



**Universidad Autónoma de Sinaloa**  
**Facultad de Ciencias Químico-Biológicas**  
**Programa de Posgrado en Ciencia y**  
**Tecnología de Alimentos**  
**Maestría en Ciencia y Tecnología de Alimentos**

**Efecto de la Extrusión sobre Actividad  
Antioxidante y Compuestos Fenólicos de  
Semillas de Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd).  
Optimización del Proceso.**

# **T E S I S**

que presenta

**Laura Celeste Gámez Valdez**

para obtener el grado de

**Maestra en Ciencia y Tecnología de  
Alimentos**

**Director**

**Dr Cuauhtémoc Reyes Moreno**

**Dr Luis Martín Sánchez Magaña**

**Culiacán Rosales, Sinaloa, México**

**Febrero 2017**

## Presentación

El presente trabajo, titulado **“Efecto de la Extrusión sobre Actividad Antioxidante y Compuestos Fenólicos de Semillas de Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). Optimización del Proceso”**, se desarrolló en el “Laboratorio de Bioprocesos y Alimentos Funcionales”, Programa Regional de Posgrado en Ciencia y Tecnología de Alimentos, Facultad de Ciencias Químico Biológicas, Universidad Autónoma de Sinaloa. Los C Dr Roberto Gutiérrez Dorado, Luis Martín Sánchez Magaña y Cuauhtémoc Reyes Moreno participaron como Asesores Académicos; los dos últimos fungieron como Director de Tesis. La tesista Laura Celeste Gámez Valdez recibió beca para estudios de posgrado (maestría) del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT).



## UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE SINALOA

### CARTA CESION DE DERECHOS

En la Ciudad de Culiacán Rosales, Sinaloa el día 17 del mes Febrero del año 2017, el (la) que suscribe IIA Laura Celeste Gámez Valdez alumno (a) del Programa de Maestría en Ciencia y Tecnología de Alimentos con número de cuenta 1466403-8, de la Unidad Académica Facultad de Ciencias Químico Biológicas, manifiesta que es autor (a) intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección de Dr Cuauhtémoc Reyes Moreno y Dr Luis Martin Sánchez Magaña y cede los derechos del trabajo titulado "Efecto de la Extrusión sobre Actividad Antioxidante y Compuestos Fenólicos de Semillas de Quinoa (*Chenopodium quinoa Willd*). Optimización del Proceso.", a la Universidad Autónoma de Sinaloa para su difusión, con fines académicos y de investigación por medios impresos y digitales.

La Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México) protege el contenido de la presente tesis. Los usuarios de la información contenida en ella deberán citar obligatoriamente la tesis como fuente, dónde la obtuvo y mencionar al autor intelectual. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

  
Laura Celeste Gámez Valdez

Nombre completo y firma

## Agradecimientos

Al posgrado de **Maestría en Ciencia y Tecnología de Alimentos**, de la Facultad de Ciencias Químico – Biológicas de la UAS por permitirme realizar mis estudios de posgrado y contribuir en mi formación académica.

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT)** por la beca otorgada para poder seguir con mis estudios de posgrado.

A los **profesores de la Maestría** por compartir sus conocimientos y experiencias, contribuyendo a mi formación académica.

Al **Dr Cuauhtémoc Reyes Moreno** por darme la oportunidad de trabajar bajo su dirección y poder formar parte de su equipo de trabajo. Así como también por todos los consejos valiosos durante el posgrado.

Al **Dr Luis Martín Sánchez Magaña** por permitirme estar bajo su dirección y por sus valiosos consejos.

Al **Dr Roberto Gutiérrez Dorado** por aceptarme en su laboratorio, por los consejos cuando tenía dudas, por su humildad y por su paciencia. Es tanta la pasión que tiene hacia su trabajo que se refleja en el entusiasmo de nosotros sus estudiantes por seguir aprendiendo y generar nuevos conocimientos, por eso y más, muchas gracias.

A la **Dra J. Xiomara K. Perales Sánchez** por compartir sus conocimientos, por estar al pendiente de lo que necesitábamos, por su paciencia, por uno que otro regaño, que al fin y al cabo esas experiencias nos sirvieron de aprendizaje, muchas gracias.

A mis compañeros de generación de **MCTA 2014-2016**, gracias por brindarme su amistad, en especial al “grupo de extrusión”, **Cristian, Jesús y Luis Alejandro** por todos los momentos agradables que pasamos juntos. **Luis Ángel**, por tu amistad y apoyo ¡Muchas gracias a ustedes!

A mis compañeros y amigos de laboratorio: **Mario**, por ayudarme cuando no entendía o no me salía alguna técnica, por tus ocurrencias y tu gran sentido del humor, **Fernando**, “el todólogo del laboratorio”, por tu paciencia al aclarar mis dudas, por tu amistad y tus consejos, las palabras de aliento al momento de que

no salían los resultados, infinidad de momentos, no hay palabras para describir lo agradecida que estoy contigo, **Daniel**, por ayudarme y compartir tus conocimientos, **Brenda y Denisse**, por las risas y pláticas en el pasillo. A las nuevas integrantes del laboratorio **Malenny, Fernanda y Melissa**, por su alegría que transmiten día a día dentro del laboratorio. Y en especial a **Alfa**, por que juntas hemos compartido momentos de estrés y de felicidad, esos días maratónicos en el extrusor y otras técnicas, solo tú y yo lo hacemos. Por compartir tus conocimientos y enseñarme que siempre hay que tener paciencia y positivismo cuando las cosas no salen. ¡Muchísimas gracias!

A todos ustedes estoy infinitamente agradecida por su amistad y por todos los momentos que quedarán para siempre en mi memoria ¡Los quiero y los extrañaré mucho! A mis amigas de toda la vida “My sisters from another mister” **Griselda y Brenda**, por acompañarme siempre en las buenas y en las malas, por sus palabras de aliento cuando creía que ya no podría seguir y por apoyarme incondicionalmente. A **Nirvana y Edith**, mis queridas amigas que a pesar de la distancia, me apoyaron en todo momento. A mis roomies **Elizabeth, Angelina, Carolina**, por hacer mi estancia en Culiacán muy amena, gracias por todas las risas, desveladas y por todos los momentos que pasamos juntas.

A mis padres, **Felipe de Jesús y Laura Lorena**, no encuentro las palabras adecuadas que expresen lo agradecida que estoy con ustedes, por su apoyo incondicional durante mi realización del posgrado y en todo momento. Por su amor infinito y su comprensión de que a veces se hacen sacrificios para poder crecer profesionalmente. A mis hermanas **Stephany, Lucero y Estrella** (los astros que más quiero) por las alegrías y tristezas que hemos pasado, por animarme y escucharme cuando más lo necesitaba. **Stephany**, tuviste un rol muy importante en mi estancia en una ciudad desconocida, sin ti mi estadía no hubiera sido la misma, gracias por ser mi roomie, soportarme, ayudarme, escucharme y ser siempre mi cómplice. Estoy sumamente bendecida de tenerlos como mi familia, cada uno de ustedes aportó su granito de arena para que pudiera llegar hasta el final del posgrado.

Finalmente quiero agradecer a Dios por permitirme despertar cada día y darme la oportunidad de llegar hasta este punto de la vida, de seguir creciendo profesionalmente. Por poner en mi camino a todas estas personas que contribuyeron de diversas maneras en mi formación moral y profesional durante la realización del posgrado.

## ÍNDICE GENERAL

	Pág
INDICE DE CUADROS	ix
INDICE DE FIGURAS	x
I RESUMEN	1
ABSTRACT	3
II INTRODUCCIÓN	5
III REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	9
A QUINOA	9
1 Origen	9
2 Taxonomía y aspectos botánicos	10
a Clasificación taxonómica	11
b Descripción de la semilla de quinoa	12
3 Distribución geográfica	14
4 Variedades de semillas de quinoa	16
a Quinoa de nivel del mar	16
b Quinoa de valles interinos	17
c Quinoa de altiplano	17
d Quinoa de salares	17
e Quinoa de los yungas	18
5 Producción mundial de quinoa	18
a Producción de quinoa en Bolivia	20
b Producción de quinoa en Perú	22
6 Composición química y valor nutricional de semillas de quinoa	22
a Proteínas	24
b Lípidos	27
c Carbohidratos	30
d Fibra dietaria	32
e Vitaminas y minerales	33
7 Fitoquímicos presentes en las semillas de quinoa	36
8 Propiedades nutracéuticas de las semillas de quinoa	38
Productos derivados y potencial industrial de semillas de	
quinoa	40
a Usos tradicionales de las semillas de quinoa	41
b Usos no tradicionales de las semillas de quinoa	41
c Usos nuevos e innovadores de las semillas de quinoa	41
10 Tecnologías aplicadas para la transformación de la quinoa	45
a Generalidades	45

b Tostado	45
c Germinación	45
d Fermentación en estado sólido	47
e Extrusión	48
B EXTRUSIÓN	48
1 Efecto de la extrusión sobre composición química de cereales / pseudocereales	51
2 Efecto de la extrusión sobre valor nutricional de cereales / pseudocereales	55
3 Efecto de la extrusión sobre niveles y perfiles de fitoquímicos en cereales /pseudocereales	55
4 Efecto de la extrusión sobre actividad antioxidante y propiedades nutracéuticas de cereales / pseudocereales	57
5 Efecto de la extrusión sobre los antinutrientes de cereales / pseudocereales	60
IV JUSTIFICACIÓN	62
V HIPÓTESIS	63
VI OBJETIVOS	64
A OBJETIVO GENERAL	64
B OBJETIVOS ESPECÍFICOS	64
VII MATERIALES Y MÉTODOS	65
A MATERIALES	65
B MÉTODOS	65
1 Características físicas	65
a Dimensiones	65
b Peso de 1000 semillas	65
c Peso hectolítrico	65
2 Composición química	65
a Humedad	66
b Proteínas	66
c Lípidos	66
d Minerales	67
e Fibra dietaria	67
f Carbohidratos	67
3 Propiedades fisicoquímicas	67
a Color	67
1) Diferencia total de color ( $\Delta E$ )	67
b Actividad acuosa ( $a_w$ )	68
c pH	68

d	Dispersabilidad	69
e	Índice de absorción de agua (IAA)	69
f	Índice de solubilidad en agua (ISA)	69
g	índice de absorción de aceite	69
h	Capacidad de formación de espuma / estabilidad de espuma	70
i	Actividad / Estabilidad de emulsión	70
4	Obtención de harinas de quinoa extrudida	71
a	Preparación de la materia prima	71
b	Proceso de extrusión	71
5	Evaluación de las variables de respuesta para la optimización del proceso de extrusión	73
a	Actividad antioxidante (AAox)	73
1)	Obtención de extractos de fitoquímicos libres y ligados	73
2)	Determinación de actividad antioxidante (ABTS y DPPH)	75
b	Compuestos fenólicos totales (CFT)	76
c	Digestibilidad proteínica <i>in vitro</i> (DPIV)	77
6	Optimización del proceso de extrusión	77
a	Diseño experimental / Análisis estadístico	77
b	Optimización	78
7	Obtención de la harina de quinoa extrudida optimizada (HQEO) con valores máximos de AAox, CFT y DPIV	79
8	Análisis estadístico	79
VIII	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	80
A	CARACTERÍSTICAS FÍSICAS Y COMPOSICIÓN QUÍMICA DE LA SEMILLA DE QUINOA	80
B	MEJORES CONDICIONES DE EXTRUSION PARA OBTENER HARINA DE QUINOA EXTRUDIDA OPTIMIZADA CON VALORES MÁXIMOS DE AAox, CFT y DPIV	82
1	Modelos de predicción	82
a	Actividad antioxidante (AAox)	85
b	Compuestos fenólicos totales (CFT)	86
c	Digestibilidad proteínica <i>in vitro</i> (DPIV)	88
2	Optimización	90
C	EFFECTO DE LA EXTRUSIÓN EN CONDICIONES OPTIMIZADAS SOBRE COMPOSICIÓN QUÍMICA Y	93

PROPIEDADES FISICOQUÍMICAS DE SEMILLAS DE QUINOA	
D EFECTO DE LA EXTRUSIÓN EN CONDICIONES OPTIMIZADAS SOBRE COMPUESTOS FENÓLICOS Y ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE SEMILLAS DE QUINOA	97
IX CONCLUSIONES	104
X BIBLIOGRAFÍA	105
Abreviaturas	132

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Descripción	Pág
1	Superficie, producción y rendimiento de quinoa en Bolivia	21
2	Superficie, producción y rendimiento de quinoa en Perú	23
3	Aminoácidos esenciales en semilla de quinoa, cebada, soya y trigo	25
4	Contenido de aminoácidos esenciales en quinoa, cebada, soya y trigo y requerimientos sugeridos por la FAO/WHO.	26
5	Contenido de ácidos grasos en semillas de quinoa, soya y maíz	29
6	Contenido de minerales en semillas de quinoa (integral, escarificada), harina de quinoa, avena y cebada	34
7	Contenido de vitaminas en semilla de quinoa	35
8	Contenido de macronutrientes en semilla de quinoa y otros alimentos	37
9	Actividades biológicas de componentes nutraceuticos	42
10	Efecto de la extrusión sobre los compuestos bioactivos	58
11	Efecto de la extrusión sobre los antinutrientes	61
12	Diseño experimental utilizado para obtener diferentes combinaciones de temperatura de extrusión (TE) /velocidad de tornillo (VT) para la producción de harinas de quinoa extrudida	72
13	Características físicas, composición química y propiedades fisicoquímicas de semillas de quinoa ( <i>Chenopodium quinoa</i> Willd)	81
14	Diseño experimental empleado para obtener diferentes combinaciones de temperatura de extrusión (TE) / Velocidad de tornillo (VT) para la producción de harinas de quinoa extrudida y resultados experimentales de las variables de respuesta (AAox, CFT, DPIV)	83
15	Coeficientes de regresión y análisis de varianza de los modelos experimentales de predicción que muestran la relación entre las variables de respuesta (AAox, CFT, DPIV) y variables de proceso (TE, VT) para la producción de harinas de quinoa extrudida	84
16	Composición química y propiedades fisicoquímicas y nutricionales de harinas de quinoa	94
17	Actividad antioxidante y contenido de compuestos fenólicos totales de harinas de quinoa	98

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Fig</b>	<b>Descripción</b>	<b>Pág</b>
1	Sección longitudinal media de la semilla de quinoa	13
2	Distribución geográfica de la producción mundial de quinoa	15
3	Principales productores de quinoa en 2014	19
4	Productos innovadores elaborados con quinoa	44
5	Obtención de harinas de quinoa extrudida	74
6	Gráficas de superficie de respuesta <b>(A)</b> y de contorno <b>(B)</b> mostrando el efecto de las variables de proceso [ <b>TE</b> : Temperatura de extrusión (°C) / <b>VT</b> : Velocidad de tornillo (rpm)], sobre la actividad antioxidante [ <b>AAox</b> ( $\mu\text{mol ET}/100 \text{ g bs}$ )] de las harinas de quinoa extrudida ( <b>HQE</b> )	87
7	Gráficas de superficie de respuesta <b>(A)</b> y de contorno <b>(B)</b> mostrando el efecto de las variables de proceso de extrusión [ <b>TE</b> : Temperatura de extrusión (°C) / <b>VT</b> : Velocidad de tornillo (rpm)] sobre el contenido de compuestos fenólicos totales [ <b>CFT</b> : mg EAG/100 g (bs)] de las harinas de quinoa extrudida ( <b>HQE</b> )	89
8	Gráficas de superficie de respuesta <b>(A)</b> y de contorno <b>(B)</b> mostrando el efecto de las variables de proceso [ <b>TE</b> : Temperatura de extrusión (°C) / <b>VT</b> : Velocidad de tornillo (rpm)] sobre la de <b>DPIV</b> (%) de las harinas de quinoa extrudida ( <b>HQE</b> ).	91
9	<b>(A)</b> Deseabilidad individual ( <b>di</b> ) para las variables de respuesta ( <b>AAox</b> , <b>CFT</b> , <b>DPIV</b> ) y <b>(B)</b> Deseabilidad global ( <b>D=0.80</b> ) para obtener la mejor combinación de variables de proceso ( <b>TE=80°C/VT=240 rpm</b> )	92

## I RESUMEN

Las semillas de quinoa (*Chenodium quinoa* Willd) se han usado por siglos como alimento / medicina por las culturas precolombinas de Sur América (Imperio Inca) desde hace 5,000 años AC. Las semillas de quinoa contienen de un 12-23% de proteína (bs); estas proteínas tienen perfiles/niveles de aminoácidos esenciales completos, los cuales tienen valor biológico similar al de caseína (proteína de la leche). En las semillas de quinoa se han identificado compuestos bioactivos [compuestos fenólicos (ácidos fenólicos, flavonoides), carotenoides, fitoesteroles, escualeno, ecdisteroides] con actividad biológica cuyo consumo podría presentar efectos benéficos para la salud. La extrusión es una tecnología de temperatura alta / tiempo corto que se ha aplicado en cereales, pseudocereales, leguminosas, oleaginosas para la producción de una gran variedad de productos. La extrusión incrementa la digestibilidad de proteínas y el valor nutricional de la materia prima.

El objetivo de esta investigación fue optimizar las condiciones de proceso de extrusión [**TE** (°C)=Temperatura de extrusión, **VT** (rpm) =Velocidad del tornillo] de semillas de quinoa escarificada para maximizar sus valores de actividad antioxidante (**AAox**), contenido de compuestos fenólicos totales (**CFT**) y digestibilidad proteínica *in vitro* (**DPIV**). Para optimizar el proceso de extrusión se utilizó la metodología de superficie de respuesta (**MSR**) sobre tres variables de respuesta (**AAox**, **CFT**, **DPIV**). Se aplicó un diseño experimental central compuesto rotatable con dos factores [Temperatura de extrusión (**TE**, 50-160°C), velocidad de tornillo (**VT**, 50-240 rpm)] con cinco niveles; se generaron 13 tratamientos. Las semillas de quinoa se acondicionaron a un contenido de humedad de 24% antes de la extrusión. Los extrudidos de cada tratamiento se secaron (50°C/8h) y molturaron para obtener harinas de quinoa extrudida (**HQE**). Como técnica de optimización se aplicó la función de deseabilidad; las deseabilidades individuales de las variables de respuesta fueron:  $d_{AAox}=0.79$ ,  $d_{CFT}=0.65$ ,  $d_{DPIV}=0.98$ ; estas deseabilidades dieron como resultado una deseabilidad global (**D**) de 0.80 (valor en el límite superior de la **D** recomendada:

0.06<**D**<0.80, para productos alimenticios de calidad alta en función de las variables de respuesta seleccionadas). La **D**=0.80 correspondió a condiciones óptimas de procesamiento de **TE**=80°C/**VT**=240 rpm. Esta combinación óptima de variables de proceso permitió obtener valores máximos de **AAox** [4,188 µmol equivalentes de Trolox (ET)/100 g (bs)], **CFT** [236.2 mg equivalentes de ácido Gálico (EAG)/ 100 g (bs)] y **DPIV** [85.9%]. Se aplicaron condiciones de extrusión optimizadas, para obtener harina de quinoa extrudida optimizada (**HQEO**). Al comparar **HQEO** con harina de semillas de quinoa escarificada sin procesar (**HQSP**) se observó una retención del 99% en **AAox** y **CFT** y un incremento de 21% en la **DPIV**. El proceso de extrusión es una estrategia efectiva para incrementar la digestibilidad proteínica y retener, casi en su totalidad, el contenido de **CFT** y la **AAox** de semillas de quinoa escarificada.

## ABSTRACT

The quinoa (*Chenopodium quinoa*) seeds have been used for centuries as a food / medicine by pre-Columbian cultures of South America (Inca Empire) since 5,000 years BC. Quinoa seeds contain 12-23 % protein, dw; these proteins have profiles / levels of complete essential amino acids, which are similar to casein (milk protein) biological value. In quinoa seeds have been identified bioactive compounds [phenolic compounds (phenolic acids, flavonoids), carotenoids, phytosterols, squalene, ecdysteroids], which present biological activity with beneficial health effects. Extrusion is a high temperature / short time technology which has been applied to cereals and legumes for producing a wide variety of products. The extrusion process improves protein digestibility and nutritional value of the raw material. The aim of this stud was to optimize the extrusion conditions of scarified quinoa seeds that would maximize the antioxidant activity (**AoxA**), total phenolic content (**TPC**), and *in vitro* protein digestibility (**IVPD**). To optimize the extrusion process, response surface methodology was applied over three response variables (**AoxA**, **TPC**, **IVPD**). A central composite rotatable experimental design with two factors [Extrusion temperature (**ET**, 50 - 160 °C), screw speed (**SS**, 50 - 240 rpm)] in five levels was used; 13 treatments were generated. The quinoa seeds were conditioned before extrusion. The extruded from each treatment were dried (50°C/8h), and ground to obtain extruded quinoa flours (**EQF**). The deseability function was applied as optimization technique. The response variables had individual deseabilities as follows:  $d_{AoxA}=0.79$ ,  $d_{TPC}=0.65$ ,  $d_{IVPD}=0.98$ ; these deseabilities were used to calculate the global deseability ( $D=0.80$ ) (value within the recommended range:  $0.60 < D < 0.80$  for high quality food products). The  $D=0.80$  corresponded to optimal extrusion conditions **ET**=80°C / **SS**=240 rpm. This combination of **TE/SS** allows to obtain the highest values of **AoxA** [4,188 mmol Trolox equivalentes (TE)/ 100 g, dw], **TPC** [236.2 mg Galic acid equivalentes (GAE)/100 g, dw], and **IVPD** [85.9%]. The optimal extusion conditions were applied to obtain optimized extruded quinoa flour (**OEQF**). The extrusion process at optimal conditions had

a retention effect of 99% for **AoxA** and **TPC**; and increased **IVPD** in 21%. The extrusion process is an effective strategy to increase the **IVPD**, and to retain maximum values of **TPC** and **AoxA** in scarified quinoa seeds.

## II INTRODUCCIÓN

La región de los Andes es considerada centro de origen de numerosas especies nativas como la quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd), cuyo cultivo fue durante miles de años el principal alimento de las culturas antiguas de los Andes y está distribuido en diferentes zonas agroecológicas de la región. La palabra quinoa proviene de la lengua quechua y significa “grano madre” (FAO, 2014). Hasta un periodo reciente, la quinoa estuvo considerada únicamente como un alimento de los pueblos andinos, antes de ser mundialmente reconocida en la década de los 70, especialmente por los vegetarianos, en virtud de sus características dietéticas (Chevarria-Lazo y col., 2014). En la actualidad la quinoa se encuentra en franco proceso de expansión porque representa un gran potencial para mejorar las condiciones de vida de la población de los Andes y del mundo moderno. En 2011, la Asamblea General de las Naciones Unidas declaró al 2013, el “Año Internacional de la Quinoa”, en virtud de la propuesta presentada en Roma a la Organización para los Alimentos y la Agricultura (FAO, por sus siglas en inglés), Organización de las Naciones Unidas (ONU) por Bolivia. De esta manera se reconoció el papel que puede jugar esta planta en la seguridad alimentaria mundial. La declaración oficial del “2013: Año Internacional de la Quinoa” por la FAO – ONU, resalta e insiste sobre el reconocimiento del rol de los pueblos andinos en la creación y la conservación de la biodiversidad de la quinoa (Chavarria-Lazo y col., 2014; Padrón-Pereira y col., 2015).

La quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) es un pseudocereal y es una planta nativa de la región andina. Crece en muchas altitudes diferentes, desde el nivel del mar hasta la altura de la meseta boliviana del Altiplano y bajo diversas condiciones climáticas. La quinoa tiene una amplia diversidad genética, lo que le permite adaptarse a diversos entornos difíciles, como las tierras altas y las heladas (Jacobsen, 2003). La planta es una hierba anual que crece de 1-2.5 m a altitudes de 2,500-4,000 m y llega a su madurez entre 5 y 6 meses,

produciendo semillas blancas o rosadas en grupos grandes como el sorgo (Anonymous, 1990).

Las semillas de quinoa son pequeñas, redondas y planas, cuyos colores pueden variar de blanco a gris y negro, o pueden ser amarillo y rojo. Se consume como alimento para desayuno así como alimento básico similar al maíz y las papas. La quinoa era un alimento básico común en la región andina en el pasado, pero tiende a ser reemplazada por otros granos importados como el arroz y el trigo (Repo-Carrasco-Valencia y col., 2003).

El creciente interés sobre este grano se debe en parte a su alto contenido en proteínas (14-18%) y a su composición de aminoácidos mejor balanceada que la mayoría de los cereales (Ranhotra y col., 1993; Oshodi y col., 1999) y, en parte, a la tolerancia de la planta a una amplia gama de condiciones climáticas desfavorables (Rastrelli y col., 1998). La planta de quinoa tiene una notable adaptabilidad a diferentes regiones agroecológicas. Pueden crecer a una humedad relativa del 40% al 88% y soportar temperaturas de -4°C a 38 ° C. Es tolerante y resistente a la falta de humedad del suelo, y produce rendimientos aceptables con precipitaciones de 100 a 200 mm (FAO / OMS, 2011).

Contiene una cantidad considerable de fibra y minerales (Ca, Fe) (Ando y col., 2002); también es rica en fitoquímicos como compuestos fenólicos (Hirose y col., 2010; Repo-Carrasco-Valencia y col., 2010; Repo- Carrasco-Valencia y col., 2011). Por otra parte, la quinoa es considerada libre de gluten y, por lo tanto, adecuada para los pacientes celíacos, así como las personas que tienen alergia al trigo (Abugoch, 2009; Jacobsen, 2003; Koziol, 1992). Estas características distinguen la quinoa de otros cereales convencionales. Por lo tanto, atrae un creciente interés en todo el mundo. Sin embargo, estudios recientes mostraron que ciertos cultivares de quinoa tienen epítomos celíacos tóxicos (localización en un antígeno que interactúa con los anticuerpos) que pueden activar respuestas inmunitarias en algunos pacientes con enfermedad celíaca (Zevallos y col., 2012) y un consumo de 50 g de quinoa consumido durante 6 semanas puede considerarse seguro (Zevallos y col., 2014). Aunque

la quinoa tiene constituyentes de sabor amargo (principalmente saponina) en la capa exterior de la semilla, ésta puede eliminarse lavando las semillas en agua fría o descascarillándola (Ogungbenle y col., 2003). Hay reportes que se centran en el desarrollo de métodos eficaces de descascarado para eliminar las saponinas y en el cultivo de nuevos cultivares "dulces" que contienen menos saponinas (Galwey y col., 1990; Koziol, 1992).

La cocción por extrusión es una de las tecnologías de procesamiento de alimentos más importantes que se ha utilizado desde mediados de la década de 1930 para la producción de cereales para el desayuno, alimentos listos para comer y otros alimentos texturizados. A lo largo de los años, la cocción por extrusión se ha convertido en el principal método de procesamiento para las industrias de alimentos y piensos, y está evolucionando rápidamente de un arte a una ciencia (Riaz y col., 2009).

En la década pasada, la cocción por extrusión se ha estudiado extensamente para producir diversos alimentos especiales, incluyendo productos de pasta y cereales para el desayuno listos para comer, alimentos infantiles, meriendas, proteínas vegetales texturizadas, alimentos para mascotas, sopas secas y mezclas de bebidas secas. No sólo mejora la digestibilidad (Singh y col., 2010) sino que también mejora la biodisponibilidad de los nutrientes (Gu y col., 2008) en comparación con la cocción convencional. Además de estas propiedades, se prefiere la cocción por extrusión en comparación con las técnicas convencionales de cocción / procesado debido a su capacidad para desarrollar una gama de productos con ventajas texturales distintas, incluyendo expansión, crujiente y sensación en boca general; siendo versátil, con productividad alta, costos bajos, eficiencia energética y tiempos de cocción más cortos (Brennan y col., 2007).

La incorporación de compuestos bioactivos como vitaminas, probióticos, péptidos bioactivos, antioxidantes, etc. en los sistemas de alimenticios proporciona una forma para desarrollar nuevos alimentos nutracéuticos que pueden tener beneficios fisiológicos o de reducir los riesgos de enfermedades

(Chen y col, 2006). En vista de la abundante población a la que se enfrentan estos países en desarrollo, la quinoa, si se utiliza, contribuirá en gran medida a erradicar la escasez en el suministro de alimentos y puede ser útil también en las industrias alimentarias para las formulaciones de alimentos infantiles. Para introducir una nueva suplementación en cualquier alimento, es importante determinar si la suplementación posee las propiedades funcionales apropiadas (Oshodi y Ekperigin, 1989).

La extrusión se considera, como un proceso multifuncional y un proceso térmico/mecánico, que ha permitido un número grande de aplicaciones en los alimentos. Dentro de los efectos benéficos se incluyen: destrucción de factores antinutricionales, la gelatinización parcial de almidón, desnaturalización parcial de proteínas, incremento en fibra dietaria soluble y reducción en la oxidación de lípidos presentes (Fellows, 2007).

