que el proceso de germinación no provoca la desnaturalización de las proteínas ya que presentó un 35% de dispersabilidad de las harinas.

## **5 EFECTO DEL PROCESO DE GERMINACIÓN ÓPTIMO SOBRE EL PERFIL DE LÍPIDOS DE QUÍNOA.**

El contenido de ácidos grasos en las harinas de quínoa cruda HQC y harina de quínoa germinada optimizada HQGO, se muestra en el (**Cuadro 14**), obteniéndose para ácido palmítico en HQC un valor de 5.51% bs y 1.43% bs en HQGO, en ácido oleico 15.76% bs en HQC y 6.02% bs en HQGO, en ácido linoleico 12.53% bs en HQC y 12.48% bs en HQGO y en Hexametil-tetracosahexano 67.92% bs en HQC y 84.07% bs en HQGO. Se presentaron valores significativos en HQC respecto a HQGO en palmítico, oleico y en Hexametil-tetracosahexano, en linoleico no presento diferencia significativa. Repo-Carrasco y col (2003) y Bressani, (2006), presentan en sus investigaciones que el proceso de germinación disminuye el contenido de ácidos grasos. Asimismo, Park y Morita (2004), evaluaron los cambios en la composición de los ácidos grasos durante la germinación de quínoa.

Como resultado de esta investigación se encontró que el contenido de lípidos libres disminuye un 66%, sin embargo, los lípidos ligados y totales aumentaron un 100% y 5% respectivamente. Además, se encontró que los ácidos grasos insaturados linoleico, oleico, linolénico, y saturados como palmítico y esteárico, fueron los predominantes, lo cual coincide con este estudio. Esto puede deberse a que durante el proceso de germinación las necesidades energéticas de las semillas inician utilizando los lípidos como fuentes de energía, básicamente para iniciar el proceso de germinación o síntesis de ciertos componentes estructurales en las plántulas jóvenes.

**Cuadro 14.** Contenido de ácidos grasos en harina de quínoa cruda HQC y harina de quínoa germinada optimizada HQGO

Ácidos grasos	Contenido de ácidos grasos (%bs)	
	HQC	HQGO
Palmítico (C16)	5.51 ± 2.68 <sup>a</sup>	1.43 ± 0.28 <sup>b</sup>
Oleico (C18:1)	15.76 ± 6.16 <sup>a</sup>	6.02 ± 5.29 <sup>b</sup>
Linoleico (C18:2)	12.53 ± 9.72 <sup>a</sup>	12.48 ± 1.27 <sup>a</sup>
Hexametil-tetracosahexano (C30 H50)	67.92 ± 3.43 <sup>b</sup>	84.07 ± 4.37 <sup>a</sup>

\*Datos expresados como media ± desviación estándar; <sup>1</sup>Las medidas se separaron por renglones, aplicando la prueba de rango múltiple de Tukey. Medias con la misma letra no son diferentes ( $p \leq 0.05$ )

Este proceso metabólico es iniciado por lipasas, las cuales catalizan la hidrólisis de triglicéridos para liberar gliceroles y ácidos grasos libres los cuales son rápidamente metabolizados para la re-síntesis de ácidos grasos ligados que forman parte de la estructura de las membranas en las primeras etapas de la germinación. Por otra parte, algunos de estos compuestos son oxidados en Acetil-CoA, para después ser transformados en carbohidratos simples que son transferidos al embrión en forma de sacarosa (Dawood y col, 2013) y (Park y Morita, 2004).

La germinación de semillas de quínoa en condiciones óptimas de temperatura 31°C y tiempo de germinación 84h es un proceso efectivo que puede ser utilizado para la elaboración de harinas con potencial antioxidante, así como fuente de proteínas, carbohidratos, minerales, fibra, ácidos grasos y posee propiedades funcionales para elaboración de alimentos básicos para la humanidad.

## VIII CONCLUSIONES

1) Se obtuvieron modelos matemáticos de predicción adecuados y reproducibles ( $p < 0.005$ ,  $R^2$  ajustada  $> 0.80$ ,  $p$  falta de ajuste  $> 0.05$  y  $CV < 10\%$ ), para cada una de las variables estudiadas (CP, CFT y AAox).

2) Se encontró la mejor combinación de variables del proceso de germinación para la producción de HQGO con valores altos de %CP (14.70% bs), CFT (272.65 mg EAG/100g, bs) y AAox (ABTS= 22682.05  $\mu\text{mol ET}/100\text{ g}$ , bs) fue  $TG = 31^\circ\text{C}$  y  $tG = 84\text{ h}$ .

3) Los datos experimentales obtenidos para cada una de las variables de respuesta estudiadas fueron similares a los predichos arrojados por los modelos de predicción.

4) El tiempo de germinación de quínoa incrementa el contenido fenólico ligados, generando un incremento en fenólicos totales. Asimismo, se incrementa la actividad antioxidante. Sin embargo, este bioproceso no cambia la DPIV.

5) El proceso de germinación disminuye el contenido de los ácidos grasos palmítico y oleico, mientras que el ácido graso linoleico se mantiene.

6) Los contenidos de FDS, FDI y FDT se incrementaron en 93%, 66% y 90%, respectivamente, después de 84 h de germinación a  $31^\circ\text{C}$ .

7) La germinación es un bioproceso efectivo que puede ser utilizado para la elaboración de harinas con potencial antioxidante para la elaboración de alimentos funcionales.

## IX BIBLIOGRAFIA

- AACC. (1995).** Approved methods of the american association of cereal chemists.9<sup>a</sup> edition. St. Paul, Minnesota, EUA.
- Abugoch-James, L. E. (2009).** Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): Composition, chemistry, nutritional, and functional properties. *Advances in Food and Nutrition Research* 58:1-31.
- Adom, K.F. & Liu, R.H. (2002).** Antioxidant activity of grains. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 50:6182-6187.
- Adom, K.K., Sorrells, M. & Liu, R.H. (2005).** Phytochemicals and antioxidant activity of milled fractions of different wheat varieties. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 53:2297-2306.
- Ahamed, N.T., Singhal, R. S., Kulkarni, P.R. & Monhinder, A. (1998).** Lesser-Known grain, *Chenopodium quinoa*: Review of the chemical composition of its edible parts. *Food Nutrition Bull* 19:61-70.
- Alvarez-Jubete, L., Arendt, E.K. & Gallagher, E. (2010a).** Nutritive value and chemical composition of pseudocereals as gluten-free ingredients. *International Journal. Food Science Nutrition* 60:240-257.
- Alvarez-Jubete, L., Wijngaard, M., Arendt, E.K. & Gallagher, E. (2010b).** Poliphenol composition and *in vitro* antioxidant activity of amaranth, quinoa, buckwheat and wheat as affected by sprouting and baking. *Food Chemistry* 119:770-778.
- Anderson, R.A., Conway, H.F., Pfeifer, V.F. & Griffin, E. (1969).** Gelatinisation of corn grits by roll and extrusion cooking. *Cereal Science Today* 14:4-7, 11-12.
- AOAC. (1999).** Official methods of analysis 16<sup>o</sup> Edition. Association of Official Analytical Chemists, Washington, D.C, USA.
- Adom, K.F. & Liu, R.H. (2002).** Antioxidant activity of grains. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 50:6182-6187.

- Adom, K.K., Sorrells, M. & Liu, R.H. (2005).** Phytochemicals and antioxidant activity of milled fractions of different wheat varieties. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 53:2297-2306.
- Ahamed, N.T., Singhal, R.S., Kulkarni, P.R. & Monhinder, A. (1998).** Lesser-Known grain, *Chenopodium quinoa*: review of the chemical composition of its edible parts. *Food Nutrition Bull* 19:61-70.
- Aroni, J.C., Aroni, G., Quispe, R. & Bonifacio, A. (2003).** Catálogo de quinua real. Fundación PROINPA. SIBTA – SINARGEAA. Fundación Altiplano. Fundación Mcknight. COSUDE. La Paz. 51p.
- Argüelles-López, O. D. (2012).** Mezcla de harinas de maíz (*Zea mays* L) y frijol (*Phaseolus vulgaris* L). Integrales extrudidos de alta capacidad antioxidante para la producción de una bebida nutracéutica. Optimización de las variables del proceso de extrusión. Tesis Licenciatura, Facultad Ciencias Químico Biológicas, Universidad Autónoma de Sinaloa.
- Ayala, G., Ortega, L. & Morón, C. (2004).** Valor nutritivo y usos de la quinua. In: A. Mujica, S. Jacobsen, J. Izquierdo & Marathe, J.P. (eds). *Quinoa: Ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro*. FAO. UNA. CIP. Santiago, Chile. 215-253.
- Bhargava, A., Shukla, S. & Ohri, D. (2006).** *Chenopodium quinoa*: An Indian perspective. *Industrial Crops and Products* 23:73–87.
- Brady, K., Ho, C., Rosen, R., Sang, S & Karwe, M. (2007).** Effects of processing on the nutraceutical profile of quinoa. *Food Chemistry* 100:1209–1216.
- Bradford, K.J. (1990).** A water relations analysis of seed germination rates. *Plant Physiology* 94: 840.
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M.E. & Berset, C. (1995).** Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *Food Science and Technology* 28:25-30.

- Braverman, J.B.S. y Berk, Z. (1980).** Introducción a la Bioquímica de Alimentos. Editorial El Manual Moderno. México 302p.
- Bazile, D., Fuentes, F.& Mujica, A. (2013).** Historical perspectives and domestication. In: Quinoa: Botany, Production and Uses, Bhargava, A. and Srivastava, S. (Eds.). CPI Group (UK) Ltd. 16-35.
- Bertero, H.D., De La Vega, A.J., Correa, G., Jacobsen, S.E. & Mujica, A. (2004).** Genotype and genotype-by-environment interaction effects for grain yield and grain size of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) as revealed by pattern analysis of international multi-environment trials. Field Crops Research 89:299–318.
- Berti, C., Riso, P., Monti, L., & Porrini, M. (2004).** In vitro starch digestibility and in vivo glucose response of gluten-free foods and their gluten counterparts. European Journal of Nutrition 43:198–204.
- Bigliardi, B. & Galati, F. (2013).** Innovation trends in the food Industry, the case of functional foods. Trends in food science & Technology 31:118-129.
- Botero-Omary, M., Fong, Ch., Rothschild, J. & Finney, P. (2012).** Effects of germination on the nutritional profile of gluten-free cereals and pseudocereales: A review. Cereal Chemistry 89:1-14.
- Bressani, R. (2006).** Estudios sobre la industrialization del grano de amaranto, caracterización química y nutricional de productos intermedios y finales del procesamiento. CONICYT. 53p.
- CAF, CID, & CLACDS INCAE. (2001).** Caracterización y análisis de la competitividad de la quinua en Bolivia. Proyecto Andino de Competitividad, La Paz.
- Canella, M. (1978).** Whipping properties of sunflower protein dispersions. Food Science and Technology-Lebensmittel-Wissenschaft & Technology 11:259-263.