A pesar de todo lo anterior, hay pocos reportes que estudian el efecto del proceso de extrusión sobre el valor nutricional y nutracéutico de la quinoa (Repo-Carrasco-Valencia y col., 201; Sundarrajan, 2014; Padrón-Pereira y col., 2015): No hay información sobre la optimización del proceso de extrusión para retener al máximo y/o incrementar actividad antioxidante (AAox), contenido de compuestos fenólicos totales (CFT) y digestibilidad proteínica *in vitro* (DPIV) de esta semilla.

La metodología de superficie de respuesta (MSR) es considerada un método matemático estadístico efectivo para establecer modelos y evaluar la significancia relativa de variables y así determinar condiciones óptimas de respuestas deseables.

El objetivo de la presente investigación fue optimizar las variables del proceso de extrusión (Temperatura de extrusión / velocidad de tornillo) de semillas de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) para obtener un alimento funcional (harina de quinoa extrudida optimizada) con actividad antioxidante, contenido de compuestos fenólicos y digestibilidad proteínica altos.

### III REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

#### A QUINOA

##### 1 Origen

Heisser y Nelson (1974) indican hallazgos arqueológicos en Perú y Argentina alrededor del inicio de la era cristiana, mientras que Bollaerd y Latcham, citados por Cárdenas (1944), encontraron semillas de quinoa en las tumbas indígenas de Tarapacá, Calama, Tiltel y Quillagua; este hecho evidenció que su cultivo es de tiempo muy remoto. Según Jacobsen (2003) la quinoa es uno de los cultivos más antiguos de la región Yina, con aproximadamente 7,000 años de cultivo, en cuya domesticación y conservación han participado grandes culturas como la Tiahuanacota y la Incaica.

Su marginación y reemplazo se inició con la conquista y con la introducción de cereales como la cebada y el trigo (Mujica, 1992; Jacobsen y Stolen, 1993). Al respecto, Risi (1997) señala que el cultivo nunca estuvo perdido entre los pobladores andinos, sino que pasaba desapercibido entre los pobladores urbanos de la región por razones, sobre todo, económicas y sociales. Además indica que la crisis económica de los países andinos, en la década de 1980's, estableció modelos de desarrollo económico diferentes a los tradicionales, que contemplaron el desarrollo de sistemas de exportación teniendo en cuenta la apertura de nuevos mercados en los países de Europa y en los Estados Unidos, sobre todo de productos alimenticios como la quinoa. El bienestar alcanzado por los países desarrollados ha hecho que su mercado de consumo de alimentos se enfoque hacia la búsqueda de alimentos nuevos, muchas veces ligados a cultivos ancestrales. Esta situación ha hecho que la quinoa pasara de un cultivo de autosubsistencia a un producto con potencial de exportación.

Latcham, citado por Cárdenas (1944), sostiene que la quinoa suplía al maíz en toda la región Andina desde Colombia hasta el sur de la isla de Chiloé, habiéndose aclimatado además en muchos puntos de la costa. Cárdenas cree que en Colombia la quinoa se introdujo muy tardíamente para suplir la falta de maíz en algunas zonas frías. Durante el Imperio Incaico estaba difundida en

Ecuador, Perú, Bolivia, Chile y en el noroeste de Argentina, dada su importancia económica, ya que además de sus semillas que son muy ricas en proteínas, las hojas también se utilizaron para la preparación de ensaladas.

Sin embargo, la erosión genética ha sido intensa desde el descubrimiento de América. En el siglo XVI existían más especies domesticadas en los Andes que en Asia o África debido principalmente a la sustitución de los cultivos locales por otros traídos de Europa (Tapia, 1991). Esta erosión también se acentuó por efecto de los cambios sociales y la actitud de la gente respecto a los cultivos foráneos, que generaba un prestigio social que condujo a menospreciar los cultivos andinos (Lescano, 1989). La sobrevivencia de los cultivos andinos fue posible por las comunidades campesinas que habitan la zona, quienes en base a sus tradiciones y conocimientos ancestrales sobre el manejo y utilización de estas especies, lograron evitar su pérdida.

## **2 Taxonomía y aspectos botánicos**

La quinoa fue ampliamente cultivada en la región Yina por culturas precolombinas y sus granos se utilizaron en la dieta de los pobladores tanto de valles interandinos, zonas más altas (superiores a 3,500 msnm), frías (temperaturas promedio de 12°C) y áridas (350 mm de precipitación promedio), como en el altiplano. A pesar de ser una especie completamente domesticada, los frutos contienen todavía saponina, por lo que su extracción es necesaria antes de poderlos consumir (Heisser y Nelson, 1974; Mujica, 1992).

Este grano se ha hecho conocido a nivel mundial por sus características excepcionales de valor nutricional / nutracéutico alto y por sus potencialidades de transformación y preparación gastronómica variada. Por otro lado, el conocimiento de los mecanismos de su resistencia a la sequía, al frío y a la salinidad, ha permitido difundir su cultivo en diferentes latitudes y condiciones de déficit hídrico y suelos salinos. Actualmente, dada la difusión de sus propiedades nutricionales / nutracéuticas, existe una enorme demanda insatisfecha en el mercado internacional. La agrobiodiversidad de la quinoa

permite adaptarse mejor y mitigar los efectos del cambio climático, disminuyendo su vulnerabilidad. En el área Andina existen diferentes grupos de quinoa que varían de una zona agroecológica a otra y difieren en su comportamiento, fenología, morfología, tecnología de cultivo, resistencia a factores abióticos y bióticos y utilización (Repo-Carrasco-Valencia, 2014).

La variabilidad genética de la quinoa es enorme, con cultivares adaptados al crecimiento de climas fríos, zonas altas a condiciones subtropicales, que permite seleccionar, adaptar y criar variedades para una amplia gama de condiciones ambientales (Bertero y col., 2004; Stikic y col, 2011). El mecanismo principal de la supervivencia de la quinoa a las heladas es evitar la formación de hielo por subenfriamiento moderado. La quinoa tiene un contenido alto de azúcares solubles, que puede causar disminución del punto de congelación y por lo tanto contribuir a bajar la temperatura letal del tejido foliar (Jacobsen y col., 2007). Se sugiere que el nivel de azúcares solubles puede utilizarse como un indicador de resistencia a las heladas (Jacobsen y col., 2005; Repo- Carrasco-Valencia y col., 2011).

La quinoa es una planta simpátrica, siendo acompañada a los lugares de expansión por sus parientes silvestres, con los cuales se van entrecruzando y manteniendo variabilidad. Las diferentes clasificaciones botánicamente se asocian con una morfología diferente de semillas de pseudocereal en comparación con verdaderos cereales. Mientras que en los cereales el embrión se encuentra en el endospermo amiláceo, en amaranto y quinoa rodea el embrión en la forma de un anillo de tejido de almidón, que en este caso es la perisperma. Además, las semillas son muy pequeñas. Estas diferencias morfológicas tienen grandes efectos sobre las propiedades de procesamiento de pseudocereales (Repo-Carrasco-Valencia y col., 2014).

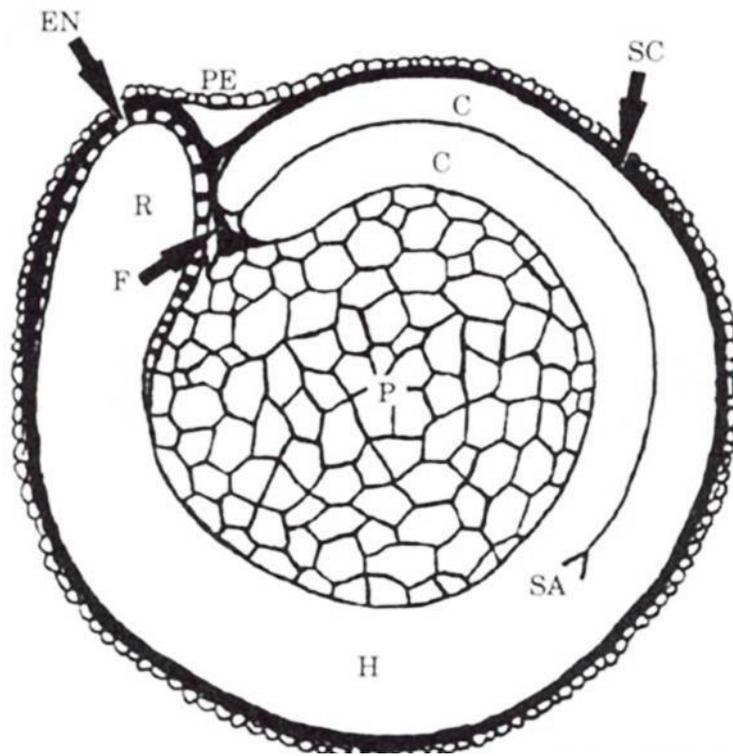
#### **a Clasificación taxonómica**

La quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) es también conocida como jupha, jiura, kiuna o arroz del Perú, dependiendo de la lengua (Aymara o Quechua) y

la localización geográfica. Respecto a su clasificación taxonómica, la quinoa 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* (Wilson, 1980; Cronquist, 1995). El género *Chenopodium* es el principal dentro de la familia *Chenopodiaceae* y tiene amplia distribución mundial, con cerca de 250 especies (Giusti, 1970). Botánicamente, la quinoa pertenece a la clase dicotiledóneas.

### **b Descripción de la semilla de quinoa**

El fruto es una aquenio indehiscente 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 las saponinas. Las semillas de quinoa son pequeñas y su diámetro varía desde 1-2.5 mm. El fruto está rodeado por el pericarpio el cual puede ser removido fácilmente. La semilla es envuelta en dos capas de pericarpio (**Fig 1**). Estas capas contienen saponinas, sustancias amargas las cuales deben ser removidas antes de que la quinoa sea consumida o procesada para la fabricación de productos alimenticios (Heisser y Nelson, 1974; Mujica, 1992; FAO-ALADI, 2014). El color del pericarpio puede ser transparente, blanco, amarillo, anaranjado, rosa, rojo, gris, violeta o negro. Debajo del pericarpio se localiza el episperma que puede ser transparente, blanco, marrón o negro. El episperma cubre el almidón del periesperma. El embrión de la semilla de quinoa forma una bobina alrededor



**Fig 1.** Sección longitudinal media de la semilla de quinoa, donde **PE:** pericarpio, **SC:** cubierta de la semilla, **EN:** endosperma, **C:** cotiledones, **H:** hipocotilo, **SA:** ápice del meristemo, **R:** radícula, **P:** perisperma, **F:** funículo

Abugoch y col (2008)

del periesperma y su proporción del peso de la semilla entero es alrededor del 30%.

En cereales como el maíz y el trigo, las reservas de almidón para el desarrollo del embrión se almacenan en el tejido del endospermo, pero en quinoa el tejido del endospermo se reduce a una o dos capas rodean el eje hipocotilo-radícula (Repo- Carrasco-Valencia y col., 2011).

### **3 Distribución geográfica**

La quinoa, originaria del altiplano peruano-boliviano y domesticada a orillas del Titicaca por las culturas pre-hispánicas y mejorada por la Tiahuanaco e Inca, muestra una enorme diversidad y variabilidad (3,000 accesiones), sirviendo como base alimentaria de la población con características excepcionales de resistencia y tolerancia a factores abióticos adversos.

Según Rojas (1998) la distribución geográfica de la quinoa en la región se extiende desde los 5° Latitud Norte al sur de Colombia, hasta los 43° Latitud Sur en la Décima Región de Chile, y su distribución altitudinal varía desde el nivel del mar en Chile hasta los 4,000 metros sobre el nivel del mar (msnm) en el altiplano que comparten Perú y Bolivia. Por ello, existe quinoa de costa, valles, valles interandinos, puna y altiplano (**Fig 2**).

De acuerdo a los países de la región y sus zonas tradicionales de producción la quinoa se distribuye en: (Rojas y col., 2010): (1) Colombia.- En el departamento de Nariño, en las localidades de Ipiales, Puesres, Contadero, Córdova, San Juan, Mocondino y Pasto, (2) Ecuador.- En las áreas de Carchi, Imbabura, Pichincha, Cotopaxi, Chimborazo, Loja, Latacunga, Ambato y Cuenca, (3) Perú.- En las zonas de Camarja, Callejón de Huayllas, Valle del Mantaro, Yahuayllas, Cusco y Puno (altiplano), (4) Bolivia.- En el Altiplano de La Paz, Oruro y Potosí y en los valles interyinos de Cochabamba, Chuquisaca, Potosí y Tarija, (5) Chile.- En el Altiplano Chileno (Isluga e Iquique) y Concepción. También existen reportes de quinoas cultivadas en la Novena y Décima región (Barriga y col., 1994),



**Fig 2.-** Distribución geográfica de la producción mundial de quinoa  
 Rojas y col. (2010)

(6) Argentina.- Se cultiva en forma aislada en Jujuy y Salta. El cultivo se amplió también hacia los Valles Calchaquíes de Tucumán (Gallardo y González, 1992).

#### **4 Variedades de semillas de quinoa**

Dentro del género *Chenopodium* existen diversas especies cultivadas: (1) Como productoras de grano.- *Chenopodium quinoa* Willd. y *Chenopodium pallidicaule* Aellen, en Sudamérica, (2) Como verduras.- *Chenopodium nuttalliae* Safford y *Chenopodium ambrosioides* L. en México, (3) Como verduras o medicinales.- *Chenopodium carnosolum* Moq. y *Chenopodium ambrosioides* L. en Sudamérica (Fuentes y col., 2009).

El género *Chenopodium* ha sido cultivado en varias áreas geográficas del mundo: (1) Europa.- *Chenopodium álbum* L., (2) Asia Central.- *Chenopodium giganteum* D. Don, o árbol de espinaca, (3) América Central.- *Chenopodium berlyieri* Moq. var. *Nuttalliae*, (4) América del Sur.- *Chenopodium pallidicaule* y *Chenopodium quinoa*, (5) Norteamérica.- *Chenopodium berlyieri* y (6) Yes y Pampa Argentina (Sudamérica).- *Chenopodium hircinum* (Fuentes y col., 2009).

Entre los cultivos andinos, la quinoa recibió la mayor dedicación y apoyo principalmente en Ecuador, Perú y Bolivia. Las evaluaciones de la variabilidad genética disponible permitieron agrupar a las quinoas en cinco grupos mayores según sus características de adaptación y algunas morfológicas de heredabilidad alta, fácilmente detectables y capaces de mantenerse en toda el área de difusión. Estos cinco grupos corresponden a: (1) Quinoa al nivel del mar, (2) Quinoa de valles interandinos, (3) Quinoa del altiplano, (4) Quinoa de salares y (5) Quinoa de los yungas (Lescano, 1989; Tapia, 1990).

##### **a Quinoa de nivel del mar**

Se encuentra en las zonas de Linares y Concepción (Chile) a 36° Latitud Sur. Son plantas más o menos robustas, de 1.0 a 1.4 m de altura, de crecimiento

ramificado, y producen granos de color crema transparente (tipo Chullpi). Estas quinoas guardan gran similitud con la *Chenopodium nuttalliae* (Huahzontle) que se cultiva en forma aislada en México a 20° Latitud Norte.

#### **b Quinoa de valles interandinos**

Son las que se adaptan entre los 2,500 a 3,500 msnm, se caracterizan por su alto desarrollo -hasta 2.5 m o más de altura y con muchas ramificaciones- con inflorescencia laxa y que normalmente presentan resistencia al mildiu (*Peronospora farinosa*).

#### **c Quinoa de altiplano**

Se desarrolla en áreas mayores como cultivos puros o únicos y, entre los 3,600 a 3,800 msnm, corresponde a la zona del altiplano peruano-boliviano. En esta área se encuentra la mayor variabilidad de caracteres y se producen los granos más especializados en su uso. Las plantas crecen con alturas entre 0.5 a 1.5 m, con un tallo que termina en una panoja principal y por lo general compacta. En este grupo es donde se encuentra el mayor número de variedades mejoradas y también los materiales más susceptibles al mildiu.

#### **d Quinoa de salares**

Crece en las zonas de los salares al sur del altiplano boliviano, la zona más seca con 300 mm de precipitación. Se cultiva como cultivos únicos a distancias de 1 m x 1 m y en hoyos para aprovechar mejor la escasa humedad. Es quinoa con el mayor tamaño de grano (> 2.2 mm de diámetro), se las conoce como "Quinoa Real" y sus granos se caracterizan por presentar un pericarpio grueso y con alto contenido de saponinas.

### **e Quinoa de los yungas**

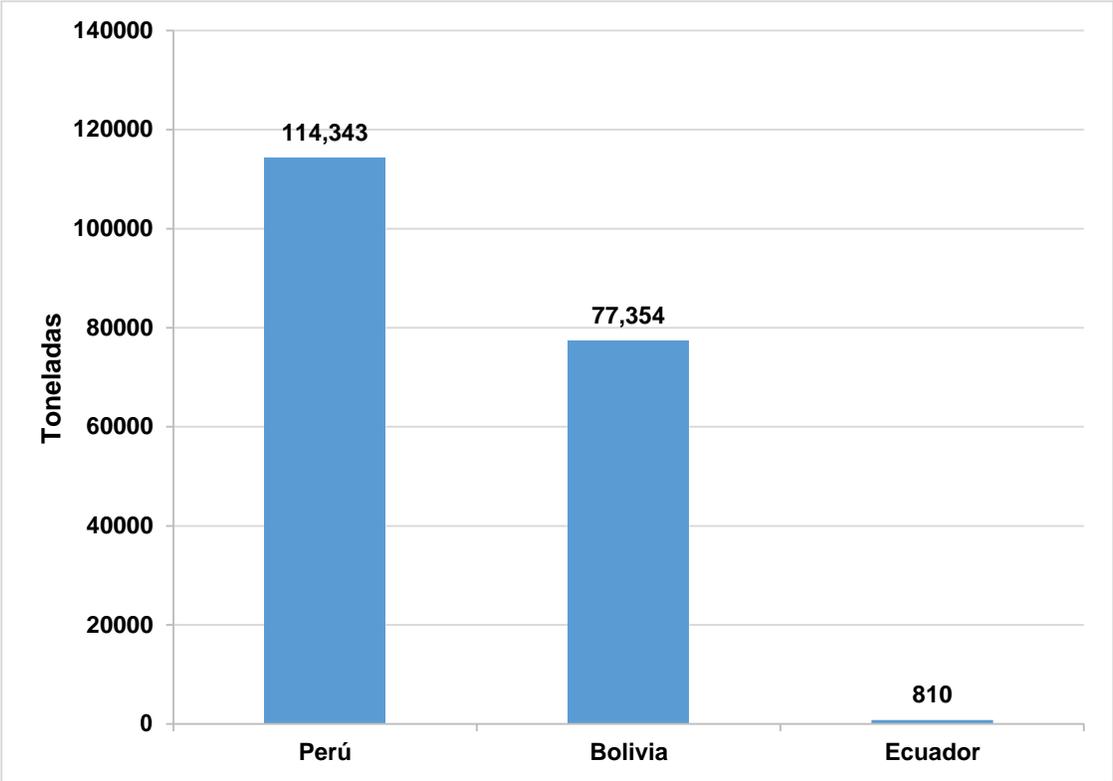
Es un grupo reducido de quinoa que se han adaptado a las condiciones de los Yungas de Bolivia a alturas entre los 1,500 y 2,000 msnm, y se caracterizan por ser de desarrollo algo ramificado. Alcanzan alturas de hasta 2.20 m, son plantas verdes y, cuando están en floración, toda la planta íntegra toma una coloración anaranjada.

La quinoa cultivada tiene una gran diversidad genética, mostrando variabilidad en la coloración de la planta, inflorescencia y semilla, en los tipos de inflorescencia, y en el contenido de proteínas, saponinas y betacianinas en las hojas, con lo que se obtiene una amplia adaptación a diferentes condiciones agroecológicas (suelos, precipitación, temperatura, altitud, resistencia a heladas, sequía, salinidad o acidez) (Mujica, 1992).

Entre las principales variedades conocidas en la región Yina, Bolivia, destacan 22 obtenidas por mejoramiento genético a través de hibridaciones o selección. Asimismo, se cuenta con un complejo importante de variedades amargas conocidas como “Quinoa Real”, que incluye a varias razas locales: Real Blanca, Mañiqueña, Huallata, Toledo, Mok’o Rosado, Tres Hermanos, K’ellu, Canchis Anaranjado, Pisankalla, Pyela Rosada, Perlasa, Achachino, Hilo, Rosa Blanca, Mok’o, Timsa, Lipeña, Chillpi Amapola, Chillpi Rosado, Utusaya y Canchis Rosado (Aroni y col., 2003).

## **5 Producción mundial de quinoa**

En los últimos años, se constata un progresivo aumento de la producción de quinoa, especialmente en los países que han sido tradicionalmente los principales productores (Bolivia, Perú, Ecuador) (**Fig 3**). Se estima que más del 80% de la producción mundial de quinoa se concentra en esos tres países registrando más de 100 mil toneladas en el 2014 (FAO STAT, 2016). La concentración de la producción en dichos países es concordante con el hecho de que se trata de un cultivo que ha estado en la base de la alimentación de los



**Fig 3.** Principales países productores de quinoa en 2014  
FAOSTAT (2016)

pueblos originarios de los Andes desde mucho antes de la llegada de los conquistadores europeos.

La amplia variabilidad agroecológica a la cual puede adaptarse la quinoa se refleja en el hecho de que, sin perjuicio de que su cultivo se concentra en los valles altiplánicos de Bolivia y Perú, se la encuentra en algunas regiones costeras del Sur de Chile, hasta los valles yinos del Sur de Colombia, y en pisos altitudinales que van desde el nivel del mar hasta los 4,000 metros sobre el nivel del mar (Jacobsen, 2011; FAO-ALADI, 2014).

La Organización para los Alimentos y la Agricultura (FAO, por sus siglas en inglés) seleccionó a la quinoa como uno de los cultivos destinados a ofrecer la seguridad alimentaria en el siglo XXI. Producto de más de veinte años de trabajo, desarrollado en algunos países potenciales de Europa, Asia, África, Australia, Norte América, la producción de quinoa se encuentra en proceso de expansión hacia diferentes espacios geográficos del planeta por sus extraordinarias características de adaptación y adaptabilidad para producir altos rendimientos en condiciones adversas (Jacobsen, 2011; FAO-ALADI, 2014).

### **a Producción de quinoa en Bolivia**

Históricamente, Bolivia ha sido el principal productor de quinoa, como se refleja en la evolución de la superficie plantada y en el gradual aumento de la producción y de los excedentes exportables. El **Cuadro 1** permite apreciar que en un lapso de 10 años la superficie sembrada se incrementó en poco más de un 75%, aumentando de manera gradual desde 36,847 ha en 2000, a 64,789 ha en 2011. Por su parte, la producción creció en una proporción algo menor, de 23,785 ton a 38,257 ton, en el periodo analizado. Llama la atención la disminución de los rendimientos por ha, que se redujeron de 645 kg/ha 590 kg/ha. Si bien los motivos de esta disminución no surgen de manera evidente del análisis de la información disponible, las cifras señalan que en la medida que se expande la superficie bajo cultivo va disminuyendo la productividad promedio del cultivo, lo que probablemente es un indicador de que las nuevas

**Cuadro 1.** Superficie, producción y rendimiento de quinoa en Bolivia.

<b>Año</b>	<b>Superficie (ha)</b>	<b>Producción (ton)</b>	<b>Rendimiento (kg/ha)</b>
2011	64,789	38,257	590
2010	63,010	36,060	572
2009	59,924	34,156	570
2008	46,369	27,169	586
2007	45,454	26,601	585
2006	42,431	26,873	633
2005	39,302	25,201	641
2004	38,649	24,688	639
2003	38,289	24,936	651
2002	37,817	24,179	639
2001	37,223	23,299	626
2000	36,847	23,785	645

FAOSTAT (2013)

tierras incorporadas a la producción de quinoa pueden ser de inferior calidad o estar afectadas por mayores variaciones climatológicas (FAO, 2012).

## **b Producción de quinoa en Perú**

El otro gran productor de quinoa es Perú, donde igualmente se constata una recuperación de la superficie cultivada y de la producción doméstica (**Cuadro 2**). En este caso, la expansión de la superficie cultivada y de la producción muestra una menor tasa de crecimiento que en el caso de Bolivia. Así, la superficie bajo cultivo aumenta en poco menos de un 25%, pasando desde 28,889 a 35,641 ha, en el periodo 2000-2011. No obstante, a pesar de la menor superficie destinada al cultivo, el volumen de producción supera al de Bolivia, lo que se explica por los mayores rendimientos por hectárea obtenidos en Perú, que prácticamente duplican a los obtenidos en el país vecino. La información disponible no permite identificar las razones de esta diferencia tan marcada de productividad, las que pueden estar asociadas a mejores condiciones agroecológicas, o a mejoría en la calidad genética y técnicas de cultivo, o más probablemente a una combinación de dichos factores (FAO, 2012).

## **6 Composición química y valor nutricional de semillas de quinoa**

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.

Una característica fundamental de la quinoa es que la semilla, las hojas y las inflorescencias son fuentes de proteínas de muy buena calidad. La calidad

**Cuadro 2.** Superficie, producción y rendimientos de quinoa en Perú

<b>Año</b>	<b>Superficie (ha)</b>	<b>Producción (ton)</b>	<b>Rendimiento (kg/ha)</b>
2011	35,461	41,168	1,160
2010	35,313	41,079	1,163
2009	34,026	39,397	1,157
2008	31,163	29,867	958
2007	30,381	31,824	1,047
2006	29,947	30,429	1,016
2005	28,632	32,59	1,138
2004	27,676	26,997	975
2003	28,326	30,085	1,062
2002	27,851	30,373	1,090
2001	25,601	22,267	860
2000	28,889	28,191	970

FAOSTAT (2013)

nutricional de la semilla es importante por su contenido y calidad proteínica, las semillas de quinoa poseen un buen contenido de aminoácidos esenciales Lisina (deficiente en cereales) y azufrados (Met+Cys) (deficientes en leguminosas).

Sin embargo, a pesar de su buen contenido de nutrientes, las investigaciones realizadas concluyen que los AAE de la proteína en la semilla cruda y sin lavar no están del todo disponibles, porque contienen sustancias que interfieren con la utilización biológica de los nutrimentos. Estas sustancias son los glucósidos denominados saponinas (FAO/WHO, 2011). Generalmente se destaca el hecho de que las proteínas de la quinoa reúnen todos los aminoácidos esenciales en un buen balance, al mismo tiempo que su fracción lipídica es libre de colesterol.

La semilla de quinoa es un alimento completo con valor nutricional alto debido principalmente a su alto contenido de proteína de buena calidad (Ranhotra y col., 1993; Oshodi y col., 1999; Abugoch y col., 2008).

#### **a Proteínas**

El contenido de proteína reportado en la literatura para semilla de quinoa es 12 – 23% (Ruales y Nair, 1994a,b; Yo y col., 2002; Karyotis y col., 2003; Abugoch y col., 2008). En comparación con granos de cereales, el contenido de proteína total de semilla de quinoa (16,3% base seca (bs) es mayor que la de cebada (11 % bs), arroz (7.5% bs) o maíz (13,4% bs) y es comparable a la de trigo (15,4% bs) (USDA, 2005; Abugoch y col., 2008) (**Cuadro 3**).

Se ha estudiado la composición de aminoácidos de semilla de quinoa (Ruales y Nair, 1993; Wright y col., 2002; Repo-Carrasco y col., 2003). Comparado con granos de cereales, las proteínas de la quinoa son particularmente altas en Lisina, aminoácido limitante en la mayoría de los cereales (**Cuadro 4**).

**Cuadro 3.** Contenido de macronutrientes en semilla de quinoa y otros granos

<b>Macronutriente</b> (g / 100 g, bs)	<b>Quinoa</b>	<b>Frijol</b>	<b>Maíz</b>	<b>Arroz</b>	<b>Trigo</b>
Proteínas	16.5	28.0	10.2	7.6	14.3
Lípidos	6.3	1.1	4.7	2.2	2.3
Carbohidratos	69.0	61.2	81.1	80.4	78.4
Energía (Kcal/100g)	399	367	408	372	392

Koziol (1992)

**Cuadro 4.** Aminoácidos esenciales en semillas de quinoa y otros granos

<b>Aminoácido esencial (g /100 g proteína)</b>	<b>Quinoa<sup>a</sup></b>	<b>Cebada<sup>a</sup></b>	<b>Soya<sup>a</sup></b>	<b>Trigo<sup>a</sup></b>	<b>FAO / WHO<sup>b</sup> &gt;3 años de edad</b>
His	2.88	2.25	2.76	2.35	1.60
Ile	3.57	3.65	4.45	3.89	3.00
Leu	5.95	9.82	7.20	6.81	6.10
Lys	54.2	3.72	5.78	2.21	4.80
Met+Cys	3.62	4.13	2.89	2.27	2.30
Phe+Tyr	6.09	8.47	8.48	8.59	4.10
Thr	2.98	3.40	3.86	2.67	2.50
Trp	1.14	1.66	1.20	1.28	0.66
Val	4.21	4.90	5.71	4.16	4.00

<sup>a</sup> USDA (2005), <sup>b</sup> FAO (2013)

(0.4-1%) (NAS, 1975; Prakash y Pal, 1998; Bhargava y col., 2003). Las proteínas de la quinoa tienen mayor contenido de Histidina que las de cebada, soya y proteínas del trigo. El contenido de AAE azufrados (Met+Cys) en proteínas de quinoa es adecuado para niños mayores de tres años y adultos. Las proteínas de quinoa tienen niveles adecuados de aminoácidos aromáticos (Fenilalanina, Tirosina), Histidina, Isoleucina, Treonina, Triptófano y Valina (**Cuadro 4**).