- Cao, G., Alessio, H.M. & Cutler, R.G. (1993).** Oxygen-radical absorbance capacity assay for antioxidants free radical. *Biology and Medicine* 14:303-311.
- Cao, G., Verdon, C.P., Wu, A.H.B., Wang, H. & Prior, R.L. (1995).** Automated assay of oxygen radical absorbance capacity with the COBASFARA II. *Clinical Chemistry* 41:1738-1744.
- Carciochi, R.A., Manrique, G.D. & Dimitrov, K. (2014a).** Changes in phenolic composition and antioxidant activity during germination of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd). *International Food Research Journal* 21: 767-773.
- Carciochi, R.A., Manrique, G.D. & Dimitrov, K. (2014b).** Optimization of antioxidant phenolic compounds extraction from quinoa (*Chenopodium quinoa*) seeds. *Food Science & Nutrition* 3:242-251.
- CARE, Perú (2012).** Manual de fertilización y nutrición de la quinua. Primera edición. Lima Perú. Disponible en <http://www.care.org.pe/wp-content/uploads/2015/06/Manual-de-Fertilizacion-de-La-Quinua.pdf>. (Consulta: Agosto 12, 2017).
- Chavan, J.K., & Kadam, S.S. (1989).** Nutritional improvement of cereals by sprouting. *Critical Review in Food Science and Nutrition* 28:401
- Colmenares de Ruiz, A.S., Bressani, R. (1990).** Effect of germination on the chemical composition and nutritive value of amaranth Grain. *Cereal Chemistry* 67:519- 522.
- Cuevas-Rodríguez, E.O., Valdez-Ortiz, A. & Gutiérrez-Dorado, R. (2014).** Increasing the antioxidant activity, total phenolic and flavonoid contents by optimization the germination conditions of amaranth seeds. *Plant Foods for Human Nutrition* 69:196-202.
- Cronquist, A. (1995).** *Botánica Básica*. Cuarta reimpression. México D.F.
- Dawood, M.G., Sadak, M.Sh., Reyad, B.Y., El-Sayed, A.S.M. & El-Gayar, S.H. (2013).** Changes in chemical composition during germination of

some canola varieties changes in oil content and fatty acid composition. Science Agriculture 2:77-82.

**Dell'Aquila, A., Bewley, J.D. (1989).** Protein synthesis in the axes of polyethylene glycol treated pea seed and during subsequent germination. Journal of Experimental Botany 40:1001-1007.

**Dell'Aquila, A., Spada, P. (1992).** Regulation of protein synthesis in germinating wheat embryos under polyethylene glycol and salt stress. Seed Science Research 2:75-80.

**Del Castillo, C., Winkel, T., Mahy, G. & Bizoux, J.P. (2007).** Genetic structure of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) from the Bolivian altiplano as revealed by RAPD markers. Genetic Resource Crop Evolution 54:897-905.

**Dewanto, V., Wu, X., Liu, R.H. (2002).** Processed sweet corn has higher antioxidant activity. Journal of Agricultural and Food Chemistry 50:4959-4964.

**Dini, A., Rastrelli, L., Saturnino, P. & Schettino, O. (1992).** A compositional study of *Chenopodium quinoa* seeds. Nahrung 36:400-404.

**Dini, I., Tenore, G.D. & Dini, A. (2004).** Phenolic constituents of kancolla seeds. Food Chemistry 84:163-168.

**Dini, I., Tenore, G.D. & Dini, A. (2005).** Nutritional and antinutritional composition of kancolla seeds: an interesting and underexploited andine food plant. Food Chemistry 92:125-132.

**Dini, I., Tenore, G.C. & Dini, A. (2010).** Antioxidant compound contents and antioxidant activity before and after cooking in sweet and bitter *Chenopodium quinoa* seeds. Food Science and Technology 43:447-451.

**Dizes, J. & A. Bonifacio. (1992).** Estudio en microscopía electrónica de la morfología de los órganos de la quínoa (*Chenopodium quinoa* W.) y de la cañahua (*Chenopodium pallidicaule* A.) en relación con la resistencia a la sequía. En: D. Morales y J. Vacher (eds.). Actas del VII Congreso

Internacional sobre Cultivos Andinos. La Paz, Bolivia. 4-8 de julio de 1991. 69-74.

**Drzewiecki, J., Delgado-Licon, E., Haruenkit, R., Pawelzik, E., Martin-Belloso, O., Park, Y.-S., et al. (2003).** Identification and differences of total proteins and their soluble fractions in some pseudocereales based on electrophoretic patterns. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51:7798-7804.

**Domínguez-Arispuro, D.M., Cuevas-Rodriguez, E.O., Milan-Carrillo, J., León-López, L., Gutierrez-Dorado, R. & Reyes-Moreno, C. (2017).** Optimal germination condition impacts on the antioxidant activity and phenolic acids profile in pigmented desi chickpea Desi (*cicer arietinum* L.) seeds. *Journal of Food Science and Technology* 55:638-647.

**Duffus, C.M., Slaughter, J.C. (1980).** Seeds and their uses. In: John Wiley and Sons (ed). New York, New York. 1-154 pp.

**Ecocropdatabase/FAO,** revisado 18 de septiembre del 2016. <http://ecocrop.fao.org/ecocrop/srv/en/dataSheet?id=2509>

**Elsohaimy, S.A., Reafaay, T.M. & Zaytoun, M.A.M. (2015).** Physicochemical and functional properties of quinoa protein isolate. *Annals of Agricultural Sciences* 60:297-305.

**Elmalik, M., Klopfenstein, C., Hoseney, R.C, Bates, L.S. (1986).** Effects of germination on the nutritional quality of sorghum grain with contrasting kernel characteristics. *Nutrition Reports International* 34:941.

**FAO. (2011).** La Quínoa, cultivo milenario para contribuir a la seguridad alimentaria mundial. FAO Oficina Regional para América Latina y el Caribe. 58p.

**FAO/WHO. (1991).** Protein quality evaluation, Food and Agricultural Organization of the United Nations/World Health Organization. Roma, Italy. 66pp.

**FAO/WHO/UNU, (1985).** Food and Agriculture Organization of the United States/World Health Organization/United Nations University, *Energy*

*and protein requirements*. Report of a joint FAO/WHO/UNU meeting. World Health Organization, Geneva

- Figueroa-Cárdena, J.D. (1985)**. Métodos para evaluar la calidad maltera en cebada. Secretaria de Agricultura y Recursos Hidráulicos. INIA. México, D.F. 1-115p
- Fincher, G.B. (1989)**. Molecular and cellular biology associated with endosperm mobilization in germinating cereal grains. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology* 40:305-346.
- Fuentes, F., Maughan, J. & Jellen, E. (2009)**. Diversidad genética y recursos genéticos para el mejoramiento de la quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Revista Geográfica de Valparaíso* N°42/2009. ISSN 0716 – 1905. 20-33.
- Gandarillas, H. (1968a)**. Caracteres botánicos más importantes para la clasificación de la quinoa. En: Universidad Nacional Técnica del Altiplano (ed). *Anales de la Primera convención de Quenopodiáceas quinoa - cañahua*. Puno, Perú. 41-49.
- Garciarrubio, A., Legaria, J.P. & Covarrubias, A. (1997)**. Abscisic acid inhibits germination of mature *Arabidopsis* seeds by limiting the availability of energy and nutrients. *Planta* 203:182-187.
- Ghorpade, V.M., Kadam, S.S. (1989)**. Germination. In: *CRC handbook of world food legumes: Nutritional, Chemistry, Processing Technology, and Utilization*. Salunkhe, D.K. & Kadam, S.S. 3:165-176. CRC Press, Inc. Boca Raton, FL.
- Gleennie, C.W., Harris J, Leberberg, N.V.D.W. (1983)**. Endosperm modification in germinating sorghum grain. *Cereal Chemistry* 60:27.
- González-Castañeda, J., Arroyo-Torres, I.L., Borondanenko, A., Carballo-Monsivais C.A. (2005)**. Efecto de la época de cosecha en las características físicas, químicas y funcionales del amaranto (*Amaranthus hypochondriacus*). VII Congreso Nacional de Ciencia de

los Alimentos y III Foro de Ciencia y Tecnología de Alimentos. Guanajuato. Guanajuato. 95-102.

- Graf, B.L., Rojas Silva, P., Rojo, L.E., De la Torre Herrera, J., Balderón, M.E. & Raskin, I. (2015).** Innovation in health value and functional food development of quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.). Comprehensive Review. Food Science and Food Safety 14:431-445.
- Gawlik-Dziki, U., Swieca, M., Sułkowski, M., Dziki, D., Baraniak, B., & Czy, J. (2013).** Antioxidant and anticancer activities of *Chenopodium quinoa* leaves extracts *In vitro* study. Food and Chemical Toxicology 57:154-160.
- Giusti, K. (1970).** El género *Chenopodium* en la Argentina. I. Número de cromosomas. Darwiniana 16:98-105.
- Gómez-Ortiz, S. (1982).** Cambios en la concentración de lisina durante la germinación del amaranto. [Tesis de Licenciatura]. ENCB-IPN. México, D.F.
- González, J.A., Roldán, A., Gallardo, M., Escudero, T. & Prado, F.E. (1989).** Quantitative determinations of chemical compounds with nutritional value from inca crops: *Chenopodium quinoa* ('quinoa'). Plant Foods of Human Nutrition 39:331–337.
- Godfray, H.CH.J., Beddington, J.R., Crute, I.R., Haddad, L., Lawrence, D., Muir, J.F., Pretty, J., Robinson, S., Thomas, S.M. & Toulmin, C. (2010).** The challenge of feeding 9 billion people. Food Science Security 327:812-818.
- Gutiérrez-Dorado, R., Cárdenas-Valenzuela, O., Alarcón-Valdez, C., Garzón-Tizano, J., Milán-Carrillo, J., Armienta-Aldana, E. & Reyes-Moreno, C. (2008).** Alimento para niños preparado con harina de maíz de calidad proteínica y garbanzo extruidos. Interciencia 33:868-874.
- Hauffman, V.L., Lee, C.K. & Burns, E.E. (1975).** Selected functional properties of sunflower meal (*Heliantusanhus*). Journal of Food Science 40:70-74.

- Hirose, Y., Fujita, T., Ishii, T. & Ueno, N. (2010).** Antioxidative properties and flavonoid composition of *Chenopodium quinoa* seeds cultivated in Japan. Food Chemistry 119:1300-1306.
- Hsu, H.W., Vavak, D.L., Satterlee, L.D. & Miller, G.A. (1977).** A multienzyme technique for estimating protein digestibility. Journal of Food Science 42:1269-73.
- Instituto Boliviano de Comercio Exterior. (2010).** Perfil de mercado de la quinua grano nativo de los andes. Comercio Exterior 183:3-8.
- Improta, F. & Kellems, R.O. (2001).** Comparison of raw, washed and polished quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) to wheat, sorghum or maize based diets on growth and survival of broiler chicks. Livestock Research for Rural Development 13:1-10.
- Isaza Correa, J., Vasco-Gutiérrez, C., & Velásquez-López, M. (2014)** Arginina y cancer: implicaciones en la regulación de la Respuesta antitumoral. Latreja 27: 63-72.
- Jacobsen, S. & Stolen, O. (1993).** Quinoa - Morphology, phenology and prospects for its production as a new crop in Europe. Europe. Journal. Agronomy. 2:19-29.
- Jacobsen, S. E. & Sherwood, S. (2002).** Cultivo de granos andinos en Ecuador. Informe sobre los rubros de quinua, chocho y amaranto. CIP y FAO Global IPM Facility. Editorial Abya Yala. Quito, Ecuador.
- Jan, R., Saxena, D.C. & Singh, S. (2016).** Analysing the effect of optimization conditions of germination on the antioxidant activity, total phenolic and antinutritional factors of *Chenopodium album*. Food Measure, Springer Science-Business Media, New York.
- Jancurová, M., Minarovicová, L. & Dandar, A. (2009).** Quinoa –review. Czech Journal Food Science 27:71-79.
- Jaya TV, Venkataraman LV. (1981).** Changes in the carbohydrate constituents of chickpea and green gram during germination. Food Chemistry 7:95.