El contenido y balance de AAE que contienen las proteínas de semilla de quinoa le confieren propiedades terapéuticas. La biodisponibilidad de la Lisina de la quinoa – AAE más abundante en la semilla-- es muy alta mientras en el trigo, el arroz, la avena, el mijo o el sésamo es notablemente más baja. La Lisina 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 Ca e, incluso, parece retardar o impedir -junto con la vitamina C- las metástasis cancerosas (FAO/WHO, 2011).

La digestibilidad aparente y la relación de eficiencia proteínica (PER, por sus siglas en inglés) de las proteínas de quinoa son similares a la de caseína (proteína de la leche) (Gross y col, 1989; Ranhotra y col, 1993). La eliminación de las saponinas de la cubierta seminal de las semillas de quinoa (lavado, abrasión, tratamiento térmico) incrementa la digestibilidad de sus proteínas, alcanzando valores de 83% (caseína 91%) (Ruales y Nair, 1993). La digestibilidad de las proteínas de quinoa es el factor limitante en la utilización de proteínas y energía; la molienda mejora significativamente la digestibilidad de lípidos y carbohidratos (Abugoch, 2009).

## **b Lípidos**

Las semillas de quinoa contienen 1.8 – 9.5% de lípidos. Los lípidos de las semillas de quinoa contienen altas cantidades de lípidos neutros en todas las fracciones de semillas analizadas. Los triglicéridos son la fracción presente más

importante, representan más del 50% de los lípidos neutros. Los diacilglicéridos están presentes en semillas enteras y aportan el 20% de la fracción lipídica neutral. Algunos investigadores han caracterizado la composición de ácidos grasos de los lípidos de semilla de quinoa con contenidos de 19.0-22.3% saturados (principalmente Palmítico), 25.0-28.7% monoinsaturados (principalmente Oleico), 58.3% poliinsaturados (principalmente Linoleico, 90%) (Oshodi y col., 1999; USDA, 2005; Ryan y col., 2007). Ver **Cuadro 5**.

Los ácidos grasos Omega 3 (Linolénico) y 6 (Linoleico) son ácidos grasos esenciales porque no pueden ser sintetizados por los seres humanos, que deben obtenerlos de los alimentos. Los ácidos grasos esenciales son metabolizados a más ácidos grasos de cadena de 20 y átomos de carbono 22. El ácido Linoleico se metaboliza a ácido Araquidónico y ácido Linolénico a Eicosapentaenoico (EPA) y Docosahexaenoico (DHA). EPA y DHA desempeñan papeles importantes en el metabolismo de prostaglandina, trombosis y arterioesclerosis, inmunología e inflamación y función de membrana.

El perfil de ácidos grasos de semilla de quinoa es similar al aceite de maíz y soya (Koziol, 1992; Oshodi y col., 1999). Los ácidos grasos esenciales (Linoleico, Linolénico) son sustratos necesarios en el metabolismo de los animales. El ácido Linoleico (C18: 2) es uno de los más abundantes ácidos grasos poliinsaturados (AGPI) identificados en semillas de quinoa. Los AGPI tienen varios efectos positivos sobre las enfermedades cardiovasculares y mejoran la sensibilidad a la insulina.

La fracción de aceite de semilla de quinoa tiene alta calidad y es altamente nutritiva, basado en el hecho de que tiene un alto grado de insaturación, con un índice de polinsaturación de 3.9 – 4.7. Otra característica importante es la presencia natural de una alta cantidad de vitamina E (tocoferol), 0.59 – 2.6

**Cuadro 5.** Composición de ácidos grasos en lípidos de soya y otros granos

Ácido graso (%)	Quinoa <sup>a</sup>	Soya <sup>b</sup>	Maíz <sup>b</sup>
<b>Saturados</b>			
Mirístico C14:0	0.1-2.4	Rastros	Rastros
Palmítico C16:0	9.2-11.1	10.7	10.7
Esteárico C18:0	0.6-1.1	3.6	2.8
<b>Monoinsaturados</b>			
Miristoleico C14:1	1	-	-
Palmitoleico C16:1	0.2-1.2	0.2	Rastros
Oleico C18:1	22.8-29.5	22	26.1
<b>Polinsaturados</b>			
Linoleico C18:2 (n-6)	48.1-52.3	56	57.7
Linolénico C18:3 (n-3)	4.6-8	7	2.2

<sup>a</sup>Masson y Mella (1985); <sup>b</sup>USDA (2005)

mg/100 g en las semillas; actúa como una defensa natural contra la oxidación de lípidos (USDA, 2005; Ng y col., 2007; Ryan y col., 2007).

El Escualeno y fitoesteroles son componentes presentes en la fracción insaponificable de lípidos de los alimentos. El Escualeno es un intermediario en la biosíntesis de Colesterol; en la fracción lipídica de la semilla de quinoa se han detectado contenidos de Escualeno de 33.9 – 58.4 mg/100 g (Jahaniaval y col., 2000; Ryan y col., 2007). El Escualeno es el precursor bioquímico de toda la familia de los esteroides; además, de su actividad antioxidante eficaz, los tocotrienoles tienen otras funciones importantes, en particular en el mantenimiento de un sistema cardiovascular saludable y un posible papel en la protección contra el cáncer (Nesaretnam, 2007). El Escualeno se utiliza como bactericida y como intermediario en muchos productos farmacéuticos, colorantes, productos químicos de caucho y agentes surfactantes (Ahamed y col., 1998).

Los fitoesteroles son componentes naturales de las membranas celulares de la planta que son abundantes en los aceites vegetales, semillas y granos. Los fitosteroles tienen diferentes efectos biológicos tales como actividad antiinflamatoria, antioxidante y anticancerígena y la capacidad de reducir el colesterol (Moreau y col., 2002). Los niveles de fitosteroles de semilla de quinoa son:  $\beta$ -Sitosterol 63,7 mg/100 g, Campesterol 15,6 mg/100 g y Stigmasterol 3,2 mg/100 g. Estos niveles son superiores a los de las semillas de calabaza, cebada y maíz, pero menores que los de las lentejas, garbanzo o semillas de sésamo (Ryan y col., 2007). Las dosis recomendadas de los fitosteroles libres son 0,8 – 1,0 g de equivalentes por día, incluyendo las fuentes naturales, y son importantes componentes de la dieta para bajar el colesterol de baja densidad lipoproteína (LDL) y mantener la salud de buen corazón (Berger y col., 2004).

### **c Carbohidratos**

El contenido de carbohidratos presente en las semillas de quinoa es comparable con el de cebada y arroz. El almidón es el componente principal de

los carbohidratos de la quinoa, y constituye el 32.0- 69.2% (Oshodi y col., 1999; Wright y col., 2002; Lindeboom, 2005; USDA, 2005). En la semilla de quinoa el almidón se localiza principalmente en el periesperma y se encuentra tanto como como pequeños gránulos individuales como en grandes gránulos compuestos de cientos de gránulos individuales (Berghofer y Schönelechner, 2002).

El almidón de la quinoa tiene un contenido de amilosa (11-12.2%) bajo en comparación con los almidones comunes y es rico en amilopectina y gelatiniza a temperaturas relativamente bajas (57-71 ° C). El almidón tiene una viscosidad alta y manifiesta el fenómeno de hinchamiento en el intervalo de temperatura 65-95° C. El almidón de quinoa tiene una estabilidad excelente hielo-deshielo que está relacionada con el hecho de que es rico en amilopectina (Ahamed y col., 1998; Qian y col., 1999; Berghofer y Schönelechner, 2002).

La forma digerible del almidón es el almidón resistente que puede ser fácilmente digerido por el intestino delgado humano y es altamente beneficioso para un mejor control glucémico, reducir el riesgo de enfermedades cardiovasculares y mantener la salud intestinal (Fuentes-Zaragoza y col., 2011).

Los carbohidratos juegan una función nutricional básica y pueden tener diferentes efectos sobre la salud fisiológica, tales como: suministro de energía, efectos sobre saciedad/ vaciado gástrico, control del metabolismo de la glucosa e insulina de la sangre, glicosilación de proteínas; metabolismo de colesterol y triglicéridos (FAO, 1998).

Los carbohidratos de quinoa pueden ser considerados un alimento nutracéutico porque tienen efectos beneficiosos hipoglicémicos y provocan disminución de ácidos grasos libres. Estudios realizados en personas con enfermedad celíaca demostraron que el índice glicémico de la quinoa era inferior a la de pasta sin gluten y el pan. Además, la quinoa induce niveles más bajos de ácidos grasos libres de pasta sin gluten y disminuye significativamente las concentraciones de triglicéridos en comparación con el pan sin gluten (Berti y col., 2004).

#### **d Fibra dietaria**

La fibra dietaria es una parte comestible de la planta que se considera análogo de carbohidratos. Es resistente a la digestión y a la absorción en el intestino delgado humano con fermentación completa o parcial en el intestino grueso. La fibra dietaria incluye polisacáridos, oligosacáridos, lignina y sustancias vegetales asociadas. La fibra dietaria soluble (p. ej. pectinas) es una clase de carbohidratos que son absorbidos por el intestino delgado, mientras que la fibra dietaria insoluble son los carbohidratos (p. ej. hemicelulosa) que no pueden ser absorbidos y menos metabolizados por el intestino delgado (Englyst y col., 2007).

La quinoa contiene fibra dietaria que supone el 6% del peso total de la semilla y es la que hace que la ingesta de quinoa favorezca el tránsito intestinal, regule los niveles de colesterol, estimule el desarrollo de flora bacteriana beneficiosa y ayude a prevenir el cáncer de colon. 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. La fibra dietaria favorece la adecuada actividad metabólica del organismo y la correcta circulación de la sangre (FAO/WHO, 2011).

El contenido de fibra dietaria total en semilla de quinoa es similar al de los cereales comunes como el arroz y el maíz (7 – 9.7% base seca) (Pedersen y col., 1987; Repo Carrasco-Valencia y col., 2010b); el contenido de fibra dietaria soluble se ubica entre 1.3 y 6.1%(bs) (Abugoch, 2009). La fibra dietaria es especialmente importante en las dietas señaladas para la reducción del riesgo de enfermedad y la prevención de la diabetes y enfermedades cardíacas. Algunos componentes del acto de fibra dietaria soluble como prebióticos son beneficiosos para la salud intestinal (Repo- Carrasco-Valencia y col., 2011ab).

## e Vitaminas y minerales

Las semillas de quinoa son ricas en micronutrientes como vitaminas y minerales. Los principales minerales son K, P, Mg (**Cuadro 6**). Según la Academia Nacional de Ciencias (NAS, 2004)

El Mg, Mn, Cu, Fe contenidos en 100 g de semillas de quinoa cubren las necesidades diarias de niños y adultos. El contenido P y Zn en 100 g es suficiente para los niños y cubre el 40 – 60% de las necesidades cotidianas de los adultos. El contenido de K puede contribuir con 18-22% de los requerimientos infantiles y el 10% de los de adultos. El contenido de minerales en semillas de quinoa es mayor que el de cereales como cebada y avena (excepto P), especialmente K, Mg, Ca (Repo-Carrasco-Valencia y col., 2011).

Konishi y col., (2004) estudiaron la distribución de minerales en la semilla de quinoa. P, K, Mg se localizan en tejido embrionario. Ca, K presentes en el pericarpio, posiblemente asociados a pectinas. También observó que el contenido de Ca disminuye después del descascarillado.

El contenido de Tiamina y Riboflavina en semillas de quinoa es similar a la de los cereales comunes (Bock, 2000). En comparación con cereales comunes, las semillas de quinoa son excelentes fuentes de vitamina E; particularmente de  $\gamma$ -tocoferol (5 mg/100 g) (Ruales y Nair, 1993). El contenido de  $\gamma$ -tocoferol es de particular relevancia biológica debido a sus potenciales actividades antiinflamatoria y anticancerígena (Álvarez-Jubete y col., 2009). Las semillas de quinoa contienen cantidades significativas de vitamina C, que no es común en los cereales. El contenido de vitaminas de la quinoa se presenta en el **Cuadro 7**.

**Cuadro 6.** Contenido de minerales en semillas de quinoa, integral y descascarillada, harina de quinoa y otros granos

<b>Mineral (mg/100g)</b>	<b>Quinoa completa<sup>a</sup></b>	<b>Quinoa descascarillada<sup>a</sup></b>	<b>Harina de Quinoa<sup>b,c</sup></b>	<b>Avena<sup>d</sup></b>	<b>Cebada<sup>d</sup></b>
Ca	86.3	55.1	70–86	58	29
P	411	404.9	22–462	734	221
K	732	656	714–855	566	280
Mg	502	467.9	161–232	235	79
Fe	15	14.2	2.6–6.3	5.4	2.5
Mn	nr	nr	3.5	5.6	1.3
Cu	nr	nr	0.7–7.6	0.4	0.4
Zn	4	4	3.2–3.8	3.11	2.1
Na	nr	nr	2.7–93	4	9

nr: no reportado

<sup>a</sup> Konishi y col (2004); <sup>b</sup> Ranhotra y col (1993)

<sup>c</sup> Oshodi y col (1999); <sup>d</sup> USDA (2005)

**Cuadro 7.** Contenido de vitaminas en semilla de quinoa

<b>Vitamina (mg/100 g)</b>	<b>Ruales y Nair (1993)</b>	<b>Dini y col. (2010)</b>	<b>Álvarez-Jubete y col. (2009)</b>
Tiamina	0.4	nr	nr
Riboflavina	0.2	nr	nr
Ácido fólico	78.1	nr	nr
Vitamina C	16.4	12-13	nr
$\alpha$ - tocoferol	2.6	nr	24.7*
Vitamina A	0.2	nr	nr

\*Contenido total de tocoferol; nr = no reportado.

## 7 Fitoquímicos presentes en las semillas de quinoa

Los fitoquímicos son metabolitos secundarios que están presentes abundantemente en plantas y alimentos vegetales que poseen actividad biológica. Algunos fitoquímicos (p. ej. polifenoles) poseen actividades biológicas como antioxidantes y antiinflamatorios en la dieta humana (Ferrazzano y col, 2011). Estudios recientes han sugerido que los compuestos bioactivos, especialmente los polifenoles, ayudan a reducir el riesgo de enfermedades crónico degenerativas y participan en la regulación de la apoptosis en células tumorales (Brady y col, 2007; Ferrazzano y col, 2011).

Los polifenoles, son una clase de compuestos bioactivos en el alimento, a los cuales se le atribuyen la amargura, el color y el sabor de los productos (Shahidi y Naczk, 1995; Han y col, 2007). Otros fitoquímicos importantes, los fitoesteroles son una clase de compuestos bioactivos que ayudan a reducir la absorción de colesterol en el intestino humano; además, se han asociado a propiedades antivirales y antitumorales (Moghadasian y Frohlich, 1999; Li y Zhang, 2001). Las semillas andinas, como las de quinoa, poseen mayor contenido de compuestos bioactivos (compuestos fenólicos y flavonoides) que algunas leguminosas (p. ej. lupino) (Repo-Carrasco-Valencia y col, 2010b; Siger y col, 2012).

Los compuestos fenólicos se clasifican bajo el grupo de compuestos bioactivos que poseen una fuerte actividad antioxidante (Bonoli y col, 2004). En el **Cuadro 8** se presentan los fitoquímicos presentes en las semillas de quinoa. Entre los pseudocereales, la quinoa posee mayores contenidos de ácidos fenólicos totales en comparación con las semillas de kañiwa y amaranto. Algunos investigadores han reportado que el contenido de ácidos fenólicos en las semillas de quinoa ( $42 \pm 1$  mg EAG/100 g bs.) es similar al contenido total de ácidos fenólicos en el sorgo (Repo-Carrasco-Valencia y col, 2010a,b).

Los pseudocereales y las leguminosas contienen ácidos fenólicos como Cafeico, Ferúlico, *p*-Cumárico, ácido *p*-Hidroxibenzoico y Vanílicico (Repo-Carrasco-Valencia y col., 2010b). El ácido Ferúlico también conocido como

**Cuadro 8.** Fitoquímicos presentes en la semilla de quinoa escarificada

<b>Fitoquímico</b>	<b>Quinoa</b>
<b>Ácidos fenólicos</b> (mg/100 g)	
Caféico <sup>a</sup>	0.61-1.47
Ferúlico <sup>a</sup>	14.9-20
p-Cumárico <sup>a</sup>	2.3-27.5
p-Hidroxibenzoico <sup>a</sup>	2.4-3.9
Vainillico <sup>a</sup>	8.9-9.2
<b>Flavonoides</b> (mg/100 g)	
Miricetina <sup>a</sup>	0.87
Quercetina <sup>a</sup>	23.5-38.1
Kaempferol <sup>a</sup>	0.45-44.7
Epigallocatequina <sup>b</sup>	1.55-3.21
Epicatequina <sup>b</sup>	4.23-4.62
Bioacാനina A <sup>b</sup>	0.67-6.44
Vainillina <sup>b</sup>	4.198.39

<sup>a</sup> Repo-Carrasco-Valencia y col. (2010b)

<sup>b</sup> Padrón-Pereira y col. (2014)

ácido Hidroxicinámico está ampliamente presente en la pared celular de las plantas que poseen actividades antioxidantes en sustancias alimenticias. La disposición de anillos aromáticos determina la extensión de la actividad antioxidante en la estructura del ácido Ferúlico y sus derivados (Nenadis y col., 2003). De acuerdo a Sundarrjan (2014) las semillas de kañiwa (amaranto) poseen un mayor contenido de ácido Ferúlico que las de quinoa; sin embargo, las semillas de quinoa contienen mayores cantidades de ácidos p-Cumárico y Vanílico.

Los flavonoides son compuestos fenólicos a los que se les atribuyen propiedades antioxidantes y de reducción de lípidos que ayudan a mejorar el rendimiento cognitivo y prevenir enfermedades cardiovasculares (Stangl y col., 2006; Spencer 2008). Miricetina, Quercetina, Kaempferol, Isoramnetina y Ramnetina son flavonoides que se han identificado en pseudocereales y leguminosas (Kalogeropoulos y col., 2010; Repo-Carrasco y col., 2010b). Las semillas de quinoa contienen cantidades significativas de flavonoides, principalmente glucósidos, como Kaempferol y Quercetina (Peñarrieta y col., 2008; Alvarez-Jubete y col., 2010).

## **8 Propiedades nutraceuticas de las semillas de quinoa**

Los alimentos nutraceuticos son aquellos alimentos que al ser consumidos con regularidad ejercen un efecto específico en la salud más allá de sus beneficios nutricionales (Espín y col., 2007). El consumo de granos integrales (cereales, pseudocereales, leguminosas), sobre todo semillas pigmentadas, se ha asociado con la reducción en la incidencia de enfermedades crónicas - degenerativas (diabetes, cáncer, enfermedades cardiovasculares, arteriosclerosis y obesidad). Lo anterior se atribuye a la presencia de fitoquímicos en este tipo de alimentos. Entre éstos se encuentran los compuestos fenólicos (ácidos fenólicos, flavonoides, antocianinas, proantocianidinas), fibra dietaria, carotenoides, vitaminas E y C. A estos fitoquímicos se les han atribuido propiedades nutraceuticas (reductores de

contenido de colesterol y triacilglicéridos, hipoglucemiantes, inmunoestimulantes, antimutágenos y anticarcinógenos) (Shi y col, 2002; Liu, 2004).

En diversas semillas existen algunos compuestos [fitatos, ácido fítico, taninos, lectinas, inhibidores de proteasas, oligosacáridos (generadores de flatulencia), saponinas, inhibidores de tripsina], varios de ellos presentes en pseudocereales, que son considerados como antinutricionales e indeseables para la salud humana (Sathe y col, 1981; Gupta, 1988; Trugo, 2004; Valencia, 2004). Sin embargo, la presencia de algunos de ellos, p. ej. saponinas, da como resultado beneficios como la permeabilidad de la membrana y el aumento de la captación de alimentos a nivel intestinal en la nutrición humana (Stuardo y San Martín, 2008). La presencia de saponinas ha conducido a efectos fisiológicos contra las células del intestino delgado que resultaron en actividad hemolítica (Woldemicheael y Wink, 2001). El contenido de saponinas en semillas de quinoa es de 0.1-5.0 % y el nivel de las mismas varía según la especie (Repo- Carrasco y col, 2003; Stuardo y San Martín, 2008).

Las saponinas son un amplio grupo de glucósidos de esteroides o triterpenoides encontrados en las plantas (Francis y col., 2002). Su nombre proviene del género de la planta Saponaria, cuya raíz fue utilizado como jabón (sapo, nina= jabón) (Sparg y col., 2004). Las saponinas son solubles en agua y forman soluciones que hacen espuma; tienen un sabor amargo y son consideradas tóxicas en grandes cantidades. Están presentes en la planta de quinoa entera; su función natural es defender la planta contra el medio exterior. Las semillas de quinoa contienen saponinas en la testa (excepto las variedades dulces, sin saponina o que contengan menos de 0,11%) y son el principal factor antinutricional presente en cubierta seminal (Ruales y Nair, 1994 a,b).

Las saponinas pueden eliminarse parcialmente mediante el lavado con agua; se recomienda el uso de agua ligeramente alcalina en lugar de agua neutral

(Chauhan y col, 1999; Zhu y col, 2002). El sabor amargo impartido por saponinas potencialmente podría reducirse por extrusión y procesos de tostado (Brady y col, 2007).

Sin embargo, a pesar de ser consideradas factores antinutricionales, se ha evidenciado que las saponinas poseen propiedades beneficiosas para la salud humana; entre éstas se encuentran algunos efectos biológicos como analgésico, antiinflamatorio, antimicrobiano, antioxidante, actividad antiviral y citotóxica, efecto sobre la absorción de vitaminas y minerales y en crecimiento de los animales, hemolítico y efectos inmunoestimulantes. Además, aumenta la permeabilidad de la mucosa intestinal y la reducción de la absorción de grasa (Güclü-Üstündâg y Mazza, 2007). No obstante, las propiedades biológicas atribuidas a saponinas de quinoa requieren mayor investigación (Abugoch, 2009).

Las saponinas se utilizan en la producción de jabones, detergentes, champú, cerveza, extintores de incendios y en las industrias cosméticas y farmacéuticas (Jacobsen, 2003; Kumar y col, 2006). Estos derivados de saponina podrían ampliar la producción de quinoa a nivel mundial de una manera más económicamente sostenible (Martínez y col., 2009a; Zurita- Silva y col., 2014)

Como la mayoría de los granos, la quinoa contiene ácido fítico. El fitato forma complejos con iones metálicos multivalentes como Fe, Ca, Mg y Zn, y reduce su biodisponibilidad. El contenido de ácido fítico en las semillas de quinoa es alrededor del 1% de la materia seca. La limpieza y el lavado de las semillas reducen el contenido de ácido fítico por cerca del 30% (Ruales y Nair, 1993).

## **9 Productos derivados y potencial industrial de semillas de quinoa**

La quinoa tiene una variedad de aplicaciones en alimentos y también tiene otros usos industriales no alimentarios. Como una semilla entera, la quinoa puede incorporarse en varios alimentos como sopas, galletas, bebidas (alcohólicas), pan y cereales para el desayuno. Estas semillas también pueden ser hervidos y convertidos en pastas. Además, el hecho de que la quinoa 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) (Arendt y col, 2014; Repo-Carrasco-Valencia, 2014).

#### **a Usos tradicionales de las semillas de quinoa**

Se han identificado 35 productos alimenticios, elaborados con quinoa. Entre estos están sopas, masas, bebidas y merienda seca. La dieta de las familias del área rural incluye una diversidad de Kispñas, P'esques, Sopas, Mucuna, Pito y bebidas refrescantes. En ocasiones especiales se preparan alimentos no tradicionales como galletas, tortas, buñuelos y jugos. El consumo de estos alimentos varía de acuerdo a las épocas del año y a las actividades agrícolas que se desarrollan. Con frecuencia se las consume en el desayuno, almuerzo, cena o merienda. En el **Cuadro 9** se muestran preparados tradicionales de quinoa que se consumen en comunidades del altiplano (Pacosillo y Chura, 2002; Vidaurre y col, 2005; Apaza, 2008; Flores y col, 2008)

#### **b Usos no tradicionales de las semillas de quinoa**

Los alimentos no tradicionales que se consumen son las tawas, los panqueques, buñuelos, jugo, api, pan, galletas, ají y néctar (**Cuadro 9**). Estos productos constituyen nuevas alternativas para incrementar el consumo de la quinoa en las familias del área rural y urbana, puesto que son elaborados a base de harina de quinoa en vez de harina de trigo. La gran riqueza de preparados tradicionales y la plasticidad culinaria que ofrece la quinoa permiten integrarlo dentro de la gastronomía internacional y crear menús altamente nutritivos, competitivos en mercados globalizados y que además valoran las tradiciones.

#### **c Usos nuevos e innovadores de las semillas de quinoa**

La quinoa combina con leguminosas (frijol, habas, tarwi) para mejorar la calidad de la dieta, especialmente de los niños pre-escolares y escolares a

**Cuadro 9.** Alimentos tradicionales y no tradicionales elaborados a base de quinoa

<b>Preparado</b>	<b>Tipo de Alimento</b>	
Sopas y segundos	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Sopa de quinoa</li> <li>• Lawa( allpi)</li> <li>• Huaricha</li> <li>• Juchacha</li> <li>• Chiwa de quinoa</li> <li>• P'esque con</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Mazamorra</li> <li>• Phiri</li> <li>• Phisara (graneado)</li> <li>• P'esque Huracha</li> <li>• P'esque con leche</li> <li>• P'esque con queso</li> </ul>
Ahugado		
Masas	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Kispina</li> <li>• Mucuna</li> <li>• Buñuelos</li> <li>• Pan</li> <li>• Galletas</li> <li>• Kispina de ajara</li> <li>• Tortas de quinoa</li> <li>• Tortillas de quinoa</li> <li>• Tacti o tactacho</li> <li>• Mululsito quispiña</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Kispina de ajara</li> <li>• K'api kispina</li> <li>• Acu kispina</li> <li>• Jupha t'anta</li> <li>• Buñuelos de quinoa</li> <li>• Kaswira de quinoa</li> <li>• Queque de quinoa</li> <li>• Turucha Kispina</li> <li>• Quichi quispiña</li> </ul>
Bebidas	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Refresco (ullpu)</li> <li>• Q'usa (chicha)</li> <li>• Ap</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Quinoa con leche</li> <li>• Jugo de quinoa</li> </ul>
Merienda seca	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Pito de quinoa</li> </ul>	

FAO/WHO (2011)

través del desayuno escolar. En la actualidad se encuentran disponibles varios subproductos elaborados o semielaborados, aunque generalmente a precios elevados, que en muchos casos se vuelven inalcanzables para la mayoría de la población. Entre los productos elaborados o semielaborados están los “cereales para el desayuno” [inflados, extrudidos, en hojuelas, rallados, calientes (se les agrega un líquido caliente para consumirmos), papillas reconstituidas] (FAO/WHO, 2011). En la **Fig 4** se muestran algunos productos elaborados con quinoa.

Otras referencias indican que de granos enteros y de harina de quinoa se preparan casi todos los productos de la industria harinera. Diferentes pruebas en la región Andina, y fuera de ella, han mostrado la factibilidad de adicionar 10, 15, 20 y hasta 40% de harina de quinoa en pan, hasta 40% en pasta, hasta 60% en bizcochos y hasta 70% en galletas (Nieto y Madera, 1982; Ballón y col, 1982; Ruales y Nair, 1992; Nieto y Soria, 1991; Jacobsen, 1993). El rendimiento harinero de la quinoa varió de 62% para grano sin desaponificar hasta 83% para quinoa desaponificada, considerando harina integral (Briceño y Scarpati, 1982). Pero el rendimiento harinero, para harina flor, fue solamente de 33 a 46%, según la variedad (Nieto y Madera, 1982). La principal ventaja de la quinoa como suplemento en la industria harinera, está en la satisfacción de una demanda creciente en el ámbito internacional de productos libres de gluten (Jacobsen, 1993).