- Kabirullah, M. & Wills, R.B.H. (1983).** Characterization of sunflower protein. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 3:953-956.
- Kinsella, J.E. (1976).** Functional properties of proteins in food: A survey. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 7: 219.
- Kolano, B., Gómez Pando, L. & Maluszynska, J. (2001).** Molecular cytogenetics studies in *Chenopodium quinoa* and *Amaranthus caudatus*. *Acta Societates Botanicorum Poloniae* 2: 85-90.
- Konishi, Y, Hirano S, Tsuboi, H. & Wada, M. (2004).** Distribution of minerals in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) seeds. *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry* 68:231–234.
- Kozioł, M. (1992).** Chemical composition and nutritional evaluation of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). *Journal of Food Composition Analysis* 5:35–68.
- Laguna, P. (2003).** La Cadena global de la quinua: un reto para la Asociación Nacional de Productores de Quinua.
- Lattimer, J.M. & Hab, M.D. (2010).** Effects of dietary fiber and its components on metabolic health. *Nutrients* 2:1266-1289.
- Labaneiah, M.E.O., & Luh, D.S., (1981).** Changes of starch, crude fiber and oligosaccharides in g germinating dry beans. *Cereal Chemistry* 58:135.
- Solano-Legaría, J., Ponce-Romero, G. & Muñoz-Orosco, A. (2000).** Efecto del estrés osmótico sobre la germinación de las semillas y el crecimiento de plantas de trigo (*triticum aestivum* L.) y amaranto (*Amaranthus hypocondriacus* L.). *Revista Fitotécnica Mexicana* 23:153-166.
- Lescano-Rivero. J.L. (1994).** Genética y mejoramiento de cultivos altos andinos quinua, kañihua, tarwi,kiwicha, papa amarga, olluco, mashua y oca. Programa Interinstitucional de Waru Waru. 459p.
- Lin, M.J., Humbert, E.S. & Sosulski, F.W. (1974).** Certain functional properties of sunflower meal products. *Journal of Food Science* 39:368

- Ligarda-Samanez, C.A., Repo-Carrasco, R., Encina-Zelada, C.R., Herrera-Bernabé, I. & Quinde-Axtell, Z. (2012).** Revista de la Sociedad Química del Perú, Perú 78: 53-63
- Llorente, J.R. (2008).** Quinoa: Un auténtico superalimento. Discovery Dsalud. <http://dsalud.com/index.php>.
- López-Cervantes, J., Sánchez-Machado, D. I & Rosas-Rodríguez, J.A. (2006).** Analysis of free amino acids in fermented shrimp waste by high-performance liquid chromatography. Journal of Chromatography 1105:106-110.
- Luckana, B. & Yuthana, P. (2013).** Physicochemical and functional properties of starch and germinated flours from *Dolichos lablab*. Journal Food and Applied Bioscience 1: 69-80.
- Lukow, O.M., Bushuk, W. (1984).** Influence of germination on wheat quality and Functional (breadmaking) and biochemical properties. Cereal Chemistry 61:336.
- Lunenfeld, B & Stratton, P. (2013).** The Clinical consequences of an ageing World and Preventive Strategies. Best Practice and Reserch Clinical Obstetrics and Gynaecology 27:643-659.
- Maradini-Filho, A.M., Ribeiro-Pirozi, M., Da Silva-Borges, J.T., Pinheiro-Sant-Ana, H.M., Paes-Chaves, J.B. & Dos Reis-Coimbra, J.S. (2015).** Quinoa: nutritional, functional and antinutritional aspects. Critical Reviews in Food Science and Nutrition 57:1618-1630.
- Martín-Cabrejas, M.A., Ariza, N., Esteban, R., Mollá, E., Wladron, K., López-Andreu, F.J. (2003).** Effect of germination on the carbohydrate composition of the Dietary Fiber of Peas (*Pisium sativum* L.). Journal of Agricultural and Food Chemistry 51:1254-1259.
- Martínez, E.A., Veas, E., Jorquera, C., San Martín, R. & Jara, P. (2009).** Reintroduction of *Chenopodium quinoa* Willd. into arid Chile: cultivation of two lowland races under extremely low irrigation. Journal Agronomy Crop Science 195:1–10.

- Megat-Rusidy, M. R. & Arzina, A. (2012).** Effect of germination on total phenolic, tannin and phytic acid content in soy bean and peanut. *International Food Research Journal* 19:673-677.
- Meredith, P., & Pomeranz, Y. (1985).** Sprouted grain. Cap. 5. En: *Advances in Cereal Science and Technology*. Vol. 6. (Ed.). Y. Pomeranz. American Association Cereal Chemistry. St Paul Minesota. 239-320.
- Milán-Carrillo, J. Reyes-Moreno, C. Camacho-Hernández, & IL. Rouzaud-Sandez, O. (2002).** Optimization of extrusion process to transform hardened chickpeas (*Cicera rietinum*L) into a useful product. *Journal Science Food Agricultural* 82:1718-1728.
- Milán-Carrillo, J., Montoya-Rodriguez, A., Gutierrez-Dorado, R., Perales-Sanchez, J.X.K. & Reyes-Moreno, C. (2012).** Optimization of extrusión process for producing high antioxidant instant amaranth (*Amarantus hypocondriacus* L.) for using response surface methodology. *Applied Mathematics* 3:1516-1535
- Montgomery, D.C. (2002).** Métodos de superficies de respuestas y otros enfoques para la optimización de procesos. En: *Diseño y análisis de experimentos*. Editorial. Limusa Wiley. México. 427-500
- Montoya-Restrepo, L., Martínez-Vianchá, L. & Peralta- Ballesterro, J. (2005).** Análisis de las variables estratégicas para la conformación de una cadena productiva de la quinua en Colombia. *Innovar* 25:103 – 120.
- Mota, C., Santos, M., Mauro, R., Samman, N., Matos, A.S., Torres, D. & Castenheira, I. (2016).** Protein content and amino acids profile of pseudocereals. *Food Chemistry* 193:55-61
- Mora-Escobedo, R., Paredes-López, O., & Dominguez, J. (1991).** Optimization of germination procedure by response surface methodology of common beans (*Phaseolus vulgaris* L). *Food Microstructure* 4:183.