Actualmente hay una necesidad de obtención de concentrados proteínicos de calidad alta. La proteína está concentrada especialmente en el embrión de la semilla de quinoa 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/WHO, 2011).



## **10 Tecnologías aplicadas para la transformación de la semilla de quinoa**

### **a Generalidades**

La quinoa es una semilla la cual se puede potencializar a nivel industrial incrementando su calidad nutricional y nutracéutica. En la actualidad, existen diversos procesos que se han utilizado para el procesamiento de la semilla de quinoa y se ha estudiado el efecto del procesamiento sobre el valor nutricional y nutracéutico de la semilla de quinoa. Entre los más estudiados destacan tostado, germinación, fermentación en estado sólido y extrusión.

### **b Tostado**

El tostado es un proceso el cual es capaz de alterar la textura, color, sabor y aspecto de los granos; en el producto resultante se desarrollan características únicas de carácter crujiente y de sabor en comparación con los granos crudos (Nicoli y col., 1999; Chandrasekara y Shahidi, 2010).

El procesamiento de tostado de diferentes semillas comestibles modifica el perfil fenólico y, en algunos casos, mejora su capacidad antioxidante (Dewanto y col., 2002; Jeong y col., 2004; Açar y col., 2009; Chandrasekara y Shahidi, 2010; Kim y col., 2011). El tostado de semillas de quinoa ha sido previamente evaluado con diferentes propósitos. Brady y col., (2007) informaron de la degradación de las saponinas en semillas de quinoa tostadas a 200°C durante 10 min. Repo-Carrasco-Valencia y col., (2010a) evaluaron la disponibilidad de minerales de semillas de quinoa después del tostado a 190°C durante 3 min.

### **c Germinación**

La germinación es uno de los procesos más antiguos utilizados para la elaboración de alimentos; tiene efectos importantes sobre la composición química, valor nutricional y características de aceptabilidad de las semillas germinadas tanto de cereales como leguminosas. El proceso de 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. Las ventajas que ofrece es generación de productos en cualquier época del año, inversión económica baja, rendimiento alto, obtención de productos de valor biológico y digestibilidad elevadas (Colmenares y Bressani, 1990; King, 1991; Legaria-Solano y col, 2000; Barrón-Yáñez y col, 2009). La germinación es una intensa actividad metabólica, dando lugar a diversas reacciones de naturaleza química y enzimática (Klaus, 1980).

Los cambios sobre la composición química y valor nutricional que ocurren durante este proceso dependen, principalmente, del tipo de semilla y condiciones de germinación utilizadas. Entre las variables que tienen un mayor efecto sobre el proceso de germinación se encuentran: (1) Tiempo de cosecha del grano, (2) Tipo y proporción de agentes desinfectantes, (3) Tiempo de remojo, (4) Temperatura de germinación, (5) Tiempo de germinación, (6) Tipo e intensidad de la luz empleada, (7) Elicitores (Mora-Escobedo y col., 1991; Gajewski y col., 2008; Barrón-Yáñez y col., 2009; Mendoza-Sánchez y col., 2016).

Carciochi y col. (2014) evaluaron el efecto de la germinación sobre los compuestos fenólicos y actividad antioxidante de la semilla de quinoa encontrando un incremento significativo en sus propiedades antioxidantes y contenido de compuestos fenólicos en comparación con las semillas de quinoa cruda. El incremento de la actividad antioxidante es uno de los cambios que se presentan durante la germinación, debido a la síntesis de compuestos fenólicos principalmente flavonoides (flavonas, isoflavonas) por la activación de enzimas endógenas y a otros compuestos metabólicos formados durante la germinación. La germinación es un proceso excelente que se puede utilizar para obtener alimentos funcionales con valor nutricional y actividad antioxidante altos (Dueñas y col, 2009; Álvarez-Jubete y col, 2010).

#### **d Fermentación en estado sólido (FES)**

La FES se define como un proceso biotecnológico que consiste en el crecimiento de microorganismos sobre sustratos sólidos (ej. granos) en ausencia, o casi ausencia, de agua libre superficial. El sustrato debe poseer la suficiente humedad para permitir el crecimiento y la actividad metabólica del microorganismo(s) La matriz sólida podría ser la fuente de carbono (y otros nutrientes), o podría ser un material inerte para apoyar el crecimiento de los microorganismos en él (impregnado con solución para su crecimiento). El contenido de agua varía entre 40-80%, en comparación a contenidos de más del 95% de agua en una fermentación típica en estado líquido (Mussatto y col., 2012; Thomas y col., 2013; Rochín-Medina y col., 2015).

La FES posee ciertas ventajas sobre las fermentaciones sumergidas, entre las que se puede mencionar: (1) Pocos requerimientos de agua y energía, (2) Altos rendimientos, (3) Generación de pocos desechos con menor riesgo de contaminación bacteriana, (4) Bajo costo, (5) Mejora el valor nutricional y sensorial, además de ser una tecnología amigable con el medio ambiente La principal desventaja es la naturaleza heterogénea del medio debido a la estructura irregular del sustrato, dificultando el mezclado, lo que conlleva a problemas en el control de algunos parámetros como pH y temperatura (Paredes-López y Harry 1989; Chen y Qiu, 2010; Sánchez-Magaña y col., 2014).

A pesar de sus notables ventajas, el escalamiento de la FES a nivel industrial se ha generado lentamente, debido a dificultades del proceso (transferencia de calor, masa y especialmente, la transferencia de oxígeno) y al diseño de los biorreactores. Aunque se han empleado diferentes procedimientos (agitación o rotación) para resolver el problema de transferencia, las rupturas generadas por estos métodos afectan la porosidad del medio y el micelio fúngico dentro de los biorreactores. El tipo de biorreactor utilizado es de vital importancia para obtener rendimientos altos en un proceso fermentativo (Robledo y col., 2012). La fermentación en estado sólido en semillas de quinoa ha sido muy poco estudiada. Rizzello y col. (2016) fermentaron quinoa para incrementar las

propiedades antioxidantes utilizando cepas de bacterias ácido-lácticas demostrando la capacidad de las bacterias lácticas autóctonas para liberar péptidos con actividad antioxidante a través de la proteólisis de las proteínas de quinoa nativas.

### **e Extrusión**

La tecnología extrusión es un proceso continuo que combina el corte mecánico y calor para obtener productos plastificados y reestructurados con nuevas formas y texturas. El fundamento del proceso es combinar las operaciones unitarias de transferencia de calor, amasado y presión en una sola, lo que produce cambios significativos en la textura de cereales y oleaginosas (Zhao y col, 2011).

Los materiales sometidos al proceso de extrusión, en general, sufren transformaciones químicas, estructurales y nutricionales como: (1) Gelatinización parcial del almidón, (2) Desnaturalización parcial de proteína, (3) Oxidación de lípidos, (4) Degradación de vitaminas y fitoquímicos, (5) Aumento en biodisponibilidad de minerales, (6) Incremento en contenido de fibra dietaria soluble, (7) Formación de sabores. A partir de este tipo de procesamiento se obtienen productos de valor nutricional alto, con propiedades fisicoquímicas específicas. La extrusión se ha utilizado para la fabricación de varios tipos de alimentos, como botanas, cereales para desayuno, pastas, productos de confitería, harinas precocidas, bebidas y proteínas vegetales texturizadas (Serna-Saldívar y col, 1988; Milán-Carrillo y col, 2000; 2005; Zhao y col, 2011; Reyes-Moreno y col., 2012).

## **B EXTRUSIÓN**

La tecnología de extrusión ha creado un enorme impacto en las industrias alimentarias para dar forma y derivar productos listos para comer (Fellows, 2009). La extrusión es una de las tecnologías de procesamiento de alimentos más importantes que ha sido utilizado desde los mediados de los años 1930's

para la producción de cereales para el desayuno, bocadillos listos para comer, harinas precocidas y otros alimentos con textura. Con los años, la extrusión se ha convertido en el método de mayor procesamiento de alimentos y las industrias de alimentación, y está evolucionando rápidamente de un arte a una ciencia (Riaz y col., 2009).

En la última década la extrusión ha sido estudiado ampliamente para producir una gran variedad de alimentos incluyendo productos de pasta y listos para comer, cereales para el desayuno, alimentos infantiles, botanas, proteínas vegetales texturizados, sopas secas y mezclas de bebidas. La extrusión mejora la digestibilidad y biodisponibilidad de los nutrimentos comparado con la cocción convencional. El uso de harinas de granos extrudidos para la elaboración de algunos productos alimenticios tiene varias ventajas. El proceso de extrusión es acompañado por la gelatinización parcial de los gránulos de almidón, resultando en la pérdida del orden molecular y la degradación de polímeros con la formación de fragmentos altamente solubles. El uso de la extrusión en el procesamiento de alimentos ha aumentado su popularidad debido a su versatilidad, rentabilidad, respeto al medio ambiente y generación de productos extrudidos con una mejor digestibilidad y valor biológico de las proteínas que la materia prima (granos, mezclas de granos, etc) sin procesar (cruda) (Guy, 2001a, 2008; Singh y col, 2010; Garzón-Tiznado y col., 2013).

Un extrusor de alimentos es considerado un biorreactor a temperaturas altas y tiempos cortos, que transforma una variedad de ingredientes crudos en intermediarios modificados y productos terminados. Este desarrollo se ha dado en función de los requerimientos en el procesamiento de alimentos: (1) Procesamiento continuo, (2) Eficiencia de energía, (3) Procesamiento de materiales viscosos relativamente secos, (4) Textura y sabor al alimento, (5) Control de cambios térmicos de constituyentes alimenticios y (6) uso de ingredientes no convencionales.

Al aplicar la extrusión se obtiene una amplia variedad de productos, por modificación en los ingredientes y las condiciones de operación del extrusor. El

proceso es extremadamente flexible y tiene la capacidad de satisfacer la demanda de los consumidores por nuevos productos. Dentro de los factores que contribuyen a la versatilidad se encuentran: (1) Diseños específicos del extrusor, (2) Variables de operación, (3) Variedad de materias primas a procesar y (4) Las diferentes características que pueden obtenerse en los productos terminados. La extrusión tiene costos de procesamiento muy bajos y una productividad más alta que cualquier otro proceso de cocimiento y moldeado; sus requerimientos de espacio por unidad de producción son más pequeños (Harper, 1988).

En la extrusión se alcanzan tasas de producción de más de 315 kg/h para alimentos tipo botana, 1,200 kg/h para alimentos de densidad baja a base de cereales y 9,000 kg/h para alimentos expandidos para mascotas. No produce efluentes en el proceso, con lo que disminuye la contaminación por aguas residuales. A su vez, la extrusión minimiza la degradación de nutrimentos por la acción del calor y mejora la digestibilidad por la gelatinización de almidón y la desnaturalización de proteínas. También destruye la mayoría de los factores antinutricionales del alimento. Por otro lado, los extrusores operan a humedades relativas bajas lo cual permite que la cantidad de energía requerida para la cocción del alimento sea mínima (Fellows, 2007).

Las condiciones del proceso de extrusión representan un papel muy importante en la calidad de los extrudidos. El control del proceso de extrusión del producto depende de los parámetros de los procesos primario y secundario. Los parámetros del proceso primario incluyen; (1) Velocidad de alimentación, (2) Velocidad del tornillo, (3) Temperatura del cilindro, (4) Contenido de agua, (5) Formulación de alimentación, y (6) Configuración de tornillo y matriz. Los parámetros del proceso secundario incluyen: (1) Temperatura de la matriz, (2) Presión y (3) Esfuerzo de torsión (Chessari y Sellahewa, 2001).

El tratamiento de pre-acondicionamiento de las materias primas con ayuda de agua caliente o vapor durante aproximadamente 4-5 min ayuda a la

gelatinización parcial del almidón y la desnaturalización parcial de proteínas de las materias primas durante el proceso de extrusión (Bailey y col, 1995).

## **1 Efecto de la extrusión sobre composición química de cereales / pseudocereales**

Físicamente, la extrusión convierte los cuerpos proteínicos en una matriz homogénea. Químicamente, el proceso recombina las proteínas de reserva en fibras estructuradas. Además, estos procesos producen alteraciones nutrimentales en las proteínas.

La extrusión térmica expone a las proteínas a temperaturas y presiones altas y esfuerzos mecánicos intensos, los que se combinan para convertir a los materiales proteínicos en una masa plástica continua. A medida que esta masa viaja a través del extrusor, las características del flujo hacen que las cadenas de proteínas se alineen en capas paralelas al tornillo, formando una matriz tridimensional de polipéptidos parcialmente asociados, entre la cual se encuentra atrapada el agua. Cuando la presión se libera a la salida del dado, se busca una vaporización de la humedad, lo que resulta en la formación de partículas de proteína fibrosas y porosas. Esta estructura conserva la capacidad de retener agua debido a la disposición de los grupos reactivos en el espacio (Stanley, 1998).

Las condiciones del procesamiento por extrusión (temperatura alta y contenido de humedad bajo) favorecen la reacción de Maillard de grupos amino con azúcares reductores que resultan en pérdidas de aminoácidos (p. ej. disminución de Lisina disponible) y formación de compuestos coloreados. Los cambios químicos durante el cocimiento por extrusión se deben en mayor parte a la forma e intensidad del tratamiento térmico (Ilo y Berghofer, 2003).

En relación a los cambios que suceden en lípidos, el producto extrudido sufre un proceso de emulsión debido a la fuerte presión a que son sometidas las finas gotas de grasa y son recubiertas por los almidones y proteínas, quedando la grasa encapsulada. Para realizar la determinación correctamente es necesario

emplear el método de hidrólisis ácida y extracción posterior, ya que con el método de extracto etéreo no se consiguen los resultados que corresponden en realidad al producto. Generalmente las lipasas y peroxidasas son inactivadas durante el proceso de extrusión en condiciones normales, mejorando la estabilidad posterior del producto.

La extrusión incluye la aplicación de tratamientos térmicos, presiones altas y fuerza de cizalla en el alimento; este tratamiento termomecánico induce algunos cambios en la molécula de almidón, como la fusión de cristales, rompimiento de gránulos y disrupción molecular de amilopectina. El grado de degradación macromolecular es función de los parámetros de extrusión: temperatura, humedad del alimento, tipo de almidón y velocidad del tornillo dentro del extrusor; a su vez, el número de enlaces hidrolizados incrementa con el aumento de la temperatura de extrusión y la disminución de la humedad inicial en el alimento (Davidson y col, 1984).

La base física de la modificación molecular de amilosa y amilopectina está relacionada con el tiempo de exposición durante el canal del tornillo del extrusor, en donde se establecen efectos mecánicos de presión y fuerza de cizalla, los cuales prevalecen por encima de los efectos térmicos, para el fenómeno de despolimerización (Álvarez-Martínez y col, 1988). Por otra parte, la modificación molecular es menos intensa en almidones cuando se acompañan de lípidos. Éstos actúan como lubricantes durante la extrusión de almidón; cada tipo de lípido tiene un distinto efecto (Colonna y col, 1981). Los polímeros de almidón extrudidos son degradados en compuestos de menor peso molecular. El análisis de contenido de  $\beta$ -dextrina límite, obtenida de la hidrólisis del almidón por  $\alpha$ -amilasa, en almidón extrudido, revela que la distribución de tamaño es diferente, indicando una variación muy grande en la estructura interna de la amilopectina sometida a extrusión (Colonna y col, 1981). Además, se ha encontrado que se conserva la proporción de enlaces  $\alpha$ -1-6 y  $\alpha$ -1-4 en los componentes amilosa y amilopectina del almidón extrudido en comparación con el almidón nativo. Tanto la amilosa como la amilopectina

tienen la misma susceptibilidad a degradación macromolecular; se sugiere que los puntos extremos de ramificación de amilopectina son los más susceptibles a ruptura hidrolítica en almidones extrudidos con un contenido de humedad de 20-25% a temperaturas dentro del extrusor de 121-127°C (Davidson y col, 1984).

Las moléculas de amilosa tienen una gran tendencia a reasociarse y formar puentes de hidrógeno, más que las moléculas de amilopectina. Si ocurre retrogradación, la pasta de almidón se vuelve opaca y forma un gel. Con el tiempo, el gel se vuelve gomoso y con tendencia a perder agua (Raymond y Lloyd, 2002). Estos cambios ocurren principalmente durante y después de la extrusión; este fenómeno afecta significativamente la textura y otras propiedades de alimentos extrudidos. Las películas formadas dependen del contenido de agua, el tipo de almidón y su interacción con otros ingredientes dentro del sistema. La retrogradación se mide en base a la cristalinidad del producto extruido, mediante calorimetría diferencial de barrido (DSC, por sus siglas en inglés) y difracción de rayos X (Dendy y Dobraszczyk, 2001).

El método analítico para determinar la calidad del producto procesado en forma cuantitativa es el método enzimático de la glucoamilasa. Este método mide el porcentaje de gelatinización (grado de cocción), que es la cantidad de almidón gelatinizado en la muestra expresada como un porcentaje del total del almidón. El cambio sufrido en la estructura de los cereales durante la extrusión es de tal magnitud, que el producto resultante es un nuevo producto. Cuando se extruye el salvado el contenido en fibra soluble se incrementa significativamente. Varias observaciones indican que las paredes de las celulosas del producto extruido se adelgazan y la superficie es más rugosa que la inicialmente de partida. Para conseguir efectos significativos sobre la fibra hay que procesar los productos bajo condiciones muy severas, cosa que no ocurre en condiciones de trabajo normales (Dendy y Dobraszczyk, 2001; Raymond y Lloyd, 2002).

En cuanto a lo que sucede a las vitaminas durante la extrusión es importante indicar que cada vitamina tiene sus propias características de estabilidad durante los procesos térmicos. Los efectos en la estabilidad en las vitaminas durante la extrusión son complicados debido a la acción de la humedad, fricción y temperaturas y presiones altas (Fellows, 2007). Las vitaminas liposolubles A, D y E, en general, son razonablemente estables durante la extrusión. El nivel de humedad del producto durante la extrusión tiene el mayor efecto sobre la retención de vitaminas. Como norma general, nivel de humedad alto en el proceso da más vitaminas retenidas. Las vitaminas hidrosolubles, como la vitamina C o del grupo B, pueden perder estabilidad durante la extrusión. La extrusión húmeda produce una pérdida de vitamina C y Tiamina (Fellows, 2009).

Los cereales y productos basados de cereales también son una fuente rica de vitaminas (Tiwari y Cummins, 2009). La extrusión tiene un profundo efecto en la estabilidad de las vitaminas en alimentos extrudidos. Temperaturas de extrusión más altas y contenidos bajos de humedad en la alimentación favorecen la degradación de ácido ascórbico durante la extrusión (Killeit, 1994). La estabilidad de vitaminas durante la extrusión ha sido extensivamente estudiado (Camire y col, 1990; Killeit, 1994; Riaz y col, 2009). Athar y col. (2006) estudiaron el efecto de procesamiento de las condiciones de extrusión sobre la estabilidad de las vitaminas. Observaron que las piezas extrudidas obtenidas de extrusores de barril corto (90 mm) tenían una mayor tasa de retención del grupo vitamina B (44-62%) en comparación con 20% para extrusores de barril largo.

Anuonye y col. (2010) estudiaron la estabilidad de las vitaminas durante la extrusión de una mezcla de Acha (*Digitaria exilis*) / frijol de soya; observaron una disminución de 6% de Riboflavina (B<sub>2</sub>), una disminución de 86.36% de Piridoxina (B<sub>6</sub>), y un cambio significativo en contenido de ácido ascórbico (Brennan y col, 2011).

## **2 Efecto de la extrusión sobre valor nutricional de cereales / pseudocereales**

El valor nutricional de los cereales/pseudocereales ha sido estudiado después de ser sometidos al proceso de extrusión. Chávez-Jauregui y col., (2000) evaluaron el perfil de aminoácidos en amaranto extrudido encontrando que el proceso de extrusión no disminuía los contenidos de ácido Aspártico, ácido Glutámico, Glicina y Lisina comparándolo con el crudo. Sin embargo, otros autores tales como Bressani y col., (1983) mencionan que el proceso de extrusión disminuye la biodisponibilidad de Lisina.

Reyes-Moreno y col., (2002) estudiaron el efecto del proceso de extrusión, acompañado de un acondicionamiento previo denominado descascarillado / suavización [eliminación de testa / remojo previo del grano en disolución de sales monovalentes de sodio], proceso que denominaron descascarillado / suavización / extrusión (DSE), sobre el valor nutricional de granos de garbanzo (*Cicer arietinum* L), fresco (recién cosechado) y endurecido (almacenado en condiciones de temperatura y humedad relativa altas). Ellos observaron que el proceso DSE tuvo un efecto significativo ( $p < 0.05$ ) sobre el valor nutricional de los granos. El proceso DSE mejoró digestibilidades proteínicas aparente (de 78.9-81.7% a 84.0- 87.1%) y verdadera (de 82.5-84.8% a 87.3-91.2%), relación de eficiencia proteínica (de 1.30-1.47 a 1.78-1.87) relación neta de proteína (de 2.63-2.82 a 2.97-2.99) de los granos de garbanzo. Ellos concluyeron que el proceso DSE podría ser aplicado para mejorar las características de calidad nutricional de granos de garbanzo fresco y endurecido. Este proceso, o una adaptación del mismo, podría ser aplicado a cereales / pseudocereales que contengan factores antinutricionales en cubierta seminal (p. ej. saponinas en cascarilla de semilla de quinoa).

## **3 Efecto de la extrusión sobre niveles y perfiles de fitoquímicos en cereales / pseudocereales**

Los compuestos bioactivos en alimentos y productos alimentarios desempeñan un papel vital en el humano proporcionando protección contra enfermedades crónico - degenerativas (Van Dokkum y col., 2008). Aparte de los beneficios para la salud, los compuestos fenólicos naturales en alimentos y productos alimentarios también actúan como atrapadores de radicales libres, quelantes de catalizadores metálicos y retardadores de oxidación lipídica; esto, sin duda alguna, mejora la vida útil y la aceptación del consumidor por los productos extrudidos. Viscidi y col., (2004) observaron que la adición de ácidos Ferúlico y Benzoico a niveles igual o superior a 1.0 g/kg resultó en un inicio retrasado de la oxidación en avena basada en piezas extrudidas.

Los granos de cereales / pseudocereales son una buena fuente de compuestos bioactivos, principalmente compuestos fenólicos (ácidos fenólicos, flavonoides, antocianinas, proantocianidinas). Un porcentaje significativo de estos compuestos se pierde durante el proceso de extrusión debido a su sensibilidad hacia variables del procesamiento, como las condiciones de temperatura alta (Riaz y col., 2009; Dehghan-Shoar y col., 2010) (**Cuadro 10**).

Varias variables de proceso de extrusión pueden influir en la composición de los productos extrudidos. Estos incluyen las características de las materias primas, mezcla y acondicionamiento de materia prima, temperatura del barril, presión, velocidad del tornillo, contenido de humedad, velocidad de alimentación, entrada de energía, tipo de residencia, configuración de tornillo, etc. influyen en las propiedades fisicoquímicas de las piezas extrudidas. Las variables de proceso de extrusión crítico tales como temperatura, velocidad del tornillo y el contenido de humedad pueden inducir modificaciones deseables, mejorando la palatabilidad y propiedades tecnológicas de productos extrudidos (Brennan y col., 2011).

Estas condiciones tienen la capacidad de producir influencias tanto positivas o negativas en los compuestos bioactivos de los productos extrudidos. Varios estudios han demostrado que el proceso de extrusión reduce significativamente mensurables compuestos bioactivos en los productos alimenticios. En el

**Cuadro 10** se muestra el efecto de la extrusión sobre compuestos bioactivos. Korus y col. (2007) investigaron el efecto de la extrusión sobre la actividad antioxidante y el contenido de compuestos fenólicos en frijol común; ellos observaron disminuciones significativas tanto en **AAox** como en **CFT**.

Corrales-Bañuelos y col., (2016) aplicaron el proceso de extrusión-cocción en presencia de hidróxido de calcio para la obtención de harina de maíz, a partir de maíces amarillos criollos nativos de Sinaloa, México, para la elaboración de tortillas. Ellos reportaron que el proceso de extrusión-cocción disminuyó ( $p < 0.05$ ) el contenido total de carotenoides al compararse con granos sin procesar. Las tortillas elaboradas con harina de maíz extrudido retuvieron el 68.8-79.5% del contenido total de carotenoides presente en granos de maíz sin procesar; además estas tortillas mantuvieron una concentración del 60% de la Luteína asociada al grano crudo. Estos investigadores consideran que los maíces amarillos pueden ser considerados para la elaboración de productos alimenticios extrudidos con potencial nutracéutico.

#### **4 Efecto de la extrusión sobre la actividad antioxidante y propiedades nutracéuticas de cereales / pseudocereales**

Korus y col., (2007) observaron una menor actividad antioxidante (**AAox**) para frijol rojo oscuro comparado con frijoles negro marrón y crema coloreada, aunque las piezas oscuro-frijoles rojos extrudidos exhibieron mayor contenido de compuestos fenólicos totales (**CFT**) al compararse con frijoles marrón negro y crema extrudidos. En algunas instancias se ha reportado que la **AAox** se incrementa en productos extrudidos al compararse con granos sin procesar; además se ha reportado que AAox se incrementa al aumentar la temperatura de extrusión (**TE**). White y col., (2010) observaron un aumento en los valores de AAox evaluada por ORAC (6-30%) con un incremento en TE. El aumento en los valores ORAC podría deberse a los productos formados durante la reacción de Maillard.

**Cuadro 10.-** Efecto de la extrusión sobre los compuestos bioactivos

<b>Materia prima</b>	<b>Condiciones de proceso</b>	<b>Factores críticos</b>	<b>Compuestos bioactivos</b>	<b>Ref.</b>
H. de trigo (8-20%), h. de avellana ds (5-15%), m. de residuos de frutas (3-7%) y sémola de arroz	CH:(12-18%) TE:(150-175°C) VT:(200-280 rpm)	CH y TE	Compuestos fenólicos (↑)	(1)
S. de uva (30 %) y h. de sorgo blanca (70 %)	CH:( 45%) TE:(160, 170, 180 °C), VT:(100, 150, 200 rpm),	VT y TE	Antocianinas totales (↓), Procianidinas totales (-)	(2)
Pulpa de uva (30%) h. blanca de sorgo (70%)	CH:( 45%) TE:(160, 170, 180, 190 °C), VT:(100, 150, 200 rpm),	VT y TE	Antocianinas totales(↓), Procianidinas totales (↑).	(3)
Pulpa de arándano y almidón de maíz (30:70, 40:60, 50:50)	TE:(150,170,190 °C), VT:(150, 200 rpm),		Flavonoles (↑), Antocianinas totales (↓),	(4)
Maíz, arroz o trigo (80%) y pasta de tomate (20 %) y piel (20%)	TE:(140, 160, 180 °C), VA:( 11.5 kg/h) VT: (350 rpm)		Procianidinas totales (↑) Licopeno (w)	(5)
H.+ h. de acha ( <i>Digitaria exilis</i> ) al 25%	CH (25%), VT:(150 rpm), TE:(150 °C)		Taninos (↓), Ácido ascórbico (-), Riboflavina (↓), Pirodoxina (↓), Fenoles (-)	(6)

↑: Incremento    ↓:disminución    (-):estable

<sup>1</sup>Yagci y Gogus (2009); <sup>2</sup>Brownmiller, y Prior (2009); <sup>3</sup>Khanal y col (2009); <sup>4</sup>White y col (2010); <sup>5</sup>Dehghan-Shoar y col. (2010); <sup>6</sup>Anuonye y col. (2010); Brennan y col (2011)

Milán-Carrillo y col., (2012) estudiaron el efecto de la extrusión de grano integral de amaranto sobre la actividad antioxidante (AAox). La AAox se evaluó aplicando la metodología de capacidad de absorción de radicales oxígeno (ORAC, por sus siglas en inglés). Ellos reportaron un incremento en la AAox hidrofílica total [de 4,403 a 5,046  $\mu\text{mol}$  equivalentes de Trolox (ET) / 100 g muestra, bs]. Sin embargo, al analizar la contribución de fitoquímicos libres y ligados a la AAox y el efecto de la aplicación del proceso de extrusión comunicaron que la AAox atribuida a compuestos fenólicos libres decreció ( $p < 0.05$ ) [de 1,947 a 1,467  $\mu\text{mol}$  equivalentes de Trolox (ET) / 100 g muestra, bs], mientras que la relacionada con compuestos fenólicos ligados se incrementó ( $p < 0.05$ ) [de 2,456 a 3,579  $\mu\text{mol}$  equivalentes de Trolox (ET) / 100 g muestra, bs]. Este comportamiento se atribuyó a (1) Rompimiento de fitoquímicos conjugados y liberación de los mismos como fitoquímicos libres, (Dewanto y col., 2002), (2) Prevención de oxidación enzimática y (3) Oscurecimiento de las harinas de amaranto extrudido indica la formación de productos de la reacción de Maillard que poseen actividad antioxidante (Fares y Menga, 2012). Estos resultados muestran que los compuestos fenólicos ligados son los principales contribuyentes (56-71%) a la AAox hidrofílica, tanto en harinas de amaranto crudo como extrudido. Los compuestos bioactivos existen en formas libre, soluble-conjugada y ligada; los fitoquímicos ligados, mayormente presente en materiales de pared celular, son difíciles de digerir en la parte alta del intestino y podrían ser digeridos por las bacterias del colon proporcionando beneficios a la salud y reduciendo el riesgo de cáncer de colon (Adom y Liu, 2002; Liu, 2007).