- Mora-Escobedo, R., Paredes-López, O., & Gutiérrez-López, G.F. (1994).** Effect of germination on the rheological and functional properties of amaranth seeds. *Food Science and Technology* 24:241-244.
- Moyad, M.A. (2005).** An introduction to dietary/supplemental omega-3 fatty acids for general health and prevention. Part I *Urology Oncology* 23:28-35.
- Mujica, A. (1992).** Granos y leguminosas andinas. En: Hernandez, J. Bermejo, J. Leon, J. (editores). *Cultivos marginados: otra perspectiva de 1942*. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación FAO, Roma. 129-146.
- Mujica, A., Jacobsen, S.E. & Izquierdo, J. (2001).** Resistencia a factores adversos de la quinua, En: *Quinoa (Chenopodium quinoa Willd.): Ancestral Cultivo Andino, Alimento del presente y futuro*, ed. by Mujica, A., Jacobsen, S-E., Izquierdo, J., Marathe, J.P. FAO, UNA-Puno, CIP, Santiago. 162–183.
- Nelson, D.L. & Cox, M.M. (2009).** *Lehninger Principios de Bioquímica*. Ediciones Omega S.A. Quinta Edición, Barcelona. 1287p.
- Nguyen, T. & Lau, D.C.W. (2012).** The Obesity epidemic and its impact on hypertension. *Canadian Journal of Cardiology* 28:326-333.
- Nowak, V., Du, D. & Ruth Charrondiere, U. (2015).** Assesment of the nutritional composition of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Food Chemistry* 193:47-54.
- Omary, M.B., Fong, C., Rothschild, J. & Finney, P. (2012).** Effects of germination on the nutritional profile of gluten free cereals and pseudocereals: a Review. *Cereal Chemistry* 89:1-14.
- Ordorica-Falomir, C. & Paredes-López, O. (1991).** Effect of safflower protein isolates on cookie characteristics. *International Journal of Food Science & Technology* 26:39 44.

- Ordorica-Falomir, C. (1988).** Obtención de aislados proteicos por micelización y precipitación isoeléctrica a partir de pasta de cártamo. CINVESTAV-Irapuato, México.
- Ou, B., Hampsch-Woodill, M. & Prior, R.L. (2001).** Development and validation of an improved oxygen radical absorbance capacity assay using fluorescein as the fluorescent probe. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 49:4619-4626.
- Pásko, P., Bartón, H., Zagrodzki, P., Gorinstein, S., Folta, M. & Zachwieja, Z. (2009).** Anthocyanins, total polyphenols and antioxidant activity in amaranth and quinoa seeds and sprouts during their growth. *Food Chemistry* 115:994-998.
- Paucar-Menacho, L.M., Martínez-Villaluenta, C., Dueñas, M., & Peñas, E. (2017).** Response surface optimization of germination conditions to improve the accumulation of bioactive compounds and the antioxidant activity in quinoa. *International Journal of Food Science and Technology* 1-8.
- Paucar-Menacho L, M., Martínez-Villaluenta, C., Dueñas, M., Frias, J., Peñas E. (2017).** Optimization of germination time and temperature to maximize the content of bioactive compounds and the antioxidant activity of purple corn (*Zea mays* L.) by response surface methodology. *Lwt-Food Science and Technology* 76:236-244.
- Paredes-López, O., Mora-Escobedo, R. (1989).** Germination of amaranth seeds: Effects on nutrient composition and color. *Journal of Food Science* 54:761-762
- Perales-Sánchez, J.X.K., Reyes-Moreno, C., Gómez-Favela, M.A., Milán-Carrillo, J., Gutiérrez-Dorado, R., Paredes-López, O., Cuevas-Rodríguez, E.O., & Garzón-Tiznado, J.A. (2003).** Instant flour from quality protein maize (*Zea mays* L) Optimization of the extrusion process. *Food Science and Technology* 36:685-695.

- Perales-Sánchez, J.X.K., Reyes-Moreno, C., Gómez-Favela, M.A., Milán-Carrillo, J., Cuevas-Rodríguez, E.O., Valdez-Ortiz, A. & Gutiérrez-Dorado, R. (2014).** Increasing the antioxidants activity, total phenolic and flavonoid contents by optimizing the germination conditions of amaranth seeds. *Plant Foods Human Nutrition* 69:196-202.
- Pinto, P, V., Alarcón, J.L., Soto & W. Rojas. (2010).** Usos tradicionales, no tradicionales e innovaciones agroindustriales de los granos andinos. En: W. Rojas, M. Pinto, M., Soto, J. L., Jagger, M. & Padulosi, S. (eds). *Granos Andinos: Avances, logros y experiencias desarrolladas en quinua, cañahua y amaranto en Bolivia.* biodiversity International, Roma, Italia. 129-150.
- Pitzschke, A., Fraundorfer, A., Guggemos, M. & Fuchs, N. (2015).** Antioxidante responses during germination in quinoa grown in vitamin B-rich medium. *Food Science & Nutrition* 3:242-251.
- Ponce de León, C.; Torija, M.E. y Cruz Matallana, M. (2013).** Utilidad en la alimentación de algunas semillas germinadas: brotes de soja y trigo. *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural Sección Biología, Madrid.* 107:47-55.
- Price, T.V. (1988).** Seed sprout production for human consumption A review. *Canadian Institute of Food Science and Technology* 21:57-65.
- Prior, R.L. & Gu, L. (2005).** Occurrence and biological significance of proanthocyanidins in the American diet. *Phytochemistry* 66:2264.
- Prior, R.L., Wu, X. & Chaich, K. (2005).** Standardize methods for the determination of antioxidant capacity and phenolics in foods and dietary supplements. *Journal of Agriculture and Food Chemistry* 53:4290-4302.
- Przybylski, R., Chauhan, G. & Eskin, N. (1994).** Characterization of quinoa (*Chenopodium quinoa*) lipids. *Food Chemistry* 51:187-192.
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala., A. Yang, M. & Rice-Evans, C. (1999).** Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology & Medicine* 26:1231-1237.