Corrales-Bañuelos y col., (2016) reportaron que el proceso de extrusión-cocción disminuyó ( $p < 0.05$ ) la actividad antioxidante lipofílica (ORAC-L, por sus siglas en inglés) de maíces criollos amarillos al compararse con granos crudos. Las tortillas elaboradas con harina de maíces extrudidos retuvieron el 60.3-75.5% de la actividad antioxidante lipofílica presente en grano entero. Estos investigadores sugieren que los maíces amarillo criollos originarios de Sinaloa,

México pueden ser considerados para la elaboración de productos alimenticios extrudidos con potencial nutracéutico.

## **5 Efecto de la extrusión sobre factores antinutricionales en cereales / pseudocereales**

En el **Cuadro 11** se puede observar el efecto de las condiciones de procesamiento de extrusión que favorecen la reducción de factores antinutricionales. La extrusión de frijoles y chícharos con TE=180°C y contenido de humedad (CH) de la alimentación de 22% favoreció la eliminación completa de los inhibidores de tripsina (El-Hady y Habiba, 2003). El contenido de inhibidores de tripsina en habas y chícharos extrudidos se redujo significativamente después del proceso de extrusión. La inactivación de lectinas e inhibidores de tripsina se incrementó al aumentar la TE y el CH de alimentación de la materia prima (Björck y Asp, 1983).

El-Hady y Habiba (2003) reportaron que el remojo de frijoles y chícharos durante un periodo de 16 h, seguido de procesamiento por extrusión, dio como resultado una mayor eliminación de factores antinutricionales al comparar los granos extrudidos con la materia prima.

Camire (2005) también ha resumido el efecto de la extrusión sobre factores antinutricionales contra diversos parámetros de extrusión. La eliminación de los inhibidores de la proteasa se puede lograr con éxito mediante el proceso de extrusión a temperaturas más altas mientras que la inhibición completa del gopipol se puede lograr aumentando el contenido de agua de la alimentación durante el proceso de extrusión (Camire, 2005).

La extrusión de cereales también se estudió extensamente (Kaur y col., 2013). La extrusión de trigo, arroz y cebada a 140°C y contenido de agua (20%) dio como resultado una reducción de más del 50% en el contenido de fitatos, inhibidores de tripsina y oxalatos en los bocadillos de cereal extruido.

**Cuadro 11.** Efecto de la extrusión sobre factores antinutricionales en leguminosas y cereales

<b>Materia prima</b>	<b>Condiciones de extrusión</b>	<b>Fitatos<sup>1</sup></b>	<b>Inhibidores de tripsina<sup>2</sup></b>	<b>Taninos<sup>3</sup></b>	<b>Oxalatos<sup>4</sup></b>
<b>Habas</b>					
Crudas		6.1	1.85	485	n.d
Extrudidas <sup>5</sup>	TE:180°C CH: 22%	4.8	*	362	n.d
<b>Chícharos</b>					
Crudos		8.5	13.7	269	n.d
Extrudidos <sup>5</sup>	TE: 180°C CH: 22%	7.6	*	200	n.d
<b>Trigo</b>					
Crudo		35.9	46.7	n.d	0.4
Extrudido <sup>6</sup>	TE: 140°C CH:20%	16.2	13.4	n.d	0.2
<b>Arroz</b>					
Crudo		36.9	46.3	n.d	0.4
Extrudido <sup>6</sup>	TE: 140°C CH:20%	16.3	12.5	n.d	0.2
<b>Cebada</b>					
Cruda		34.7	43.3	n.d	0.3
Extrudida <sup>6</sup>	TE:140°C CH:20%	13.3	17.7	n.d	0.2

\*cantidades despreciables; nd: no determinadas;

<sup>1</sup>mg/ g (bs); <sup>2</sup> U/ mg (bs); <sup>3</sup> mg/100 g (bs), <sup>4</sup> (%)

<sup>5</sup> El-Hady y Habiba (2003); <sup>6</sup> Kaur y col (2013)

#### IV JUSTIFICACIÓN

La quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) es un grano andino ancestral que se ha convertido en objeto de atención en todo el mundo en los últimos años debido a su valor nutricional y funcional, su potencial para aplicaciones farmacéuticas y su capacidad para prosperar en condiciones adversas (salinidad del suelo, pH extremos, sequías y heladas).

El grano de de quinoa destaca por el valor biológico de sus proteínas. Su valor nutrimental se caracteriza por el contenido, en base seca, de proteínas (12 – 23 %), carbohidratos (65-70%), fibra dietaria (13%) y lípidos (4-9 %). También se considera una buena fuente de vitaminas (Riboflavina, Tiamina, ácido Fólico,  $\alpha$  y  $\gamma$ -tocoferoles) y minerales (Ca, P, Mg, Fe, Zn, K, Cu). Además, contiene cantidades significativas de fitoquímicos con actividad biológica (Antioxidante, Prevención Enfermedades Cardiovasculares, Antiinflamatorio, Anticancerígeno).

La extrusión es una tecnología de temperatura alta / tiempo corto que ofrece numerosas ventajas (productividad alta, versatilidad, costos de operación bajos, eficiencia energética) y que permite mejorar la digestibilidad y valor biológico de las proteínas de los productos extrudidos. En condiciones optimizadas también incrementa actividad antioxidante y niveles de fitoquímicos de algunos granos.

No existen reportes en la literatura sobre la optimización del proceso de extrusión de semillas de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) para la obtención de alimentos funcionales con valor nutricional / nutracéutico altos.

## **V HIPÓTESIS**

La extrusión de semillas de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd), aplicando condiciones optimizadas (temperatura de extrusión, velocidad de tornillo), permite la obtención de una harina funcional con actividad antioxidante, contenido de compuestos fenólicos y digestibilidad proteínica altos.

## VI OBJETIVOS

### A OBJETIVO GENERAL

Optimizar las variables del proceso de extrusión (Temperatura de extrusión / Velocidad de tornillo) de semillas de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) para obtener un alimento funcional (harina de quinoa extrudida optimizada) con actividad antioxidante, contenido de compuestos fenólicos y digestibilidad proteínica altos.

### B OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Caracterizar las propiedades físicas de las semillas de quinoa
2. Optimizar las variables del proceso de extrusión [Temperatura de extrusión (TE) / Velocidad del tornillo (VT)] de semillas de quinoa, aplicando como herramienta de optimización la metodología de superficie de respuesta, para obtener un alimento funcional [harina de quinoa extrudida optimizada (HQEO)] con actividad antioxidante, contenido de compuestos fenólicos y digestibilidad proteínica altos.
3. Evaluar composición química y propiedades fisicoquímicas de HQEO
4. Cuantificar la actividad antioxidante (ABTS, DPPH) de HQEO
5. Determinar el contenido de compuestos fenólicos totales (CFT) de HQEO
6. Conocer la digestibilidad proteínica *in vitro* de HQEO

## **VII MATERIALES Y MÉTODOS**

### **A MATERIALES**

Se utilizó semilla de quinoa escarificada adquirida en el Mercado “Rafael Buelna” del la Ciudad de Culiacán de Rosales, Sinaloa, México

### **B MÉTODOS**

#### **1 Características físicas**

##### **a Dimensiones**

El tamaño de la semilla se determinó a través de la medición por triplicado de sus dimensiones características: largo, ancho y espesor, a partir de 25 semillas seleccionadas al azar. Para ello, se utilizó un Microscopio estereoscópico.

##### **b Peso de 1,000 semillas**

Para determinar el peso de 1,000 semillas, éstas se seleccionaron al azar de un lote de semillas limpias y pesadas en una balanza analítica OHAUS (Mod TP2KS, Seedburo Equipment, Co., EUA). La prueba se realizó por triplicado. Esta característica está dada en función del tamaño y la densidad de la semilla.

##### **c Peso hectolítrico**

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

#### **2 Composición química**

### **a Humedad**

Se determinó de acuerdo al método 925.09B 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 142a, México).

### **b Proteína**

Se utilizó el método 960.52 microKjeldahl de la AOAC (1999). Para la cuantificación de nitrógeno se empleó un sistema Kjeltec (Mod 1009 y 1002, Tecator, Suecia). Este método se basa en la transformación del nitrógeno orgánico en ión amonio ( $\text{NH}_4^+$ ) mediante una digestión de la muestra con ácido sulfúrico concentrado. El ion  $\text{NH}_4^+$  se neutraliza y el  $\text{NH}_3$  liberado se destila y cuantifica mediante una titulación. El N cuantificado se convierte a contenido de proteínas por medio de un factor de conversión (6.25). Se digirieron 0.2 g de muestra con 5 mL 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 Lípidos**

Se determinó de acuerdo al método 920.39 de la AOAC (1999). Las extracciones se realizaron en muestras de 3-4 g de harina pasada a través de malla 80 (0.180mm). Se utilizó un equipo Soxtec System HT 1043 Extraction Unit (Tecator, Suecia). Como disolvente se empleó éter de petróleo. La prueba se realizó por triplicado.

#### **d Minerales**

La determinación de cenizas se basó en el método 934.01 de AOAC (1999). Se llevó a cabo la combustión de la materia orgánica en una mufla a 550°C hasta obtener una ceniza gris luminosa o a peso constante. El contenido de cenizas se pesó, después de ser enfriadas en un desecador y alcanzar la temperatura ambiente. La prueba se realizó por triplicado.

#### **e Fibra dietaria**

Se determinó de acuerdo al método oficial 985.29 (AOAC, 1999). Se empleó un kit de análisis de fibra dietaria total (TDF-100, Sigma). Un gramo de muestra seca se gelatinizó en presencia de  $\alpha$ -amilasa termoestable, posteriormente se llevó a cabo digestión enzimática con proteasa y amiloglucosidasa para degradar las proteínas y almidón presentes en la muestra. Se precipitó la fibra adicionando cuatro volúmenes de etanol. El residuo total se filtró y lavó con etanol al 78%, etanol al 96% y acetona. Posteriormente el residuo se secó (70°C/12 h), se registró el peso, se determinó el contenido de proteína y cenizas del residuo. El contenido de fibra dietaria total (FDT) se calculó empleando la siguiente fórmula:

$$\text{FDT} = [(\text{Peso del residuo} - \text{P} - \text{A}) / (\text{Peso de la muestra})] \times 100$$

#### **f Carbohidratos**

Se calculó por diferencia mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Carbohidratos} = 100 - \% \text{ Proteína} - \% \text{ Lípidos} - \% \text{ Minerales} - \% \text{ Fibra dietaria total}$$

### **3 Propiedades fisicoquímicas**

#### **a Color**

##### **1) 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 evaluaciones se realizaron por triplicado.

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

Se utilizó un equipo marca Aqualab mod CX2 (Decagon Devices Inc, Pullman, WA, EUA). Se colocó una muestra de 2 g en la celda porta muestras del equipo hasta alcanzar el equilibrio (40-60 min). El instrumento fue calibrado 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 a la AOAC (1999). 10 g de muestra se agregaron a 100 mL de agua desionizada hervida y enfriada; la suspensión se agitó en

agitador orbital por 10 min a 240 rpm, después se midirá el pH de la suspensión. Las mediciones se realizaron por triplicado.

#### **d Dispersabilidad**

Se cuantificó acorde a Mora-Escobedo y col. (1994). 1 g de harina se suspendió con 10 mL de agua destilada en un tubo cónico graduado. Las muestras se homogenizaron en un Ultra Turrax (10, 000 rpm x 5 min) (Mod T18BS1, IKA®, Alemania). La separación de las fases se midió después de 30 min de reposo.

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

Se utilizó el método descrito por Yerson y col. (1969). Una muestra de harina de 2.5 g se suspendió en 30 mL de agua a 30°C en un tubo para centrífuga de 50 mL previamente tarado. La suspensión se agitó, en agitador orbital, a una velocidad moderada por 30 min. La suspensión se centrifugó (3000 x g/30°C/10 min). El líquido sobrenadante se decantó cuidadosamente en un recipiente tarado para la determinación de sólidos. El gel formado se pesó y se calculó el índice de absorción de agua en base a ese peso, reportándose como gramos de gel por gramo de muestra seca, realizándose las pruebas por triplicado.

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

Se determinó de acuerdo al método reportado por Yerson y col (1969). Este parámetro se evaluó pesando los sólidos obtenidos después de evaporar en una estufa el sobrenadante de las muestras donde previamente se determinó el índice de absorción de agua. El ISA se expresó como el porcentaje de sólidos secos en 2.5 g de muestra, realizándose las pruebas por triplicado.

#### **g Índice de absorción de aceite**

La absorción de aceite de las harinas se determinó aplicando la metodología reportada por Ordorica-Falomir (1988). Muestras de 0.5 g de harina más 3 mL de aceite vegetal se colocaron en un tubo graduado para centrífuga, se agitaron durante 1 min en un vortex, se dejaron reposar durante 30 min y 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 de aceite inicial y se expresó como mL de aceite absorbido/g de harina. La prueba se realizó por triplicado.

#### **h Capacidad de formación de espuma / estabilidad de espuma**

Estos parámetros se evaluaron aplicando las metodologías de Huffman y col (1975), Canella (1978), Kabirullah y Wills (1983, 1988). En una probeta de 100 mL se agregaron 0.5 g de muestra más 50 mL de solución buffer 0.1 M (citrato; pH 2 y 4, fosfato pH 6 y 8 y carbonato pH 10). 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:

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

El material anterior se dejó reposar durante 30 min y al final 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:

$$\%EE = \frac{(\text{Vol después de reposo})}{(\text{Vol total de espuma})} \times 100$$

#### **i Actividad / Estabilidad de emulsión (% AE, % EEm)**

Se utilizó la metodología reportada por Huffman y col. (1975) con ligeras modificaciones. Se colocaron, en un tubo para centrífuga de 50 mL, 0.7 g de muestra y se disolvieron con 10 mL de Buffer de fosfatos, se adicionaron 10 mL de aceite vegetal, se agitaron en homogeneizador Ultraturax a 12,000 rpm durante 1 min, y se centrifugó (1,300xg/25°C/5 min). El volumen de emulsión

formada se determinó relacionando la capa emulsificada y el volumen total, se reportó como porcentaje de actividad de emulsión (**% AE**).

La estabilidad de emulsión se determinó empleando los mismos tubos utilizados en la determinación de **%AE**. Los tubos se trataron térmicamente en un baño María 88 (80°C /30 min), enfriaron y centrifugaron (1300xg/25°C/ 5 min). Se midió el volumen de emulsión y el porcentaje de estabilidad de emulsión (**% EEm**) se expresó como porcentaje de emulsión retenida después del tratamiento térmico. Las pruebas se realizaron por triplicado.

#### **4 Obtención de harinas de quinoa extrudida (HQE)**

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

Para la obtención de harinas de quinoa extrudida (**HQE**) se utilizó el proceso descrito por Milán-Carrillo (2012) con ligeras modificaciones. Las semillas de quinoa escarificada se molturaron para la obtención de harinas de quinoa (**HQ**). Se envasaron en porciones de 300 g. Las porciones de **HQ** se humectaron con agua purificada hasta alcanzar un contenido de humedad del 24%. Las **HQ** humectadas se sometieron a reposo a 4-12°C durante 12 h; una vez transcurrido el reposo se equilibraron a temperatura ambiental (25°C) durante 2 h. Estas porciones de **HQ** se alimentaron al extrusor.

##### **b Proceso de extrusión**

La extrusión se llevó a cabo en un extrusor de tornillo simple modelo 20DN (CW Brabender Instruments, Inc., NJ, USA) con un diámetro de tornillo de 19 mm; relación longitud – diámetro 20:1; relación de compresión 2:1 y dado de salida de 3 mm. Las condiciones de operación del extrusor se derivaron de la combinación factorial de temperatura de extrusión (TE, 50-160°C) y velocidad de tornillo (VT=50-160°C) (**Cuadro 12**). Los extrudidos se colectaron en charolas de aluminio perforadas y, posteriormente, se enfriaron y secaron (50°C/12h) en estufa con circulación forzada de aire. Los extrudidos secos se

**Cuadro 12.** Diseño experimental utilizado para obtener diferentes combinaciones de temperatura de extrusión / velocidad de tornillo para obtener harinas de quinoa extrudida

<b>Orden estándar</b>	<b>Orden de corrida</b>	<b>Temperatura de extrusión (°C)</b>	<b>Velocidad de tornillo (rpm)</b>
1	6	66	78
2	1	144	78
3	9	66	212
4	5	144	212
5	2	50	145
6	11	160	145
7	13	105	50
8	10	105	240
9	4	105	145
10	3	105	145
11	12	105	145
12	8	105	145
13	7	105	145

sometieron a molienda (UD Cyclone Sample Mill, UD Corp, Boulder, CO, EUA) hasta pasar a través de malla 80 (0.180 mm). Las harinas de quinoa extrudidas (**HQE**) se empacaron en bolsas de polietileno y almacenaron a 4°C hasta su utilización (**Fig 5**). Para la optimización del proceso de extrusión se seleccionaron como variables de respuesta actividad antioxidante (**AAox**), compuestos fenólicos totales (**CFT**) y digestibilidad proteínica *in vitro* (**DPIV**).

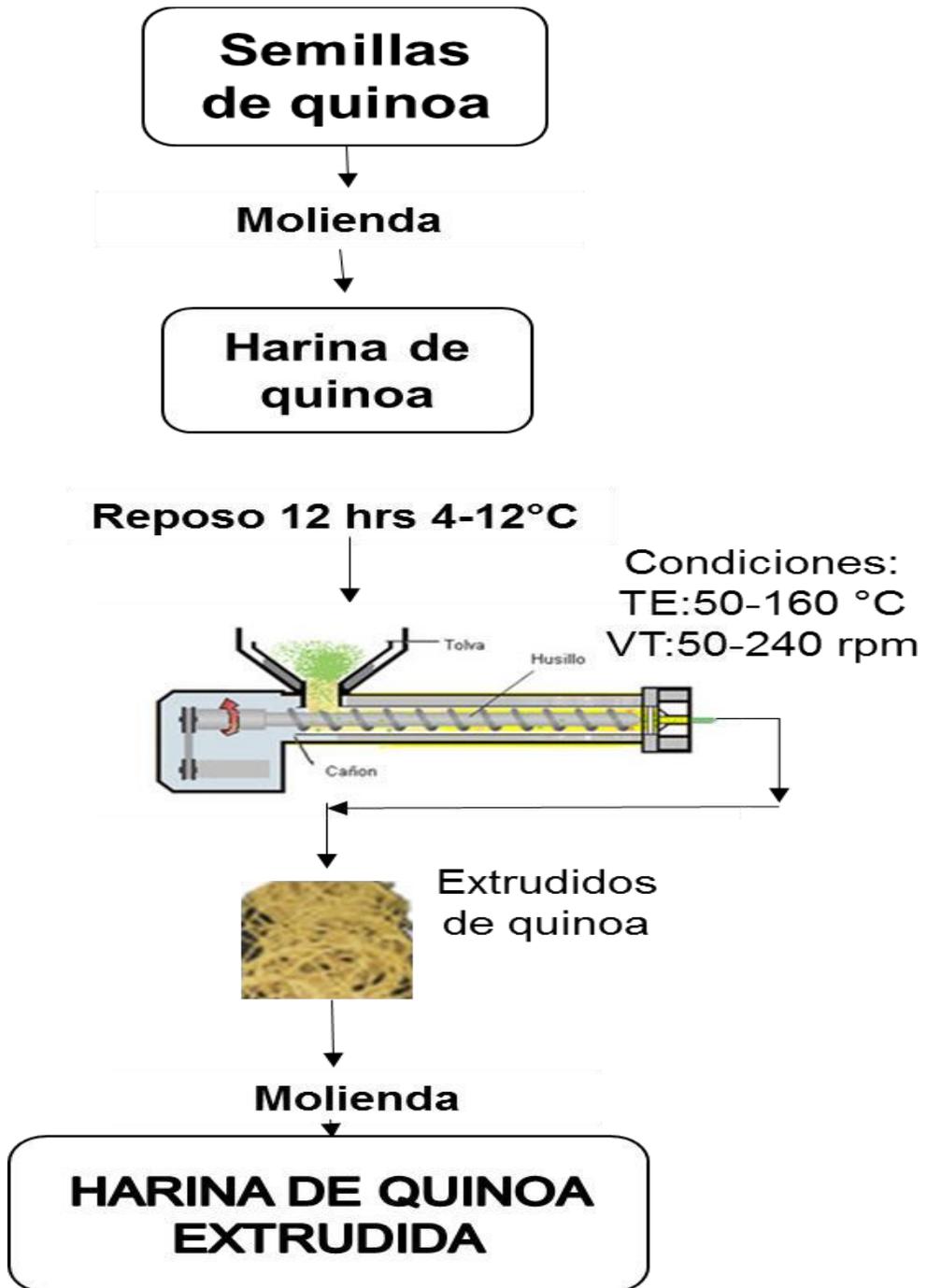
## **5 Evaluación de variables de respuesta (AAox, CFT, DPIV) para la optimización del proceso de extrusión**

### **a Actividad antioxidante (AAox)**

#### **1) Obtención de extractos de fitoquímicos libres y ligados**

Para obtener los extractos de fitoquímicos libres se utilizó la metodología propuesta por Dewanto y col. (2002). A una porción de 0.5 g de muestra se le agregó etanol al 80% (v/v) para formar una suspensión que se agitó durante 10 min. La suspensión se centrifugó (2,500xg / 25°C / 10min) y se separaron el precipitado y el sobrenadante. El sobrenadante se evaporó a 45°C hasta un volumen de 2 mL. El extracto (fitoquímicos libres) se congeló (-80°C) y almacenó hasta su utilización.

El extracto de fitoquímicos ligados se obtuvo acorde al procedimiento reportado por Adom y Liu (2002) y Adom y col. (2005) con ligeras modificaciones. El precipitado (residuo) obtenido durante la extracción de fitoquímicos libres se digirió con 10 mL de NaOH 2 M en baño María (95°C / 30 min). El residuo digerido se agitó a temperatura ambiente durante una hora e inmediatamente después se acidificó con 2 mL de HCl concentrado. La suspensión resultante se extrajo cinco veces con 10 mL de acetato de etilo en cada extracción. El acetato de etilo se evaporó a 35°C. Los fitoquímicos ligados se reconstituyeron y solubilizaron con 2 mL de metanol en agua (50:50) para obtener una solución clara y homogénea (fitoquímicos ligados).



**Fig 5.** Procedimiento para obtener harinas de quinoa extrudida (HQE)

## **2) Determinación de actividad antioxidante (ABTS y DPPH)**

La actividad antioxidante se determinó a los extractos de compuestos fenólicos libres y ligados por el método ABTS para compuestos hidrofílicos de acuerdo a lo descrito por Re y col. (1999). 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 con un máximo de absorción a 415 nm y una serie de máximos secundarios de absorción a 645, 660, 734, 815 y 820 nm. Dependiendo de la variante del método ABTS utilizada se emplean distintas longitudes de onda, aunque las más frecuentes son 415 y 734 nm; en este trabajo 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 cuantificó utilizando el antioxidante Trolox como estándar. El radical  $ABTS^{\cdot+}$  se obtuvo tras la reacción de ABTS (7 mM) con persulfato potásico (2.45 mM) incubados a temperatura ambiente (25°C) y oscuridad durante 12-16 h. Después la solución de  $ABTS^{\cdot+}$  se diluyó con agua desionizada para obtener una solución de trabajo de  $ABTS^{\cdot+}$ . La reacción entre la solución de trabajo de  $ABTS^{\cdot+}$  y muestras con diferentes concentraciones se iniciaron y almacenaron a temperatura ambiente (25°C) hasta que la reacción se completó. El radical  $ABTS^{\cdot+}$  sufrió una decoloración debido a la reacción con los antioxidantes. La disminución de coloración se monitoreó en un lector de microplacas

(Synergy™) a 734 nm y se expresó como porcentaje de inhibición de ABTS, la cual se comparó con una curva estándar de Trolox. Los datos se expresaron como  $\mu\text{mol}$  equivalentes de Trolox (ET)/100 g de muestra seca. Todas las mediciones se harán por triplicado.

La actividad antiradical DPPH de los extractos de harinas se determinó mediante el procedimiento descrito por Shimamura y col (2014) con ligeras modificaciones para su lectura en un espectrofotómetro. El método de DPPH se utiliza para determinar la capacidad de los antioxidantes presentes en una muestra para donar hidrógenos y/o electrones para eliminar los radicales DPPH (2,2-dienil-1-picrahidrazil) al crear la forma no radical DPPH-H. Cuando el radical libre es capturado, el color de la solución de DPPH cambia de un color morado oscuro a un amarillo brillante y la absorbancia a 520 nm disminuye (Brand-Williams y col., 1995).

Se preparó una solución DPPH (0.2  $\mu\text{M}$ ), después de 30 min de incubación a temperatura ambiente se midió la absorbancia en un espectrofotómetro a 517 nm. Se utilizó como estándar una curva de Trolox (TE) por 100 g de muestra en base seca ( $\mu\text{mol}$  de TE/100 g, bs).

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

Para determinar la concentración de compuestos fenólicos totales se empleó el método colorimétrico de Folin-Ciocalteu, descrito por Singleton y col. (1999). En una placa de 96 celdas, se agregó 20  $\mu\text{L}$  de una solución estándar de ácido gálico, en las siguientes celdas se agregaron 20  $\mu\text{L}$  de extracto de fitoquímicos libres y ligados. El estándar y los extractos se mezclaron con 180  $\mu\text{L}$  del reactivo Folin, la reacción se neutralizó con 50  $\mu\text{L}$  de  $\text{Na}_2\text{CO}_3$  al 7% y posteriormente se incubó en el espectro, después de 90 min se midió la absorbancia a 750 nm en un lector de microplatos (Synergy<sup>HT</sup>, Biotek Instrument), usando etanol como blanco, se construyó una curva de calibración con ácido gálico. Los resultados se expresaron como mg equivalentes de ácido gálico (EAG) / 100 g de muestra, bs. El contenido de compuestos fenólicos

totales se calculó al sumar los compuestos fenólicos presentes en los extractos de fitoquímicos libres y ligados. La determinación se realizó por cuadruplicado.

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

Se determinó de acuerdo al procedimiento reportado por Rathod y col., (2016) con modificaciones. Una porción de un gramo de muestra, seca y desgrasada, se incubó con Pepsina (15 mg de Pepsina en 20 mL de HCl 0.1 N) a 37°C por 3 h. Después de la incubación se agregaron, para neutralización, 10 mL de NaOH 0.2 N. Posteriormente se adicionó Pancreatina [40 mg de Pancreatina en 7.5 mL de solución reguladora de fosfatos (pH=8.0)] y se incubó a 37°C por 24 h. Se agregaron 700 µL de ácido tricloroacético (TCA, por sus siglas en inglés) y se sometió a centrifugación (5,000 x g / 10 min / 25°C). Después de descartar el sobrenadante, el precipitado se secó (40-50°C) y se le determinó el contenido de proteína (microKjeldhal). La digestibilidad proteínica *in vitro* (DPIV) se calculó utilizando la siguiente ecuación.

$$\text{DPIV} = \frac{(\text{Proteína total} - \text{Residuo de proteína})}{(\text{Proteína total})} \times 100$$

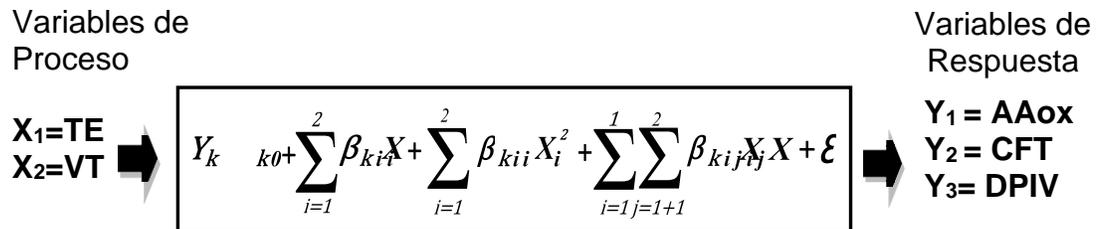
## **6 Optimización del proceso de extrusión**

### **a Diseño experimental / Análisis estadístico**

Se aplicó la metodología de superficie de respuesta (**MSR**), como técnica de optimización, para determinar la mejor combinación de variables del proceso de extrusión para la producción de harina de quinoa extrudida optimizada (**HQEO**) con valores de actividad antioxidante (**AAox**), compuestos fenólicos totales (**CFT**) y digestibilidad de proteína *in vitro* (**DPIV**) altos. Datos de la literatura y ensayos preliminares se tomaron en cuenta para seleccionar el número y niveles de variación de las variables de proceso en el diseño experimental. Se seleccionó un diseño experimental central compuesto rotatable de 13 tratamientos. Como variables de proceso se seleccionaron temperatura de extrusión (**TE**, 50-160°C) y velocidad de tornillo (**VT**, 50-240 rpm) (**Cuadro 12**). Como variables de respuesta se consideraron actividad antioxidante

(**AAox**), compuestos fenólicos totales (**CFT**) y digestibilidad de proteína *in vitro* (**DPIV**).

El modelo empírico de la “caja negra” que se presenta a continuación representa la relación entre variables de proceso (**TE**, **VT**) y variables de respuesta (**AAox**, **CFT**, **DPIV**).



La expresión dentro de la “caja negra” representa **AAox**, **CFT** y **DPIV** cuyo  $k=1$ , y  $2$ , respectivamente;  $\beta_{k0}$ ,  $\beta_{ki}$ ,  $\beta_{kii}$  y  $\beta_{kij}$  representan la constante y los coeficientes de los efectos lineal, cuadrático y de interacción, respectivamente.  $X_i$ ,  $X_i^2$  y  $X_i X_j$  representan los efectos lineal, cuadrático y de interacción de las variables independientes, respectivamente; y  $\epsilon$  representa el error, primariamente considerado por la incapacidad para determinar el modelo verdadero. Se aplicó análisis de regresión, los términos no-significativos ( $p \leq 0.1$ ) se eliminaron del polinomio de segundo orden, se recalculó un nuevo polinomio y se obtuvo un modelo de predicción para cada variable de respuesta (Myers, 1977). Los resultados se sometieron a un análisis de varianza de una sola vía (ANOVA), seguido por la aplicación de la prueba de rango múltiple de Duncan, 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

Se aplicó el método convencional gráfico para obtener valores máximos de **AAox**, **CFT** y **DPIV**. Los modelos de predicción se utilizaron para representar

gráficamente el sistema. La sobreposición de gráficas de contorno de cada una de las variables de respuesta permitió obtener una gráfica de contorno para la observación y selección de la mejor (óptima) combinación de **TE** y **VT** para la producción de harina de quinoa extrudida optimizada (**HQEO**) con **AAox**, **CFT** y **DPIV** altos.

## **7 Obtención de la harina de quinoa extrudida optimizada (HQEO) con valores máximos de AAox, CFT y DPIV**

Para la obtención de la **HQEO** con valores máximos de **AAox**, **CFT** y **DPIV** se utilizó el procedimiento descrito en el apartado IV.B.4.b de este trabajo utilizando la mejor condición de **TE** y **VT**.

## **8 Análisis estadístico**

Los resultados generados durante la evaluación de los productos (harinas, mezclas de harinas, bebidas) obtenidos en condiciones óptimas de proceso, serán analizados utilizando un análisis de varianza (ANOVA) de una sola vía y prueba de rango múltiple de Duncan con un nivel de significancia de 0.05 (Statgraphics-Plus 6.0).

## VIII RESULTADOS Y DISCUSION

### A CARACTERÍSTICAS FÍSICAS Y COMPOSICIÓN QUÍMICA DE LA SEMILLA DE QUINOA

En el **Cuadro 13** se muestran las características físicas de las semillas de quinoa. Las semillas de quinoa, en promedio, presentaron dimensiones de 1.99 cm de largo, 1.99 cm de ancho y 0.97 cm de grosor. Estos valores concuerdan con lo reportado por otros investigadores (Bertero y col., 2004; Wu y col., 2004). Las dimensiones físicas de las semillas son indicadores importantes de calidad, manejo y almacenamiento de los mismos. El peso de 1,000 semillas es un indicador del tamaño, y el peso hectolítrico es una medida indirecta de la densidad, del grano o semilla. La semilla de quinoa tuvo un peso de 1,000 semillas de 2.7358 g; este valor es similar al reportado por Bhargava y col. (2006); se obtuvo un peso hectolítrico de 78.21 kg/hL. Las características físicas de las semillas de quinoa fueron similares a las reportadas por Wu y col. (2004), por lo que se puede concluir que la semilla de quinoa utilizada es de buena calidad.

El **Cuadro 13** muestra la composición química y las propiedades fisicoquímicas de las harinas de quinoa cruda (sin procesar). El contenido de proteína cruda fue de 18.66%. Este valor es similar a los valores reportados por Nowak y col. (2015), Stikic y col. (2012) y Padrón-Pereira y col. (2015). En cuanto al contenido de lípidos (4.69%) es similar a lo reportado por los autores anteriormente mencionados. El contenido de cenizas en las semillas de quinoa fue de 2.44%, bs; valor similar al reportado por similar al reportado por Stikic y col. (2012) quienes informan que las semillas de quinoa son una buena fuente de Zn, K, Fe, P, Ca, Mn.

**Cuadro 13.** Características físicas, composición química y propiedades fisicoquímicas de las semillas de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) escarificadas

Propiedad	Semilla de quinoa escarificada
<b><i>Características físicas</i></b>	
Dimensiones físicas (mm)	
Largo	1.99±0.26
Ancho	1.99±0.25
Grosor	0.97±0.15
Peso de 1,000 granos (g)	2.74±0.11
Peso hectolítrico (kg/hL)	78.21±0.30
<b><i>Composición química</i></b> (% , bs)	
Proteínas	15.73±0.57
Lípidos	4.69±0.06
Minerales	2.33±0.05
Carbohidratos	77.26±0.39
<b><i>Propiedades fisicoquímicas</i></b>	
Color	
Diferencia total de color ( $\Delta E$ )	88.19±0.32
Valor Hunter 'L'	12.01±0.38
Actividad acuosa ( $a_w$ )	0.52±0.01
pH	6.48±0.02

Las semillas de quinoa cruda escarificada tuvieron valores de valor Hunter “**L**” y de diferencia total de color ( $\Delta E$ ) de 88.19 y 12.01, respectivamente (**Cuadro 13**); valores altos de  $\Delta E$  se asocian con materiales más oscuros. Las semillas de quinoa cruda escarificadas presentaron valores de actividad acuosa ( $a_w$ ) de 0.52 (**Cuadro 13**); en estos valores el desarrollo de actividad enzimática, crecimiento microbiano y reacciones químicas se llevan a cabo lentamente, lo cual se traduce en una vida de anaquel más prolongada (Fennema, 2001). El pH de las semillas de quinoa cruda escarificada fue de 6.48 (**Cuadro 13**). Ogungbenle (2003) reportó un pH=6.0 en harina de quinoa cruda, la cual posee una solubilidad moderadamente alta; las proteínas de esa harina de quinoa pueden ser utilizadas en la formulación de bebidas carbonatadas (Kinsella, 1979).

## **B MEJORES CONDICIONES DE EXTRUSION PARA OBTENER HARINA DE QUINOA EXTRUDIDA OPTIMIZADA (HQEO) CON VALORES MÁXIMOS DE AAox, CFT y DPIV**

### **1 Modelos de predicción**

En el **Cuadro 14** se muestran las diferentes combinaciones de variables del proceso de extrusión [Temperatura de Extrusión (**TE**) y Velocidad de Tornillo (**VT**)] utilizadas para la producción de harinas de quinoa extrudida (**HQE**) y los valores experimentales de las variables de respuesta [Actividad antioxidante (**AAox**), compuestos fenólicos totales (**CFT**) y digestibilidad de proteína *in vitro* (**DPIV**), evaluadas a las **HQE**. A partir de los datos experimentales de **AAox**, **CFT** y **DPIV** de las **HQE** (**Cuadro 14**) se obtuvieron los modelos de predicción, como resultado de ajustar el polinomio “ $\hat{Y}_i = \beta_0 + \beta_1X_1 + \beta_2X_2 + \beta_{12}X_1X_2 + \beta_{11}X_{12} + \beta_{22}X_{22}$ ”, que relacionan las variables de respuesta (**AAox**, **CFT**, **DPIV**) (**Cuadro 15**).

**Cuadro 14.** Diseño experimental<sup>1</sup> empleado para obtener diferentes combinaciones de temperatura de extrusión y velocidad de tornillo (**TE, VT**) para la producción de harinas de quinoa extrudida y resultados experimentales de las variables de respuesta (**CFT, AAox, DPIV**)

Trat <sup>2</sup>	Variables de proceso		Variables de respuesta <sup>3</sup>		
	Temperatura de extrusión (°C)	Velocidad de tornillo (rpm)	AAox (μmolET/100g)	CFT (mgEAG/100g)	DPIV %
<b>1</b>	66	78	5,014	247.2	<b>90.7</b>
<b>2</b>	144	78	4,699	226.3	87.1
<b>3</b>	66	212	4,987	245.8	78.6
<b>4</b>	144	212	5,077	<b>216.4</b>	78.3
<b>5</b>	50	145	4,774	245.0	78.3
<b>6</b>	160	145	<b>4,542</b>	215.8	64.0
<b>7</b>	105	50	5,239	230.6	80.0
<b>8</b>	105	240	5,525	237.4	74.5
<b>9</b>	105	145	5,306	240.6	70.8
<b>10</b>	105	145	<b>5,621</b>	244.0	56.8
<b>11</b>	105	145	5,140	241.6	59.7
<b>12</b>	105	145	5,389	249.4	60.2
<b>13</b>	105	145	5,471	<b>251.4</b>	<b>55.7</b>

<sup>1</sup>Diseño central compuesto rotatable con dos factores y cinco niveles; 13 tratamientos

<sup>2</sup>No corresponde al orden de procesamiento

<sup>3</sup>**AAox**= Actividad antioxidante; **CFT**= Compuestos fenólicos totales; **DPIV**= Digestibilidad proteínica *in vitro*

**Cuadro 15.** Coeficientes de regresión y análisis de varianza de los modelos experimentales de predicción que muestran la relación entre las variables de respuesta (**AAox, CFT, DPIV**) y variables de proceso (**TE, VT**) para la producción de harina de quinoa extrudida

Coeficientes	Actividad antioxidante		Compuestos fenólicos totales		Digestibilidad proteínica <i>in vitro</i>	
	(Aox)		(CFT)		(DPIV)	
	Codificado	Sin codificar	Codificado	Sin codificar	Codificado	Sin codificar
<b>Intercepto <math>\beta_0</math></b>	5371.1	2585.2	245.39	200.76	59.34	172.64
<b>Lineal</b>						
$\beta_1$	-69.3	50.96	-11.44	0.69	-2.04	-1.08
$\beta_2$	94.5	1.41	-0.22	0.33	-1.62	-0.7211
<b>Cuadrático</b>						
$\beta_{11}$	-379.87	-0.25	-7.07	-0.0047	7.38	0.0049
$\beta_{22}$	NS	NS	-5.24	-0.0012	10.84	0.0024
<b>Interacción</b>						
$\beta_{12}$	NS	NS	NS	NS	NS	NS
<b>P<sub>modelo</sub></b>	0.0004		0.0006		0.0001	
<b>P<sub>falta de ajuste</sub></b>	0.8583		0.5136		0.4620	
<b>CV</b>	2.81		1.99		4.6	
<b>R<sup>2</sup></b>	0.8582		0.8947		0.9302	
<b>R<sup>2</sup> ajustada</b>	0.8109		0.842		0.8952	
<b>R<sup>2</sup> predicha</b>	0.7538		0.69		0.772	

Nivel de significancia a  $P \leq 0.10$

Nivel de significancia a  $P \leq 0.05$

Nivel de significancia a  $P \leq 0.01$

NS No significativo

evaluadas a las **HQE**, con las variables de proceso de extrusión (**TE**, **VT**). A estos modelos de predicción se les probó su idoneidad y ajuste por análisis de varianza (ANOVA) (**Cuadro 15**). Un buen modelo de predicción debe tener una  $R^2$  ajustada (coeficiente de determinación)  $\geq 0.80$ , un nivel de significancia de  $P < 0.05$ , un coeficiente de varianza (CV)  $\leq 10\%$  y prueba de falta de ajuste  $> 0.01$  (Myers y Montgomery, 2002). Se utilizaron estos criterios para decidir el nivel de satisfacción de los modelos de predicción de cada una de las variables de respuesta.

### a Actividad antioxidante (**AAox**)

Las **HQE** presentaron valores de **AAox** de entre 4,542 y 5,621  $\mu\text{mol ET}/100\text{ g}$  de muestra bs (**Cuadro 14**). En la mayoría de los tratamientos de las harinas extrudidas la actividad antioxidante aumentó respecto a la harina de quinoa cruda [4,497  $\mu\text{mol ET}/100\text{ g}$  de muestra (bs)]. El análisis de varianza mostró un modelo cuadrático significativo ( $p < 0.0004$ ) para **AAox** (**Cuadro 15**). Este análisis también mostró que la **AAox** de las **HQE** dependió significativamente de los términos lineales de **TE** y **VT**, así como del término cuadrático de la temperatura de extrusión [ $(\text{TE})^2$ ] ( $P < 0.0001$ ).

Usando variables codificadas

$$Y_1 = 5371.10 - 69.30X_1 + 94.50X_2 - 379.87X_1^2$$

Usando variables decodificadas

$$\text{AAox} = 2585.24677 + 50.96046(\text{TE}) + 1.40680(\text{VT}) - 0.25115(\text{TE})^2$$

Este modelo de predicción explicó el 85.83% de la variabilidad total ( $p = 0.0004$ ) de los valores de **AAox** de las **HQE**. El coeficiente de determinación  $R^2$  ajustada del modelo fue 0.8109 y la falta de ajuste no fue significativa (0.8582). Además, la dispersión relativa de los puntos experimentales con respecto a los valores predichos con el modelo (CV) fue de 2.81% (**Cuadro 15**). Estos valores indican que el modelo experimental para la **AAox** de las **HQE** fue adecuado y reproducible.

El valor más bajo de **AAox** (4,542  $\mu\text{mol ET}/100\text{ g}$ ) se localizó a una **TE**=160°C y una **VT**=145 rpm (**Fig 6**). El máximo valor de **AAox** se encuentra a **TE** medias y **VT** altos, esto se debe a que a temperaturas altas y a velocidades de tornillo altos puede haber una descarboxilación de ácidos fenólicos durante la extrusión (**Fig 6**). Diferentes autores (Korus y col., 2007; Delgado-Licon y col., 2009) observaron una disminución en actividad antioxidante y polifenoles durante la extrusión de frijol común y mezcla frijol/maíz respectivamente; se lo atribuyeron principalmente a las condiciones del proceso.

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

Las **HQE** tuvieron contenido de compuestos fenólicos totales (**CFT**) entre 215.8 y 251.4 mg equivalentes de ácido gálico (EAG)/ 100 g (bs) (**Cuadro 14**). El **CFT** en la harina de quinoa cruda fue 243.8 mg EAG/100 g (bs). El análisis de varianza mostró un modelo cuadrático significativo ( $p=0.0006$ ) para **CFT** (**Cuadro 15**). Este análisis también mostró que el contenido de **CFT** de las **HQE** dependió significativamente de los términos lineales de la temperatura de extrusión (**TE**) y la velocidad de tornillo (**VT**) ( $p<0.05$ ), así como sus términos cuadráticos de temperatura de extrusión (**TE**)<sup>2</sup> y velocidad de tornillo (**VT**)<sup>2</sup>. El modelo de predicción para el contenido de **CFT** de las **HQE** fue:

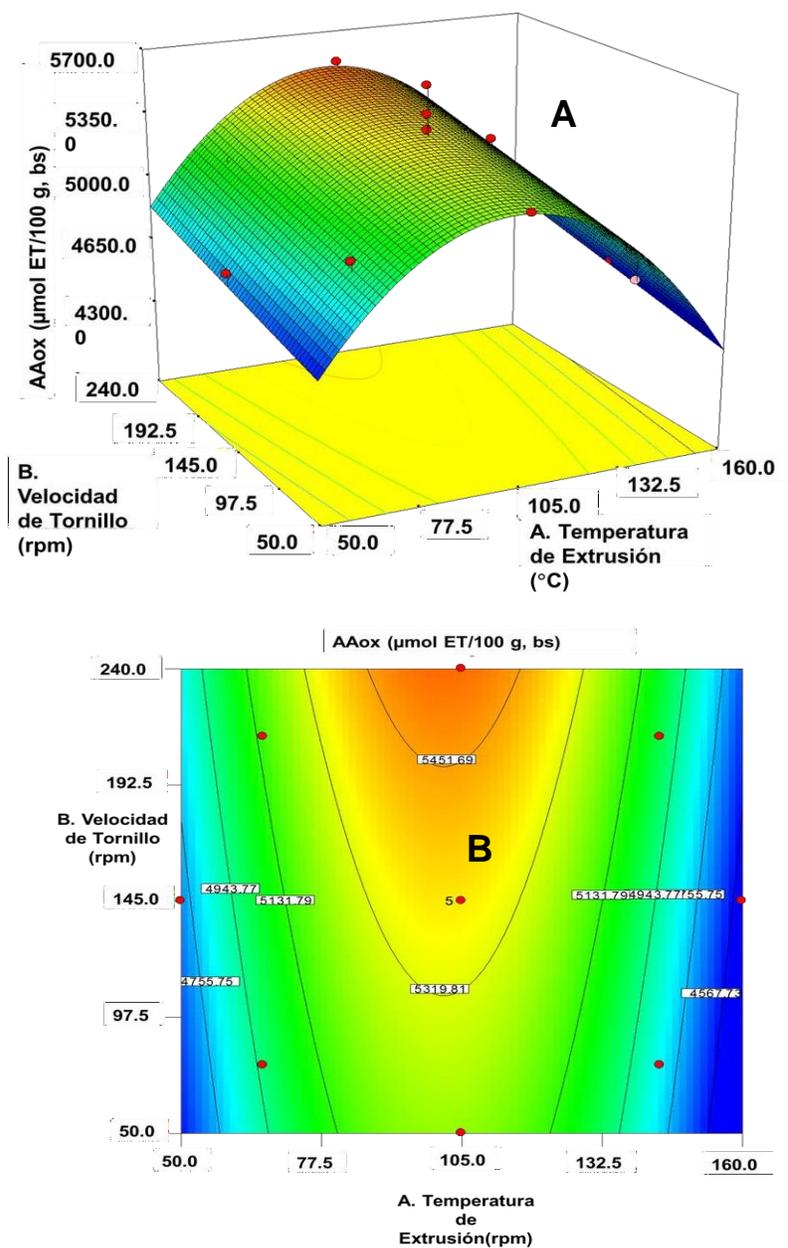
Usando variables codificadas

$$Y_2 = 245.39 - 11.44X_1 - 0.22X_2 - 7.07X_1^2 - 5.24X_2^2$$

Usando variables decodificadas

$$\text{CFT} = 200.7553 + 0.688(\text{TE}) + 0.333(\text{VT}) - 4.677\text{E-}003(\text{TE})^2 - 1.162\text{E-}003(\text{VT})^2$$

Este modelo de predicción explicó el 51.36% de la variabilidad total ( $p=0.0006$ ) de los valores de **CFT** de las **HQE**. El coeficiente de determinación



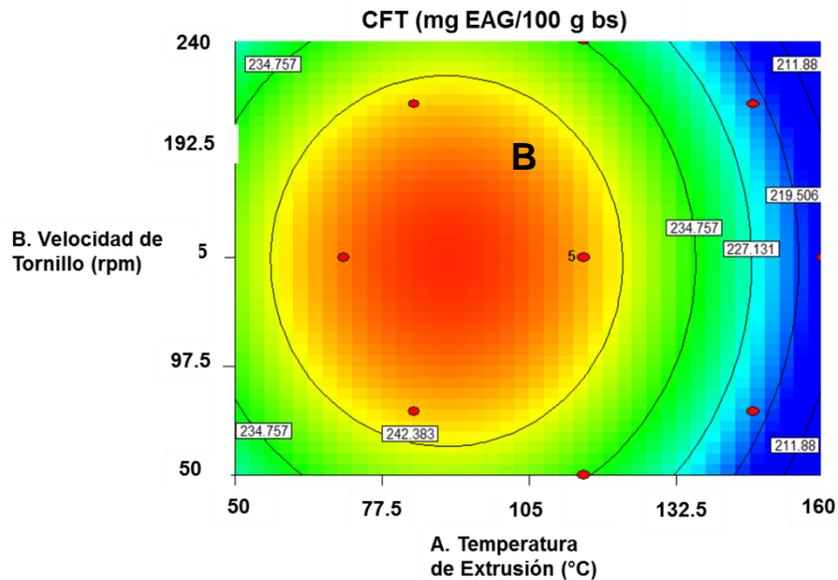
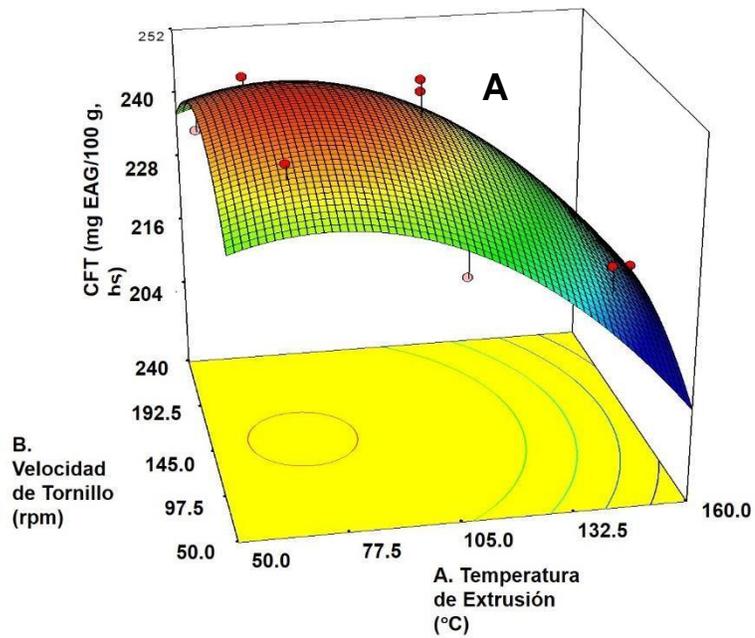
**Fig 6.** Gráficas de superficie de respuesta (A) y de contorno (B) mostrando el efecto de las variables de proceso [TE: Temperatura de extrusión (°C); VT: velocidad de tornillo (rpm)], sobre la actividad antioxidante [AAox (μmol ET/100 g bs)] de las harinas de quinoa extrudida (HQE).

( $R^2$  ajustada) del modelo fue 0.8420 y la falta de ajuste fue no significativa (0.5136). Además, la dispersión relativa de los puntos experimentales con respecto a los valores predichos con el modelo (CV) fue de 1.99%. (**Cuadro 15**). Estos valores indican que el modelo experimental para el contenido de **CFT** de las **HQE** fue adecuado y reproducible.

El valor de **CFT** más bajo (215.8 mg EAG/100 g, bs) se localizó a una **TE**=160°C y una **VT**=145 rpm (**Fig 7**). Los valores más altos de contenido de **CFT** se observan a **TE** de bajas a medias y a **VT** de medias a altas (**Fig 7**). A temperaturas 77.5-105°C se observa un incremento de **CFT** al aumentar **VT**; sin embargo, a **TE** más elevadas (132.5-160°C) hay disminución en el contenido de **CFT** de **HQE**. Özer y col (2006) estudiaron el efecto de la velocidad del tornillo, el contenido de humedad en la alimentación y la velocidad de flujo sobre la concentración de compuestos fenólicos totales y actividad antioxidante de una botana extruida (garbanzo + maíz + avena + maicena + zanahoria + avellana cruda); estos investigadores utilizaron una temperatura de extrusión de 110°C; encontrando que las condiciones de extrusión no cambiaron la concentración de fenólicos totales en las muestras, pero la actividad antioxidante total disminuyó (33.8 a 45.11%) conforme aumentó la velocidad del tornillo (280-330 rpm) y se reduce el contenido de humedad (13- 11%).

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

Las **HQE** presentaron valores de **DPIV** entre 55.7 y 90.7% (**Cuadro 14**). El análisis de varianza mostró un modelo cuadrático significativo ( $p = 0.0001$ ) para **DPIV** (**Cuadro 15**). Este análisis también mostró que la **DPIV** de las **HQE** dependió significativamente de los términos lineales de la temperatura de extrusión (**TE**) y la velocidad de tornillo (**VT**) ( $p < 0.05$ ) y de los términos cuadráticos de temperatura de extrusión (**TE**)<sup>2</sup> y velocidad de tornillo (**VT**)<sup>2</sup>.



**Fig 7.** Gráficas de superficie de respuesta (A) y de contorno (B) mostrando el efecto de las variables de proceso de extrusión [TE: Temperatura de extrusión (°C), VT: velocidad de tornillo (rpm)] sobre el contenido de compuestos fenólicos totales [CFT: mg EAG/100 g (bs)] de las harinas de quinoa extrudidas (HQE).

El modelo de predicción para **DPIV** de las **HQE** fue:

Usando variables codificadas:

$$Y_3 = 59.34 - 2.04X_1 - 1.62X_2 + 7.38X_1^2 + 10.84X_2^2$$

Usando variables decodificadas:

$$\mathbf{DPIV} = 172.637 - 1.0766(\mathbf{TE}) - 0.7211(\mathbf{VT}) + 4.8773E-003(\mathbf{TE})^2 + 2.4033E-003(\mathbf{VT})^2$$

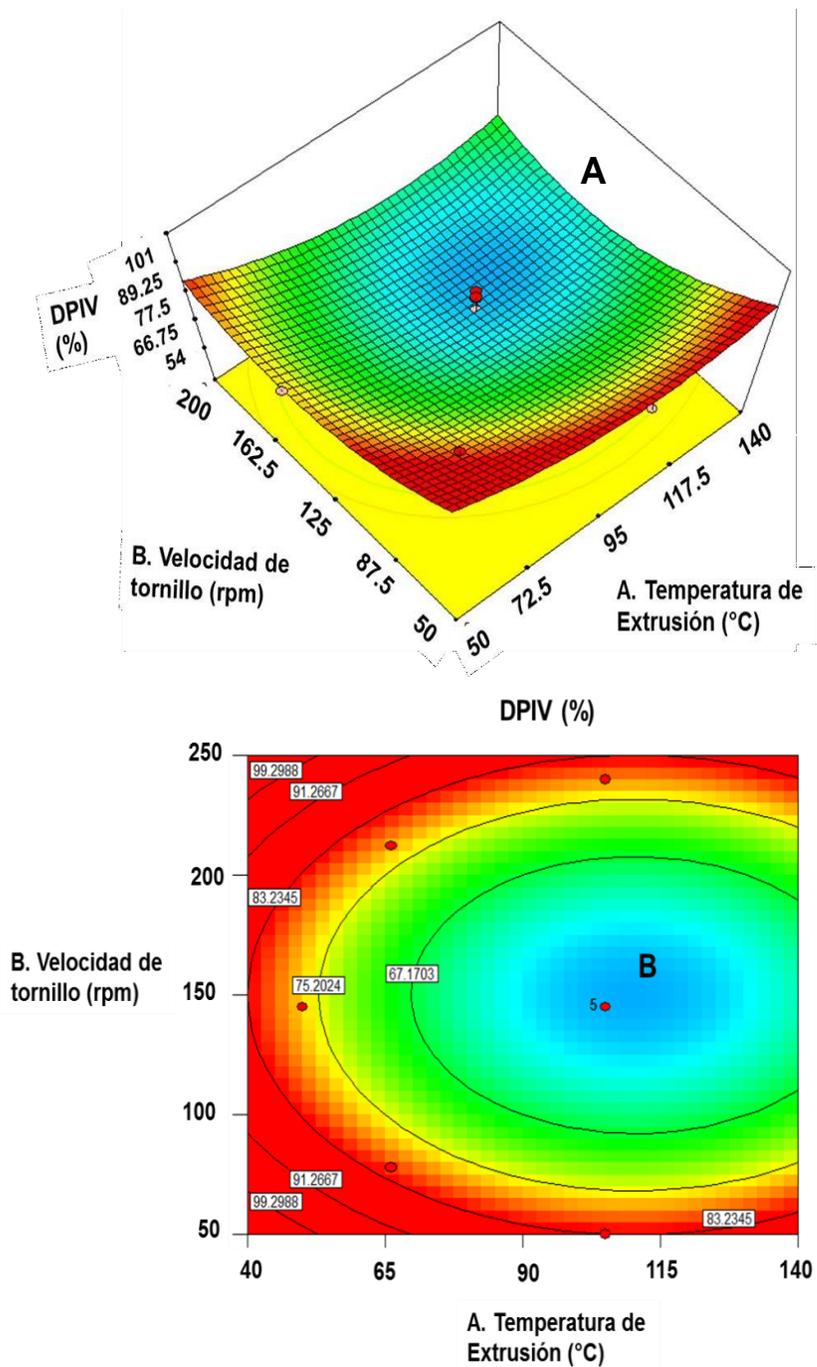
Este modelo de predicción explicó el 46.20% de la variabilidad total ( $p = 0.0001$ ) de los valores de **DPIV** de las **HQE**. El coeficiente de determinación ( $R^2$  ajustada) del modelo fue 0.8952 y la falta de ajuste fue no significativa (0.4620). Además, la dispersión relativa de los puntos experimentales con respecto a los valores predichos con el modelo (CV) fue de 4.60% (**Cuadro 15**). Estos valores indican que el modelo experimental para **DPIV** de las **HQE** fue adecuado y reproducible.