- Repo-Carrasco, R., Espinoza, C., and Jacobsen, S.E. (2003).** Nutritional value and use of the Andean crops quinoa (*Chenopodium quinoa*) and Kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*). *Food Review. International* 19:179-189.
- Repo-Carrasco, R. & Encina-Zelada, Ch. R. (2008).** Determinación de la capacidad antioxidante y compuestos fenólicos de cereales andinos: Quinoa (*Chenopodium quinoa*), Kaniwa (*Chenopodium pallidicaule*) y Kiwicha (*Amaranthus caudatus*). *Revista de la Sociedad Química de Perú* 74:85-99
- Repo-Carrasco, R., Valencia, R.A.M., & Serena, L.A. (2011).** Quinoa (*Chenopodium quinoa*, Willd.) as a source of dietary fiber, *Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 31 (1): 225-230.
- Repo-Carrasco, R. (2014).** Quinoa y granos andinos. *Congreso Científico Internacional de Quinoa y granos Andinos*, 1, 216.
- Reyes-Moreno, C., Milán-Carrillo, J., Gutiérrez-Dorado, R., Paredes-López, O., Cuevas-Rodríguez, E.O., Garzón-Tiznado, J.A. (2003).** Instant flour from quality protein maize (*Zea mays* L) optimization of extrusion process. *Food Science and Technology* 36:685-695.
- Risi, J. (1997).** La quinua: actualidad y perspectivas. In: Taller sobre desarrollo sostenible de la quinua. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura - IICA, Cámara de Exportadores. La Paz, Bolivia.
- Robbins, W.W., Weier, T.E., Stocking, C.R. (1974).** Botánica. Capítulo. 15: 253-277. Editorial. Limusa, México
- Rojas, W. (2003).** Multivariate analysis of genetic diversity of Bolivian quinoa germplasm. *Food Reviews International* 19:9-23.
- Rojas, W., Soto, J.L., Pinto, M., Jäger, M. y Padulosi, S. (2010a).** Granos andinos, avances, logros y experiencias desarrolladas en quinua, cañahua y amaranto en Bolivia. *Biodiversity en Bolivia International*, Roma, Italia. 191p.

- Rojas, W., Pinto, M., Bonifacio, A. & Gandarillas, A. (2010b).** Banco de germoplasma de granos andinos. In: W. Rojas, M. Pinto, JL. Soto, M. Jagger y S. Padulosi (eds). Granos Andinos: Avances, logros y experiencias desarrolladas en quinua, cañahua y amaranto en Bolivia. Biodiversity International, Roma, Italia. 24-38.
- Rojas, W., Vargas, A., Pinto, M. (2016).** La diversidad genética de la quinua: potenciales usos en el mejoramiento y agroindustria. Bolivia Vol. 3 (2): 114-124.
- Ruales, J. y Nair, B.M. (1994).** Effect of processing on the digestibility of protein and availability of starch in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) seeds. Department of Applied Nutrition, University of Lund, Sweden. Escuela Politécnica Nacional. Quito, Ecuador. 23 p.
- Ruales, J. & Nair, B.M. (1993).** Saponins, phytic acid, tannins and protease inhibitors in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Journal Science Food Agriculture 54:211–219.
- Satterlee, L.D., Marshall, H.F. & Tensión, J.M. (1979).** Measuring protein quality. Journal of the American Oil Chemists' Society 56:103-109.
- Singleton, V.L., Orthofer, R. & Lamuela-Raventós, R.M. (1999).** Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. Methods in Enzymology 299:152-178.
- Sanders, M. (2009).** Estudio del secado industrial de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) cultivada en Chile: efecto de la temperatura sobre su composición. Tesis de Pregrado. Department of Food Engineering, Universidad de La Serena, Chile.
- Slavin, J. (2013).** Fiber and prebiotics: mechanisms and health benefits. Nutrients 5:1417-1435.
- Sparg, S., Light, M., & Van Staden, J. (2004).** Biological activities and distribution of plant saponins. Journal Ethnopharmacol. 94: 219–243.
- Strenske, A., Soares de Vasconcelos, E., Aline Egewarth, V, Michelin Hersog, N.F. & de Matos Malavas, M, (2017).** Responses of quinoa

(*Chenopodium quinoa* Willd) seeds stored under different germination temperatures. *Acta Scientiarum Agronomy*, Maringa 39:83-88.

**Suca-Apaza, F. & Suca-Apaza, C. A. (2008).** Competitividad de la quinua una aplicación del modelo de Michael Porter. EUMED, Lima

**Sweica, M & Baraniak, B. (2013).** Influence of elicitation with H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> on phenolics content, antioxidant potential and nutritional quality of *Lens culinaris* sprouts. *Journal Science Food Agriculture* 94:489-496.

**Tapia, M. (1990).** Cultivos Andinos subexplotados y su aporte a la alimentación. Instituto Nacional de Investigación Agraria y Agroindustrial INIAA – FAO, Oficina para América Latina y El Caribe, Santiago de Chile.

**Tapia, E.M. (1992).** Cultivos marginados de la región andina. En: J. Hernández, J. Bermejo y J. León(editores). Cultivos marginados: otra perspectiva de 1492. Organización de la Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación FAO, Roma. 123-128.

**Tilman, D., Cassman, K.G., Matson, P.A., Naylor, R. & Polasky, S. (2002).** Agricultural sustainability and intensive production practices. *Nature* Vol. 418:671-677.

**Tuisima-Coral, L. L. & Fernandez-Cusimamani, E. (2014).** An andean ancient crop, *Chenopodium quinoa* Willd: A review. (2014). *Agricultura Tropica e Subtropica* 47:142-146.

**Ugrozov, V.V., Filippov, A.N., & Sidorenko, Y.I. (2007).** On a mathematical description of the isotherm of water vapor sorption on grains of various cereals. *Russian Journal of Physical Chemistry A, Focus on Chemistry* 81: 383-386.

**Ugrozov V.V., Shebershneva, N.N., Filippov, A.N., & Sidorenko, Y.I. (2008).** Sorption and desorption of water vapor by grains of native starch of some crops. *Colloid Journal* 70: 366-371.

**Valencia-Chamorro, S.A. (2016).** The legumes and pseudocereals: Quinoa overview. In *Encyclopedia of Food Grains*, Elsevier Ltd. 341-348.

- Vega-Galvez, A., Miranda, M., Vergara, J., Uribe, E., Puente, L. & Martínez, E.A. (2010).** Nutrition facts and functional potential of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), an Ancient Andean Grain: A review. *Journal Science Food Agriculture* 90:2541-2547.
- Vera, A., Vargas, M. & Delgado, G. (1997).** Actividad biológica de las saponinas de la quinua *Chenopodium quinoa* W. En: IX Congreso Internacional de Cultivos Andinos. Cusco, Perú. 85 pp.
- Visser, A. & Thomas, A. (1987).** Reviews soya protein products: Their processing functionality and application aspect. *Food Reviews International* 3: 1-32.
- Wilson, H.D. (1980).** Artificial hybridization among species of *Chenopodium* section *Chenopodium*. *Systematic Botany* 5:253-263.
- Williams, P.C., Nakkoul, H. & Singh, U. (1983).** Relationships between cooking time and some physical characteristic in chickpea (*Cicer arietinum* L). *Journal of Food Science and agriculture* 34: 492-496.
- Wood, S., Lawson, L., Fairbanks, D., Robison, L & Andersen, L. (1993).** Seed lipid content and fatty acid composition of three quinoa cultivars. *Journal of Food Composition and Analysis. United Nations University.* 6:41-44
- Wolfe, K.L. & Liu, R.H. (2007).** Cellular antioxidant Activity (CAA) assay for assessing antioxidants, foods, and dietary supplements. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 55:8896-8907.
- Wright, K.H., Pike, O.A., Fairbanks, D. J & Huber, S.C. (2002).** Composition of *Atriplex hortensis*, sweet and bitter *Chenopodium quinoa* seeds. *Food Chemistry Toxicology* 67:1383–1385.
- Wu, X., Gu, L., Holden, J., Haytowitz, D.B., Gebhardt, S.E., Beecher, G. & Prior, R.L. (2004).** Development of a database for total antioxidant capacity in foods: a preliminary study. *Journal of Food Composition and Analysis* 17:407-422.

**Zimmet, P.Z., Magliano, D.J., Herman, W.H. & Shaw, J.E. (2014).** Diabetes: a 21st Century Challenge. *Lancet Diabetes Endocrinol* 2:56–64.

### Abreviaturas

$\Delta E$	Diferencia total de color
%	Porcentaje
$\alpha$	Alfa
AAPH	2-2'-Azobis-aminopropano
AAox	Actividad antioxidante
Abs	Absorbancia
ABTS	2,2'-azino-bis (3-etilbenzotiazolin-6-ácido sulfúrico)
AEE	Actividad y estabilidad de emulsión
ANOVA	Análisis de varianza
AOAC	Asociación Oficial de Químicos Analistas
AR	Almidón resistente
AS	Almidón soluble
AUC	Pérdida de fluorescencia
$A_w$	Actividad de agua
$\beta$	Beta
bs	Base seca
$^{\circ}C$	Grados centígrados
CAA	Capacidad de absorción de aceite
CE	Capacidad de emulsión
CEE	Capacidad y estabilidad de espuma
CFE	Capacidad de formación de espuma
CFT	Compuestos fenólicos totales
CG	Cromatografía de gases
Cl-	Cloro
Cm	Centímetro(s)
Col	Colaboradores
DCF	Diclorofluoresceína
DCFH	Diclorofluoresceína
DPIV	Digestibilidad Proteínica <i>in vitro</i>
EAG	Equivalentes de ácido gálico
EE	Estabilidad de emulsión
FAO	Food and Agriculture Organization
FAO/WHO	Food and Agriculture Organization/World Health Organization
FDI	Fibra dietaria insoluble
FDS	Fibra dietaria soluble
FDT	Fibra dietaria total
Fig	Figura
g	Gramo (s)
g	Gravedad
GAE	Equivalentes de Ácido Gálico
h	Horas

ha	Hectáreas
hL	Hectolítrico
HCl	Ácido clorhídrico
HQC	Harina de quínoa cruda
HQG	Harina de quínoa germinada
HQGO	Harina de quínoa germinada optimizada
IAA	Índice de absorción de agua
IAAc	Índice de absorción de aceite
ISA	Índice de solubilidad de agua
ITP	Índice de tamaño de partícula
m	Metro (s)
M	Molaridad
mg	Miligramo (s)
min	Minuto (s)
mL	Mililitro (s)
mm	Milimetro (s)
mM	Milimolar
µL	Microlitro (s)
µmol	Micromol
µM	Micromolar
MSR	Metodología de superficie de respuesta
N	Normalidad
NaCl	Cloruro de Sodio
NaClO	Hipoclorito de Sodio
NaNO <sub>2</sub>	Nitrato de Sodio
NaOH	Hidróxido de Sodio
Na <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	Sulfato de Sodio
PBS	Solución amortiguadora de fosfatos
pH	Potencial de Hidrógeno
ppm	Pates por millón
p/v	Peso/Volumen
rpm	Revoluciones por minuto
s	Segundo (s)
SAGARPA	Sría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación
TEAC	Capacidad Antioxidante Equivalente de Trolox
TG	Temperatura de germinación
tG	Tiempo de Germinación
Ton	Toneladas
USDA	Departamento de Agricultura de los Estados Unidos
v/v	Volumen/volumen