El valor más bajo (55.7%) de **DPIV** se observó a una **TE**=105°C y **VT**=145 rpm (**Fig 8**). Los valores más altos de **DPIV** se observan a **TE** de bajas a medias y **VT** bajas, así como **TE** bajas y **VT** altas (**Fig 8**). El valor de la **DPIV** fue mayor en los extrudidos que en la harina cruda, esto es posible debido a que por el corte de cizalla y temperaturas altas hay una mayor desnaturalización de proteínas e inactivación de factores antinutricionales que dificultan la digestión (Singh y col, 2007).

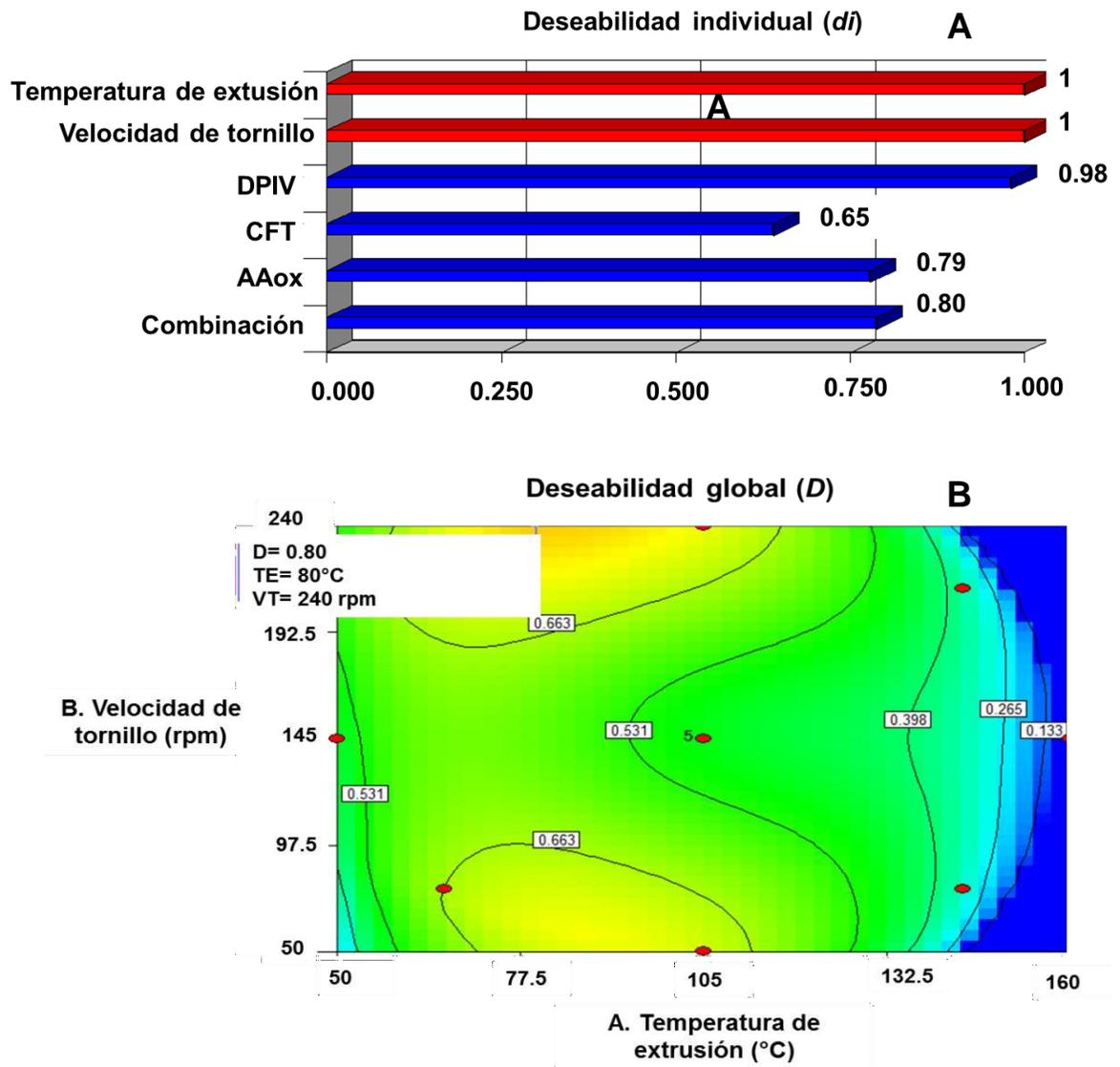
## 2 Optimización

En la **Fig 9A** se muestran los valores de deseabilidad individual para cada variable de respuesta,,:  $d_{AAox}=0.79$ ,  $d_{CFT}=0.65$ ,  $d_{DPIV}=0.98$  (**Fig 9B**). A partir de ellos se calculó la deseabilidad global ( $D=0.80$ ). Los valores de las variables del proceso de extrusión asociado con la deseabilidad global máxima obtenida fueron: **TE**=80°C, **VT**=240 rpm. La **D** obtenida en esta investigación fue mayor que la considerada aceptable ( $0.6 < D < 0.8$ ) de acuerdo a De la Vara y Domínguez (2002).

En la **Fig 9B** se muestra el gráfico de deseabilidad global (**D**), en el cual la zona roja representó los valores predichos máximos posibles de **D** para cada



**Fig 8.** Gráficas de superficie de respuesta (A) y de contorno (B) mostrando el efecto de las variables de proceso [TE: Temperatura de extrusión (°C), VT: velocidad de tornillo (rpm)] sobre la de DPIV (%) de las harinas de quinoa extrudidas (HQE).



**Fig 9. (A)** Deseabilidad individual ( $d_i$ ) para las variables de respuesta (**AAox**, **CFT**, **DPIV**) y **(B)** Deseabilidad global ( $D=0.80$ ) para obtener la mejor combinación de variables de proceso ( $TE=80^\circ\text{C}/VT=240 \text{ rpm}$ )

respuesta (**AAox**, **CFT**, **DPIV**), entre los cuales se seleccionó un valor óptimo ( $D=0.8$ ) que correspondiera con las condiciones de extrusión ( $TE=80^{\circ}C/VT=240$  rpm) que dan como resultado valores de **AAox**, **CFT** y **DPIV** máximos posibles. Los valores predichos de **AAox**, **CFT** y **DPIV** usando los modelos de predicción de cada variable de respuesta y las condiciones óptimas de extrusión fueron **AAox**=5,391  $\mu\text{mol ET}/100$  g (bs), **CFT**=239.03 mg EAG/100 g (bs) y **DPIV**=83.1 %. Aplicando la mejor combinación de las variables de proceso de extrusión ( $TE=80^{\circ}C/VT=240$  rpm) se produjo **HQEO**, realizando tres repeticiones. Los valores experimentales de las variables de respuesta [**AAox**=4,188  $\mu\text{mol ET}/100$  g (bs), **CFT**= 236.2 mg EAG/100 g (bs) y **DPIV**= 85.9 %] fueron similares a los predichos, mencionados anteriormente, indicando que las condiciones óptimas de proceso fueron adecuados y reproducibles.

### **C EFECTO DE LA EXTRUSIÓN EN CONDICIONES OPTIMIZADAS SOBRE COMPOSICIÓN QUÍMICA Y PROPIEDADES FISICOQUÍMICAS DE SEMILLAS DE QUINOA**

En el **Cuadro 16** se muestra la composición química y propiedades fisicoquímicas de la harina de quinoa extrudida optimizada (**HQEO**), obtenida al aplicar las condiciones óptimas de proceso de extrusión ( $TE=80^{\circ}C/VT=240$  rpm) a semillas de quinoa escarificada previamente acondicionada (**CH**=28%).

El contenido de proteína de **HQEO** fue estadísticamente ( $p<0.05$ ) igual que el de la harina cruda (15.73% vs 15.01%). Estos resultados coinciden con los reportados por otros investigadores (Reyes-Moreno y col., 2013) quienes optimizaron el proceso de extrusión-cocción para la obtención de harina instantánea utilizando como materia prima maíz de calidad proteínica; ellos obtuvieron condiciones óptimas para la extrusión de  $TE=79.4^{\circ}C/VT=73.5$  rpm. No observaron cambios en el contenido de proteína cruda por efecto del proceso de extrusión-cocción.

El contenido de lípidos de la **HQEO** fue menor ( $p<0.05$ ) que el de la harina de quinoa escarificada sin procesar (**HQSP**) (1.99% vs 4.69 %; disminución:

**Cuadro 16.** Composición química, propiedades nutricionales y fisicoquímicas de harinas de quinoa

Propiedad	Harina de quinoa escarificada sin procesar (HQSP)	Harina de quinoa escarificada extrudida optimizada (HQEO)
<b>Composición química</b> (% , bs)		
Proteínas	15.73±0.47 <sup>a</sup>	15.01±0.40 <sup>a</sup>
Lípidos	4.69±0.06 <sup>a</sup>	1.99±0.21 <sup>b</sup>
Minerales	2.33±0.05 <sup>b</sup>	2.83±0.05 <sup>a</sup>
Carbohidratos	77.26±0.39 <sup>b</sup>	80.17±0.41 <sup>a</sup>
<b>Nutricionales</b>		
Digestibilidad proteínica <i>in vitro</i> (DPIV)	70.62±2.50 <sup>b</sup>	85.91±2.41 <sup>a</sup>
<b>Fisicoquímicas</b>		
Color		
Diferencia total de color ( $\Delta E$ )	12.01±0.38 <sup>b</sup>	25.27±2.95 <sup>a</sup>
Valor Hunter 'L'	88.19±0.32 <sup>a</sup>	75.08±2.97 <sup>b</sup>
Actividad acuosa ( $a_w$ )	0.52±0.01 <sup>a</sup>	0.53±0.06 <sup>a</sup>
pH	6.58±0.05 <sup>a</sup>	6.62±0.04 <sup>a</sup>
Dispersabilidad (%)	39.81±0.01 <sup>b</sup>	99.42±0.04 <sup>a</sup>
Índice de absorción de agua <sup>1</sup>	1.20±0.08 <sup>b</sup>	3.53±0.28 <sup>a</sup>
Índice de solubilidad en agua <sup>2</sup>	12.72±0.12 <sup>a</sup>	10.09±0.05 <sup>b</sup>
Actividad de emulsión (%)	45.83±2.22 <sup>a</sup>	50.02±1.01 <sup>a</sup>
Estabilidad de emulsión (%)	100.00±0.00 <sup>a</sup>	75.00±0.00 <sup>b</sup>

†Los resultados se expresan como promedio  $\pm$  desviación estándar; <sup>a-b</sup> Medias con letra diferente en el mismo renglón son diferentes (Duncan  $p < 0.05$ ); <sup>1</sup> g gel/g muestra; <sup>2</sup> g sólidos/100g muestra; <sup>3</sup> mL de aceite absorbido/g de muestra.

57.6 %) (**Cuadro 16**). Estos resultados coinciden con los reportados por Milán-Carrillo y col., (2012) quienes observaron un mayor contenido de lípidos en harina de amaranto sin procesar que en harina de amaranto extrudida optimizada. Estos autores atribuyen la disminución a la formación de complejos lípidos-almidón durante el proceso de extrusión

Acorde a algunos investigadores (Perera, 2005; Stenber y col., 2005) la disminución en el contenido de lípidos de la materia prima durante el proceso de extrusión puede asociarse a la hidrólisis enzimática durante el primer período de secado o la oxidación de los lípidos debido al tratamiento térmico. Las materias primas que contienen menos del 5% de contenido total de grasa han resultado en una mejor retención de lípidos en comparación con materias primas de mayor contenido de grasa (Nierle y col., 1980).

El almidón es el carbohidrato mayoritario en la semilla de quinoa, la cual posee un contenido del mismo de 32-69% (Abugoch, 2009). No todas las formas de almidón son biodisponibles y fácilmente absorbibles; también existe una pequeña fracción “no digerible” que se conoce como “almidón resistente” (**AR**). El **AR**, junto con la fibras dietarias soluble e insoluble (**FDS**, **FDI**), es fermentado en el colon por la flora microbiana dando importantes beneficios en la salud humana (Asp y Björck, 1992). Algunos investigadores (Huth y col, 2000; Gonzalez-Soto y col, 2006) ha observado el incremento en el contenido de almidón resistente durante la extrusión en cebada y maíz. El incremento del almidón resistente durante la extrusión puede deberse a una modificación en la estructura de amilosa o por formación de complejos lípidos-amilosa; la formación de este complejo depende del almidón y del tipo de lípido presente en el alimento. Los monoglicéridos y los ácidos grasos libres son más afines a formar complejos que los triglicéridos cuando se añade almidón con contenido alto de amilosa; esto puede atribuirse al corte de cizalla por velocidades altas de tornillo y a las temperaturas altas de proceso (Bhatnagar y Hanna, 1994).

El contenido de minerales en semillas de quinoa cruda escarificada sin procesar y extrudida optimizada (**HQSP**, **HQEO**) fue de 2.33 y 2.83%, bs,

respectivamente (**Cuadro 16**). El incremento (+21.5%) puede atribuirse, en parte, a la destrucción de polifenoles durante el tratamiento térmico, puede ser el resultado de la unión de los fenoles con otros materiales orgánicos presentes (Alonso y col, 2001). Espinoza-Moreno y col., (2016) y Milán-Carrillo y col., (2012) observaron un incremento en cenizas en la materia extrudida (harina a base de maíz transgénico con frijol común negro y harina de amaranto, respectivamente).

El proceso de extrusión de semillas de quinoa cruda escarificada, en condiciones optimizadas (**TE**=80°C/ **VT**=240 rpm), mejoró ostensiblemente la digestibilidad proteínica *in vitro* [**DPIV (HQSP)** = 70.62%, **DPIV (HQEO)** = 85.91%, incremento=+21.7%] (**Cuadro 16**). El valor de **DPIV** de **HQEO** (85.91%) es superior a los valores reportados por Repo-Carrasco-Valencia y col. (2011), quienes evaluaron la **DPIV** de cuatro variedades diferentes de quinoa extrudida y observaron valores de **DPIV** en el rango 76.3-80.5%. Estos investigadores no optimizaron el proceso de extrusión maximizando para **DPIV**.

El proceso de extrusión de semillas de quinoa escarificada provocó una disminución ( $p < 0.05$ ) en el valor Hunter '**L**' (-14.86 %) e incrementó ( $p < 0.05$ ) la diferencia total de color (+110.41 %) (**Cuadro 16**). La disminución del valor hunter '**L**' e incremento en  $\Delta E$  significan una pérdida de luminosidad y un oscurecimiento de la materia prima; estos fenómenos están asociados a la reacción de Maillard. Los valores de actividad de agua (0.44–0.46), para harinas de quinoa escarificada sin procesar (**HQSP**) y extrudida optimizada (**HQEO**), se encuentran en un rango en donde el crecimiento de microorganismos, así como las reacciones químicas y enzimáticas ocurren lentamente, lo que se traduce en una larga vida de anaquel.

La **HQEO** presentó un mayor ( $p < 0.05$ ) índice de absorción de agua (**IAA**) que la harina de cruda escarificada sin procesar (**HQSP**) [3.53 vs 1.20 g gel/g muestra (incremento = 194 %)]. Los valores de **IAA** para ambas harinas son superiores a los reportados por Ogungbenle y col. (2003) (1.47 g gel/g muestra) para harina de quinoa sin procesar. La absorción de agua es una función de las

proteínas y del contenido de almidón en alimentos viscosos como sopas, pastas y productos horneados. Las harinas de quinoa cruda escarificada sin procesar y extrudida optimizada (**HQSP**, **HQEO**) obtenidas en el presente estudio son apropiadas para el desarrollo de ese tipo de alimentos.

## **D EFECTO DE LA EXTRUSIÓN EN CONDICIONES OPTIMIZADAS SOBRE COMPUESTOS FENÓLICOS Y ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE SEMILLAS DE QUINOA**

El **Cuadro 17** muestra la actividad antioxidante y contenido de compuestos fenólicos totales de **HQEO**. La HQEO presentó **AAox** de 4,188  $\mu\text{mol ET}/100\text{ g}$  muestra, (bs) mediante el método ABTS, y 1,892  $\mu\text{mol ET}/100\text{ g}$  muestra (bs) mediante el método de DPPH. En la semilla cruda la mayor contribución de **AAox** correspondió a los fitoquímicos libres en un 63.5 % por ABTS y 69.5% por DPPH, mientras que en la **HQEO** la fracción ligada fue la mayor contribuyente a la AAox para el método de ABTS con un 56 %, y para el método de DPPH la fracción libre fue el mayor contribuyente con un 66 %. El proceso de extrusión de quinoa, llevado a cabo bajo condiciones óptimas (**TE**=80 °C / **VT**= 240 rpm), tuvo un efecto de retención del 100% (no se presentaron diferencias estadísticas significativas entre la **AAox** de las harinas de quinoa sin procesar y extrudida) sobre la actividad antioxidante evaluada mediante el método ABTS, mientras que para el método de DPPH hubo un incremento significativo ( $p < 0.05$ ) de un 15%.

Laus y col. (2012) estudiaron la actividad antioxidante de las semillas de quinoa cruda en fracciones libres, lipofílicas y ligadas por tres métodos, entre ellos ABTS; encontrando valores muy altos en las fracciones libres en comparación con trigo, los cuales fueron atribuidos a los conjugados de flavonol, quercetina y glucósidos oligoméricos de Kaempferol, los fenoles más abundantes en las semillas de quinoa, así como los derivados de ácido Hidroxibenzoico (Protocatecúutico y Vaníllico) e Hidroxicinámico (Ferúlico y Cafeico)

**Cuadro 17.** Actividad antioxidante y contenido de compuestos fenólicos totales de harinas de quinoa escarificada sin procesar y extrudida optimizada (**HQSP**, **HQEO**)

Propiedad	Harina de quinoa escarificada sin procesar (HQSP)	Harina de quinoa escarificada extrudida optimizada (HQEO)
<b>Actividad Antioxidante<sup>1</sup></b>		
<b>ABTS</b>		
Fitoquímicos libres	2,682±161 <sup>a</sup>	1,854±136 <sup>b</sup>
Fitoquímicos ligados	1,544±83 <sup>b</sup>	2,334±55 <sup>a</sup>
Total	4,226±158 <sup>a</sup>	4,188±165 <sup>a</sup>
<b>DPPH</b>		
Fitoquímicos libres	1,084±17 <sup>b</sup>	1,254±35 <sup>a</sup>
Fitoquímicos ligados	561±10 <sup>a</sup>	638±25 <sup>a</sup>
Total	1,645±18 <sup>b</sup>	1,892±31 <sup>a</sup>
<b>Compuestos fenólicos totales<sup>2</sup></b>		
Fitoquímicos libres	162.5±15.2 <sup>a</sup>	131.5±14.2 <sup>b</sup>
Fitoquímicos ligados	78.6±10.1 <sup>b</sup>	104.7±10.2 <sup>a</sup>
Total	241.1±17.6 <sup>a</sup>	236.2±14.6 <sup>a</sup>

† Los resultados se expresan como promedio ± desviación estándar; a-b Medias con letra diferente en el mismo renglón son diferentes (Duncan p<0.05); <sup>1</sup>µmol equivalentes de Trolox (ET)/100g, bs; <sup>2</sup>mg equivalentes de ácido gálico (EAG)/100g, bs;

(Dini y col, 2004; Gorinstein y col, 2008; Alvarez-Jubete y col, 2010; Hirose y col, 2010), a fenoles solubles en agua de bajo peso molecular, lignanos y vitamina C (Nsimba y col, 2008, Dini y col, 2010), y probablemente a proteínas (Gorinstein y col, 2007).

Diversos autores como Milán-Carrillo y col., (2012) y Espinoza-Moreno y col., (2016), evaluaron el efecto de la extrusión sobre la actividad antioxidante en harina de amaranto y una botana a base de harina de maíz transgénico y frijol común negro, respectivamente. Ellos encontraron un aumento significativo en AAox en compuestos libres, ligados y totales, determinando que podría deberse a la liberación de compuestos fenólicos antioxidantes durante el proceso de extrusión (Zielinski y col., 2001; Korus y col., 2007), a la prevención de la oxidación de los compuestos fenólicos del extrudido provocado por la inactivación enzimática durante el procesamiento y además también por la presencia de productos de la reacción de Maillard con actividad antioxidante generado en la extrusión de las materias primas que contienen aminoácidos y azúcares reductores como el maíz, el frijol y amaranto.

Dewanto y col. (2002) encontraron que el tratamiento térmico aumentó el contenido de ácido ferúlico libre y conjugado en maíz dulce debido a la liberación de ácido ferúlico unido a través del tiempo de calentamiento y los parámetros de temperatura de calentamiento. Repo-Carrasco-Valencia y col. (2011) evaluaron el efecto de la extrusión sobre la actividad antioxidante de cuatro variedades de quinoa utilizando ABTS. Sin embargo, estos investigadores solo estudiaron extractos libres, empleando metanol como solvente. Ellos obtuvieron valores para estos extractos entre 940 y 1,474  $\mu\text{mol ET}/100\text{ g}$  para las harinas de quinoa integral sin procesar de cuatro variedades diferentes, mientras que la AAox de las harinas de quinoa procesadas por extrusión de las 4 variedades estuvieron en el rango de 1,582 a 1,664  $\mu\text{mol ET}/100\text{ g}$ .

En el presente trabajo la harina de quinoa sin procesar empleada presentó un mayor contenido de **AAox** de compuestos libres (2,682  $\mu\text{mol ET}/100\text{ g}$ )

respecto a la reportada por los autores mencionados. Esto pudiera deberse a las diferencias del tipo de grano empleado y a las condiciones y tipo de solvente empleado para la extracción de los compuestos fenólicos. Los autores mencionados (Repo-Carrasco-Valencia y col., 2011) reportaron que la **AAox** de la fracción libre de fenólicos presentó un aumento significativo después de que los granos de quinoa fueron procesados por extrusión. En el presente trabajo la **AAox** de la fracción libre de fenólicos presentó una disminución significativa (- 69%) al ser evaluada por el mismo método (ABTS). Esta diferencia en el efecto de la extrusión sobre **AAox** de fenólicos libres puede deberse a las diferencias en condiciones de extrusión empleadas en ambos trabajos; ellos emplearon una mayor temperatura (200°C vs 80°C) y mayor velocidad de tornillo (389.4 rpm vs 200 rpm) o esfuerzo de corte mayor, lo cual pudo ocasionar una mayor liberación de compuestos fenólicos con **AAox** de las paredes celulares del material extrudido y/o la formación de compuestos de la reacción de Maillard con actividad antioxidante por las temperaturas altas empleadas.

Sin embargo, en el presente trabajo hubo un incremento significativo (+51%) en la **AAox** de la fracción ligada de compuestos fenólicos por el método **ABTS** después del proceso de extrusión, lo cual podría atribuirse a que este proceso termomecánico facilitó la extractibilidad de esta fracción de compuestos fenólicos con mayor **AAox**. En el caso de la **AAox** total (suma de la **AAox** de las fracciones libre y ligada) método ABTS, ésta permaneció sin cambios significativos, como se mencionó arriba; la disminución de **AAox** de la fracción libre fue compensada por el aumento de la **AAox** de la fracción ligada.

Awika y col. (2003) evaluaron actividad antioxidante por dos métodos ABTS y DPPH en dos variedades diferentes de sorgo, 600-2,020 y 600-2,260  $\mu\text{mol ET}/100 \text{ g}$ , respectivamente, encontrando mayores valores de actividad antioxidante con el método de ABTS que con el método de DPPH, tendencia similar a la observada en la presente investigación.

Las harinas de semillas de quinoa escarificada sin procesar y extrudida optimizada (**HGSP, HQEO**) no presentaron diferencias ( $p < 0.05$ ) en el contenido

de compuestos fenólicos totales (**CFT**) (241.1 vs 236.2 mg EAG/100 g muestra, bs) (**Cuadro 17**). La fracción de fitoquímicos libres presentó un mayor contenido de **CFT** en harina cruda (67.4 %); asimismo, para la **HQEO** la fracción libre presentó el mayor **CFT** (55.2 %).

Miranda y col. (2010), encontraron que el secado de quinoa con aire forzado tenía un efecto significativo en el contenido fenólico total, dando lugar a una reducción notable en estos componentes, especialmente a temperaturas altas (por ejemplo 60, 70 y 80°C). Sin embargo, estos autores observaron una mayor capacidad antioxidante en la quinoa deshidratada en comparación con el grano fresco. La retención en el contenido de **CFT** hacia una temperatura alta de extrusión de procesamiento también fue estudiada previamente en otras materias primas (Altan y col, 2009; Nayak y col, 2011; Sharma y col, 2012). Los estudios revelaron que, debido al proceso de extrusión a temperatura alta, el grado de polimerización provoca la descomposición o cambios en la estructura molecular de los compuestos fenólicos que conducen a la reducción de la reactividad química y la capacidad de extracción de los compuestos fenólicos dando como resultado una disminución del contenido de fenoles libres en los extruidos. Esto podría explicar la razón de la disminución del contenido de contenido fenólico libre total a temperaturas de extrusión más altas en los extruidos.

Repo-Carrasco-Valencia y col. (2009) observaron una disminución similar en el contenido de total de fenoles libres en los extruidos de las variedades de amaranto de Centenario y Oscar Blanco entre el 80 y el 65%, respectivamente. De su estudio reveló que la disminución en el contenido de fenoles libres podría ser debido al procesamiento de extrusión a temperatura alta que dio lugar a la descomposición de compuestos fenólicos dando lugar de esta manera a una disminución en el contenido en los extruidos de variedades de amaranto.

Repo-Carrasco-Valencia y col. (2011) reportaron valores de 142 a 197 mg EAG/100 g (bs) para el contenido de compuestos fenólicos para la fracción libre de fitoquímicos de 4 variedades de quinoa, extraídos con metanol como

solvente. El contenido de compuestos fenólicos (162.5 mg EAG/100 g, bs) de la fracción de fitoquímicos libres obtenido en el presente trabajo se encontró dentro del rango reportados por los autores mencionados. Estos autores también reportaron un incremento significativo del contenido de fenólicos de la fracción libre para 3 de las 4 variedades de quinoa estudiadas, después de que fueron procesadas por extrusión.

En el presente trabajo de investigación el contenido de compuestos fenólicos en la fracción libre sufrió una reducción (-19%) significativa debido al proceso de extrusión. Esta diferencia en el efecto de la extrusión sobre contenido de compuestos fenólicos libres puede deberse a las diferencias en condiciones de extrusión empleadas en ambos trabajos. Ellos emplearon una temperatura mayor (200°C vs 80°C) y velocidad de tornillo más alta (389.4 rpm vs 200 rpm) o esfuerzo de corte mayor, lo cual pudo ocasionar una mayor liberación de compuestos fenólicos de las paredes celulares de los granos de quinoa extrudidos y/o la formación de compuestos de la reacción de Maillard por las temperaturas altas empleadas, y los cuales pueden ser cuantificados por el método colorimétrico empleado para determinar su contenido. Sin embargo, en el presente trabajo se presentó un incremento significativo (+33%) en el contenido de compuestos ligados en la fracción ligada después del proceso de extrusión, lo cual podría atribuirse a que este proceso termomecánico facilitó la extractibilidad de esta fracción de compuestos fenólicos. En el caso del contenido de compuestos fenólicos totales (suma de compuestos fenólicos de las fracciones libre y ligada) permaneció sin cambios significativos. La disminución del contenido de compuestos fenólicos de la fracción libre fue compensada por el aumento del contenido de compuestos fenólicos de la fracción ligada.

El efecto de la extrusión en compuestos bioactivos depende del tipo de materia prima. La desnaturalización de las proteínas del grano durante la extrusión conduce a la pérdida de estructuras que promueven la interacción de la proteína-taninos que provoca la formación de complejos de proteína- taninos

que conserva la actividad antioxidante. Estos complejos pueden descomponerse en el tracto gastrointestinal humano para liberar taninos unidos y actuar como captadores de radicales libres (Riedl y Hagerman, 2001).

Se sabe que los métodos de procesamiento tienen efectos variables sobre los compuestos fenólicos totales y la actividad antioxidante de las muestras de alimentos. Los efectos incluyen poco o ningún cambio, pérdidas significativas, o aumento de las propiedades antioxidantes. El procesamiento de alimentos puede mejorar las propiedades de los antioxidantes naturales o inducir la formación de nuevos compuestos con capacidad antioxidante, de manera que la actividad antioxidante global aumenta o permanece sin cambios (Miranda y col., 2010).

## IX

### CONCLUSIONES

1. Se obtuvieron modelos matemáticos de predicción adecuados y reproducibles [nivel de significancia  $p < 0.05$ ,  $R^2 > 0.80$ , coeficiente de varianza (CV)  $< 10\%$ , prueba de falta de ajuste  $> 0.05$ ] para cada una de las variables de respuesta estudiadas (**AAox**, **CFT**, **DPIV**).
2. La mejor combinación de variables de proceso de extrusión (temperatura de extrusión y velocidad de tornillo) para la producción de **HQEO** con valores altos de **AAox** [ABTS=4,188 $\mu$ mol ET/100g muestra (bs), DPPH= 1,892  $\mu$ mol ET/100g muestra (bs)], **CFT** [236.2 mg EAG/100g muestra (bs)] y **DPIV** (85.9%) fue **TE=80°C/VT= 240 rpm**
3. La extrusión de quinoa, empleando condiciones optimizadas, incrementó ( $p < 0.05$ ) **DPIV** (+22%),  **$\Delta E$**  (110%), **IAA** (+194%), dispersabilidad (+150%) y actividad de emulsión (+9%).
4. La metodología de superficie de respuesta es una herramienta útil para la optimización del proceso de extrusión de quinoa para la obtención de una harina funcional (harina de quinoa extrudida optimizada, **HQEO**) con **AAox**, **CFT** y **DPIV** altos.

**X****BIBLIOGRAFÍA**

- AACC. 2003. Memorias del Curso Internacional "Almidón y Fibra Dietética: Química, Tecnología y Biodisponibilidad". *American Association of Cereal Chemists*, Bello LA (ed), Morelos, MEX, pp. 102
- Abugoch JLE, Romero N, Tapia C, Silva J, Rivera M. 2008. Study of some physicochemical and functional properties of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) protein isolates. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 56:4745-4750
- Abugoch JLE. 2009. Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): Composition, chemistry, nutritional and functional properties. *Advances in Food and Nutrition Research* 58:1-31
- Adom KF, Liu RH. 2002. Antioxidant activity of grains. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 50:6182-6187
- Adom KK, Sorrells M, Liu RH. 2005. Phytochemicals and antioxidant activity of milled fractions of different wheat varieties. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 53: 2297-2306
- Ahamed NT, Singhal R, Kulkarni P, Pal M. 1998. A lesser-known grain, *Chenopodium quinoa*: Review of the chemical composition of its edible parts. *Food Nutrition Bulletin* 19:61–70, The United Nations University.
- Ali HKHQ y Zulkali MMD. 2011. Design aspects of bioreactors for solid-state fermentation: A Review. *Chemical and Biochemical Engineering Quarterly* 25:255-266
- Alonso R, Rubio LA, Muzquiz M, Marzo F. 2001. The effect of extrusion cooking on mineral bioavailability in pea and kidney bean seed meals. *Animal Feed Science and Technology* 94:1–13.
- Alvarez-Jubete L, Arendt EK, Gallagher E. 2009. Nutritive value and chemical composition of pseudocereals as gluten-free ingredients. *International Journal of Food Science and Nutrition* 60:240-257

- Alvarez-Jubete L, Holse M, Hansen A, Arendt EK, Gallagher E. 2009. Impact of baking on vitamin E content of pseudocereals amaranth, quinoa, and buckwheat. *Cereal Chemistry* 86:511-515.
- Alvarez-Jubete L, Wijngaard H, Arendt EK, Gallagher E. 2010. Polyphenol composition and *in vitro* antioxidant activity of amaranth, quinoa, and buckwheat as affected by sprouting y bread baking. *Food Chemistry* 119: 770-778
- Alvarez-Martínez L, Kandury KP, Harper JM. 1988. A general model for expansion of extruded products. *Journal of Food Science* 53:609-615.
- Ando H, Chen YC, Tang H, Shimizu M, Watanabe K, Mitsunaga T. 2002. Food components in fractions of quinoa seed. *Food Science and Technology Research* 8:80–84
- Anonymous 1990: Saline agriculture and salt-tolerant plants for developing countries. Report of Panel of the Board on Science and Technology for International Development, Office of Internal Affairs, National Research Council. Washington, DC: National Academy Press.
- Anuonye JC, Onuh JO, Egwim E, Adeyemo SO. 2010. Nutrient and antinutrient composition of extruded acha/soybean blends. *Journal of Food Processing and Preservation* 34:680-691
- AOAC. 1999. Official Methods of Analysis 16° Ed. Harla, *Association of Official Analytical Chemists*. St. Paul, MN, EUA.
- AOAC. 2000. Official Methods of Analysis 16° Ed. Harla, *Association of Official Analytical Chemists*. St. Paul, MN, EUA.
- Apaza, S. 2008. Recomendar una estrategia de uso de las EOS importantes en áreas prioritarias. Informe 2007 – 2008. NUS IFAD II. Fundación PROINPA. La Paz – Bolivia. pp 72 -86.
- Arendt EK, Zannini E. 2013. Cereal grains for the food and beverage industries. Cambridge, United Kingdom: Woodhead Publishing Limited.

- Aroni JC, Aroni G, Quispe R, Bonifacio A. 2003. Catálogo de Quinoa Real. Fundación PROINPA. SIBTA – SINARGEAA. Fundación Altiplano. Fundación Mcknight. COSUDE. La Paz, junio 2003. p 51.
- Aruoma OI, Halliwell B, Williamson G. 1997. *In vitro* Methods for Characterizing Potential Prooxidant and Antioxidant Actions of Nonnutritive Substances in Plant Foods. En: “Antioxidant Methodology *in vivo* and *in vitro* Concepts”, Aruoma OI, Cuppet SL (ed), Champaign, IL: AOCS, pp 173–204
- Asp NG, Björk I. 1992. Resistant Starch. *Trends in Food Science and Technology* 3:111-114
- Athar N, Hardacre A, Taylor G, Clark S, Harding R, McLaughlin J. 2006. Vitamin retention in extruded food products. *Journal of Food Composition and Analysis* 19:379-383
- Atwell W, Patrick B, Johnson L, Glass R. 1983. Characterization of quinoa starch. *Cereal Chemistry* 60:9-11
- Awika, JM, Rooney LW, Wu X, Prior RL y Cisneros-Zevallos L. 2003. Screening methods to measure antioxidant activity of sorghum (*Sorghum bicolor*) and sorghum products. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 51: 6657–6662.
- Bailey LN, Hauck BW, Sevatson ES, Singer RE. 1995. Ready-to-eat breakfast Cereal Production. En: “Food Technology International Europe”, Turner A (ed), Sterling Publications International, London, pp. 127-32.
- Ballón E, Paredes E, Coca A. 1982. Comportamiento de la harina de quinua, variedades dulces y amargas (En mezclas de harinas compuestas para panificación). En: Tercer Congreso Internacional de Cultivos Andinos (Memorias). La Paz, Bolivia. pp 21-28.
- Barriga P, Pessot R, Scaff R. 1994. Análisis de la diversidad genética en el germoplasma de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) recolectado en el sur de Chile. *Agro Sur* 22 (No. Esp.): 4.
- Barrón-Yáñez MR, Villanueva-Verduzco C, García-Mateos MR, Colinas-León MT. 2009. Valor nutritivo y contenido de saponinas en germinados de

- huauzontle (*Chenopodium nuttalliae* Saff.), Calabacita (*Cucurbita pepo* L.), Canola (*Brassica napus* L.) y Amaranto (*Amaranthus leucocarpus* S. Watson syn.*hypochondriacus* L.). *Revista Chapingo Serie Horticultura* 15:237-243
- Berger A., Jones P, Abumweis S. 2004. Plant sterols: Factors affecting their efficacy and safety as functional food ingredients. *Lipids Health and Disease* 3:5.
- Berghofer E, Schönelechner R. 2002. Grain Amaranth. En: "Pseudocereals and Less Common Cereals. Grain Properties and Utilization Potential". Belton P, Taylor J (ed). Springer, Germany.
- Bertero HD, de la Vega AJ, Correa G, Jacobsen SE, Mujica A. 2004. Genotype and genotype by environment interaction effects for seed yield and seed size of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) as revealed by pattern analysis of international multienvironment 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
- Bhargava A, Shukla S, Ohri D. 2007. Genetic variability and interrelationship among various morphological and quality traits in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). *Field Crops Research* 101:104-116
- Bhatnagar S, Hanna MA. 1994. Amylose-lipid complex formation during single-screw extrusion of various corn starches. *Cereal Chemistry* 71:582-6
- BI/FAO.2013.Bioversity International/Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Descriptores para quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) y sus parientes silvestres. Bioversity International, Roma, Italia - Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), Roma, Italia - Fundación para la Promoción e Investigación de Productos Andinos (Fundación PROINPA), La Paz, Bolivia - Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal (INIAF),

La Paz, Bolivia - Fondo Internacional de Desarrollo Agrícola (FIDA), Roma, Italia.

- Björck M, Nyman M, Asp N. 1984. Extrusion cooking and dietary fiber. Effects on dietary fiber content and on degradation in the rat intestinal tract. *Cereal Chemistry* 61:174-179
- Bock M. 2000. Minor Constituents of Cereals. En: "Handbook of Cereals Science and Technology". Kulp K, Ponte J (ed), 2nd Edition, Marcel Dekker, INC, New York, NY, EUA
- Bonoli M, Marconi E, Caboni MF. 2004. Free and bound phenolic compounds in barley (*Hordeum vulgare* L.) flours: Evaluation of the extraction capability of different solvent mixtures and pressurized liquid methods by micellar electrokinetic chromatography and spectrophotometry. *Journal of Chromatography A* 1057:1-12.
- Brady K, Hoa C, Rosen R, Sanga S, Karwe M. 2007. Effects of processing on the nutraceutical profile of quinoa. *Food Chemistry* 100:1209-1226
- Brennan C, Brennan M, Derbyshire E, Tiwari B. 2011. Effects of extrusion on the polyphenols, vitamins and antioxidant activity of foods. *Trends in Food Science and Technology* 22:570-575
- Bressani R. 1983. Guidelines for the development of processed and packed weaning foods. *Food and Nutrition Bulletin* 5:1-20
- Briceño O. y Scarpati Z. 1982. Efecto de la molienda experimental de grano de quinua sobre su comportamiento de nutrientes. En: Tercer Congreso Internacional de Cultivos Andinos (Memorias). La Paz, Bolivia. pp. 155-156.
- Camire ME, Camire A, Krumhar K. 1990. Chemical and nutritional changes in foods during extrusion. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 29:35-57
- Camire ME, Dougherty MP, Briggs JL. 2005. Antioxidant-rich foods retard lipid oxidation in extruded corn. *Cereal Chemistry* 82:666-670

- Canella M. 1978. Whipping properties of sunflower protein dispersions. *LWT – Food Science and Technology* 11:259-263.
- Carciochi RA, Manrique GD, Dimitrov K. 2014. Changes in phenolic composition and antioxidant activity during germination of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd.). *International Food Research Journal* 21:767-773
- Cárdenas M. 1944. Descripción preliminar de las variedades de *Chenopodium quinoa* de Bolivia. *Revista de Agricultura*. Universidad Mayor San Simón de Cochabamba (Bol.) Vol. 2, No. 2, pp 13-26.
- Chandrasekara A y Shahidi F. 2010. Content of insoluble bound phenolics in millets and their contribution to antioxidant capacity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 58:6706–6714
- Chauhan G, Zillman R, Eskin N. 1992. Dough mixing and breadmaking properties of quinoa–wheat flour blends. *International Journal of Food Science and Technology* 27:701–705
- Chávez-Jáuregui RN, Silva MEMPE, Arêas JAG. 2000. Extrusion Cooking Process for Amaranth (*Amaranthus caudatus* L.). *Journal of food science* 65:1009–1015.
- Cheftel C. 1989. Extrusion Cooking and Food Safety. En: “Extrusion Cooking”, Mercier C, Linko P y Harper JM (ed). *American Association of Cereal Chemists*, St Paul, MN, EUA, pp 435-461
- Cheftel JC. 1986. Nutritional effects of extrusion-cooking. *Food Chemistry* 20:263-283
- Chen H y Qiu W. 2010. Key Technologies for bioethanol production from lignocelluloses. *Biotechnology Advances* 28: 566-562
- Chen L, Remondetto GE, Subirade M. 2006. Food protein-based materials as nutraceutical delivery systems. *Trends in Food Science and Technology* 17: 272–283

- Chessari CJ, Sellaheewa JN. 2001. Effective Process Control. En: "Extrusion Cooking -Technologies and Applications". Guy R (ed), Woodhead Publishing, Cambridge, 83-107.
- Chevarria-Lazo, M, Bazile D, Dessauw D, Louafi S, Trommetter M, Hocde H. 2014. Los sistemas que regulan el intercambio de los recursos genéticos: importancia para el acceso, la circulación y la innovación en el caso de la quinua. En Estado del arte de la quinua en el mundo en 2013. (pp. 95-123). Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), Santiago de Chile, Chile - Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement (CIRAD), Montpellier, Francia.
- Colmenares de Ruiz AS, Bressani R. 1990. Effect of germination on the chemical composition and nutritive value of amaranth grain. *Cereal Chemistry* 67:519-522.
- Colonna P, Buleon A, Mercier C. 1981. Psidium satuum and Vicia fabo carbohydrates: structural studies of starches. *Journal of Food Science* 46:88-93.
- Comai S, Bertazzo A, Bailoni L, Zancato M, Costa CVL, Allegri G. 2007. The content of proteic and nonproteic (free and protein- bound) tryptophan in quinoa and cereal flours. *Food Chemistry* 100:1350-1355.
- Corrales-Bañuelos AB, Cuevas-Rodríguez EO, Gutiérrez-Irube JA, Milán-Noris EM, Reyes-Moreno C, Milán-Carrillo J, Mora-Rochín S. 2016. Carotenoid compositon and antioxidant activity of tortillas elaborated from pigmented maize landraces by traditional nixtamalization or lime cooking extrusion process. *Journal of Cereal Science* 69:64-70
- Coulter L, Lorenz K. 1990. Quinoa composition, nutritional value, food applications. *LWT – Food Science and Technology* 23:203–207
- Cronquist A. 1995. Botánica Básica. Cuarta reimpresión. México D.F.

- Davidson VJ, Patun D, Diosady LL, La Rocque GJ. 1984. Degradation of wheat starch in a single screw extruder: characteristics of extruded starch polymers. *Journal of Food Science* 49:453-458.
- Dehghan-Shoar Z, Hardacre AK, Brennan CS. 2010. The physicochemical characteristics of extruded snacks enriched with tomato lycopene. *Food Chemistry* 123:1117-1122
- Delgado-Licon E, Ayala ALM, Rocha-Guzman NE, Gallegos-Infante JA, Atienzo-Lazos M, Drzewiecki J, Martinez-Sanchez CE, Gorinstein, S. 2009. Influence of extrusion on the bioactive compounds and the antioxidant capacity of the bean/corn mixtures. *International Journal of Food Sciences and Nutrition* 60:522-532.
- Dendy DAV y Dobraszczyk BJ. 2001. Cereals and Cereal products, Chemistry and Technology. Aspen Publishes, Inc. Gaithersburg, Maryland.
- Dewanto V, Wu X, Liu RH. 2002. Processed sweet corn has higher antioxidant activity. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 50:4959-4964
- Dini I, Tenore GC, Dini A. 2010. Antioxidant compound contents and antioxidant activity before and after cooking in sweet and bitter Chenopodium quinoa seeds. *LWT - Food Science and Technology* 43: 447–451
- Dueñas M, Hernández T, Estrella I, Fernández D. 2009. Germination as a process to increase the polyphenol content and antioxidant activity of lupin seeds (*Lupinus angustifolius* L.). *Food Chemistry* 117:599–607
- Eastman J, Orthoefer F, Solorio S. 2001. Using extrusión to create breakfast cereal products. *American Association of Cereal Chemists* 46: 468-471.
- El-Hady EAA, Habiba RA. 2003. Effect of soaking and extrusion conditions on antinutrients and protein digestibility of legume seeds. *LWT - Food Science and Technology* 36:285-93.
- Englyst KN, Liu S, Englyst HN. 2007. Nutritional characterization and measurement of dietary carbohydrates. *European Journal of Clinical Nutrition* 61(SUPPL. 1):S19-39.

- Espín JC, García-Conesa MT, Tomás-Barberán FA. 2007. Nutraceuticals: Facts and fiction. *Phytochemistry* 68:2986–3008
- FAO. 1998. Carbohydrates in Human Nutrition. Food and Nutrition Papers – 66, Chap. 1, Rome, Italy, ISBN 92-5-104114-8
- FAO. 2014. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Recetario Internacional de la Quinoa: Tradición y Vanguardia. E-ISBN 978-92-5-308058-8
- FAO/WHO. 1991. Protein Quality Evaluation, Food and Agricultural Organization of the United Nations/World Health Organization. Roma, Italy, pp 66
- FAO/WHO. 2011. Quinoa: An Ancient Crop to Contribute to World Food Security. Regional Office for Latin America and the Caribbean
- FAO-ALADI. 2014. Tendencias y Perspectivas del Comercio Internacional de Quinoa. Santiago, Chile, pp 56, ISBN 978-92-5-308135-6
- FAOSTAT.2013. Base de datos estadísticos de la FAO. Disponible en: <http://faostat.fao.org/>
- FAOSTAT.2016. Base de datos estadísticos de la FAO. Disponible en: <http://faostat.fao.org/>
- Fares C, Menga V. 2012. Effects of toasting on the carbohydrate profile and antioxidant properties of chickpea (*Cicer arietinum* L) flour added to durum wheat. *Food Chemistry* **131**:1140-1148
- Fellows PJ. 2007. Food Processing Technology: Principles and Practice. 2<sup>nd</sup> Edition, Woodhead. Cambridge, RU.
- Fellows PJ. 2009. Food Processing Technology - Principles and Practice (3<sup>rd</sup> Edition) Woodhead Publishing 457-75.
- Fennema OR. 2001. Química de los Alimentos. 2da ed. Acribia Zaragoza Ed.
- Ferrazzano GF, Amato I, Ingenito A, Zarrelli A, Pinto G, Pollio A. 2011. Plant polyphenols and their anti- cariogenic properties: A review. *Molecules* 16:1486-507.
- Flores J, Mamani E, Alarcón V, Paco V y Rojas W. 2008. Caracterización de los conocimientos tradicionales asociados a la agrobiodiversidad en

- Coromata Media y Santiago de Okola. Informe Octubre 2007 – Junio 2008. NUS IFAD II. Fundación PROINPA. La Paz – Bolivia. pp 129 -143
- Francis G, Kerem Z, Makkar H, Becker K. 2002. The biological action of saponins in animal systems: A review. *British Journal of Nutrition* 88:587– 605.
- Friedman M., Brandon D. 2001. Nutritional and health benefits of soy proteins. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 49, 1069–1086.
- Frolich W, Hestangen B. 1983. Dietary fiber content of different cereal products in Norway. *Cereal Chemistry* 60:82-83
- Fuentes F, Maughan J y 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. pp 20-33.
- Fuentes-Zaragoza E, Sánchez-Zapata E, Sendra E, Sayas E, Navarro C, Fernández-López J, Pérez-Alvarez JA. 2011. Resistant starch as prebiotic: A review. *Starch/Stärke* 63:406-15
- Gajewski M, Danilcenko H, Taraseviciene Z, Szymczak P, Seroczyńska A, Radzanowska J. 2008. Quality characteristics of fresh plant sprouts and after their short-term storage. *Vegetable Crops Research Bulletin*, 68, 155-166
- Gallardo MG y Gonzalez JA. 1992. Efecto de algunos factores ambientales sobre la germinación de *Chenopodium quinoa* W. y sus posibilidades de cultivo en algunas zonas de la Provincia de Tucumán (Argentina). *LILLOA* XXXVIII, 55-64.
- Galwey NW, Leakey CLA, Price KR, Fenwick GR. 1990. Chemical composition and nutritional characteristics of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). *Food Sciences and Nutrition* 42:245–261.
- Garzón-Tiznado J, Heiras-Palazuelos M, Espinoza-Moreno R, Cano-Campos M, Delgado-Vargas F, Gutiérrez-Dorado R. Milán-Carrillo J, Reyes-Moreno C. 2013. Antioxidant and antimutagenic activities of optimized extruded

- desi chickpea (*Cicer arietinum* L) flours. *Journal of Pharmacy and Nutrition Sciences* 3:38-47
- Giusti K. 1970. El género *Chenopodium* en la Argentina. I. Número de cromosomas. *Darwiniana* 16: 98-105.
- González JA, Roldán A, Gallardo M, Escudero T, Prado FE. 1989. Quantitative determinations of chemical compounds with nutritional value from inca crops: *Chenopodium quinoa* ('quinoa'). *Plant Foods for Human Nutrition* 39:331-337
- Gonzalez-Soto R, Sanchez-Hernandez L, Solorzano-Feria J, Nuñez-Santiago C, Flores-Huicochea E, Bello-Perez, A. 2006. Resistant starch production from non-conventional starch sources by extrusion. *Food Science and Technology International* 12:5-11
- Gorinstein S, Lojek A, Cîz M, Pawelzik E, Delgado-Licon E, Medina O, Moreno M, Salas I, Goshev I. 2008. Comparison of composition and antioxidant capacity of some cereals and pseudocereals. *International Journal of Food Science and Technology* 43:629–637
- Gorinstein S, Vargas OJM, Jaramillo NO, Salas IA, Ayala ALM, Arancibia-Avila P, Toledo F, Katrich E, Trakhtenberg S. 2007. The total polyphenols and the antioxidant potentials of some selected cereals and pseudocereals. *European Food Research Technology* 225:321–8.
- Gross R, Roch F, Malaga F, De Mirenda A, Scoeneberger H, Trugo LC. 1989. Chemical composition and protein quality of some Andean food sources. *Food Chemistry* 30:25–34
- Gu L, House SE, Rooney LW, Prior RL. 2008. Sorghum extrusion increases bioavailability of catechins in weaning pigs. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 56:1283-1288.
- Güclü-Üstündâg O, Mazza, G. 2007. Saponins: Properties, applications and processing. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 47:231–258
- Gupta K, Wagle DS. 1988. Nutritional and antinutritional factors of green leafy vegetables. *Journal of Agricultural Food Chemistry* 36:472–474.

- Guy R. 2001. Snack Foods. En: "Extrusion Cooking Technologies and Applications", Woodhead Publishing Ltd, Cambridge, UK, pp 161-81
- Guzman-Maldonado S, Paredes- Lopez O. 1998. Functional Products of Plant Indigenous to Latin America. Amaranth, Quinoa, Common Beans and Botanicals. En: "Functional Foods. Biochemical and Processing Aspects", Mazza G (ed.) Technomic Publishing, Pennsylvania, EUA pp 293-328
- Han X, Shen T, Lou H. 2007. Dietary polyphenols and their biological significance. *International Journal of Molecular Sciences* 8:950-988
- Harper JM. 1988. Effects of Extrusion Processing on Nutrients. En: "Nutritional Evaluation of Food Processing", Karmas E, Harris RS (ed), pp 360-65.
- Heisser CB, Nelson DC. 1974. On the origin of the cultivated chenopods (*Chenopodium*). *Genetic* 78: 503-505
- Hemery Y, Rouau X, Lullien-Pellerin V, Barron C, Abecassis J. 2007. Dry processes to develop wheat fractions and products with enhanced nutritional quality. *Journal of Cereal Science* 46:327-47.
- Hirose Y, Fujita T, Ishii T y Ueno N. 2010. Antioxidative properties and flavonoid composition of *Chenopodium quinoa* seeds cultivated in Japan. *Food Chemistry* 119:1300-1306.
- Huffman VL, Lee CK, Burns EE. 1975. Selected functional properties of sunflower meal (*Helianthus annuus*). *Journal of Food Science* 40:70-74
- Huth M, Dongowski G, Gebhardt E, Flammet W. 2000. Functional properties of dietary fiber enriched extrudates from barley. *Journal of Cereal Science* 32:115-128
- Ilo S, Berghofer E. 2003. Kinetics of lysine and other amino acids loss during extrusion cooking of maize grits. *Journal of Food Science* 68:496-502.
- Jacobsen SE, Monteros C, Christiansen J, Bravo L, Corcuera L, Mujica A. 2005. Plant responses of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) to frost at various phenological stages. *European Journal of Agronomy* 22:131-139

- Jacobsen SE, Monteros C, Corcuera L, Bravo L, Christiansen J, Mujica A. 2007. Frost resistance mechanisms in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *European Journal of Agronomy* 26:471-475.
- Jacobsen SE, Mujica A, Jensen CR. 2003. The resistance of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) to adverse abiotic factors. *Food Reviews International* 19:99-109
- Jacobsen SE. 2003. The worldwide potential for quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Food Reviews International* 19:167–177
- Jahaniaval F, Kakuda Y, Marcone M. 2000. Fatty acid and triacylglycerol compositions of seed oils of five amaranthus accessions and their comparison to other oils. *Journal of the American Oil Chemists Society* 77:847–852
- Jeong SM, Kim SY, Kim DR, Nam KC, Ahn DU y Lee SC. 2004. Effect of seed roasting conditions on the antioxidant activity of defatted sesame meal extracts. *Journal of Food Science* 69:C377–C381.
- Kabirullah M, Wills RBH.1983. Characterization of sunflower protein. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 31:953-956.
- Kabirullah M, Wills RBH. 1988. Foaming properties of sunflower seed protein. *Journal of Food Science and Technology* 25:16-19
- Kalogeropoulos N, Chiou A, Ioannou M, Karathanos VT, Hassapidou M, Andrikopoulos NK. 2010. Nutritional evaluation and bioactive microconstituents (phytosterols, tocopherols, polyphenols, triterpenic acids) in cooked dry legumes usually consumed in the Mediterranean countries. *Food Chemistry* 121:682-90.
- Kamal-Eldin A, Lærke HN, Knudsen K-B, Lampi A-, Piironen V, Adlercreutz H, Katina K, Poutanen K, Åman P. 2009. Physical, microscopic and chemical characterisation of industrial rye and wheat brans from the Nordic countries. *Food Nutrition Research* 53: 10.3402/fnr.v53i0.1912

- Karyotis T, Iliadis C, Noulas C, Mitsibonas T. 2003. Preliminary research on seed production and nutrient content for certain quinoa varieties in a saline-sodic soil. *Journal of Agronomy and Crop Science* 189:402-408.
- Kaur S, Sharma S, Singh B, Dar BN. 2013. Effect of extrusion variables (temperature, moisture) on the antinutrient components of cereal brans. *Journal of Food Science and Technology* 1-7.
- Killeit U. 1994. Vitamin retention in extrusion cooking. *Food Chemistry* 49:149-155
- Kim HG, Kim GW, Oh H, Yoo SY, Kim YO, Oh MS. 2011. Influence of roasting on the antioxidant activity of small black soybean (*Glycine max* L. Merrill). *LWT – Food Science and Technology* 44:992–998.
- King J. 1991. *The Genetic Basis of the Plant Physiological Processes*. Oxford University Press. New York, NY, EUA, pp: 347-393.
- Kinsella JE. 1976. Functional properties of proteins in foods: A survey. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 7: 219-232.
- 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
- Korus J, Gumul D y Czechowska K. 2007. Effect of extrusion on the phenolic composition and antioxidant activity of dry beans of *Phaseolus vulgaris* L. *Food Technology and Biotechnology* 45:139-146.
- Koziol M. 1993. Quinoa: A Potential New Oil Crop. En “New crops”, Janick J, Simon JE (ed). Wiley, New York, NY, EUA
- Koziol MJ. 1992. Chemical composition and nutritional evaluation of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). *Journal of Food Composition and Analysis* 5:35-68
- Kumar A, Bhargava A, Shukla S, Singh HB, Ohri D. 2006. Screening of exotic *Chenopodium quinoa* accessions for downy mildew resistance under mid-eastern conditions of India. *Crop Protection* 25:879–889

- Laus MN, Gagliardi A, Soccio M, Flagella Z y Pastore D. 2012. Antioxidant Activity of Free and Bound Compounds in Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) Seeds in Comparison with Durum Wheat and Emmer. *Journal of Food Science* 77:1150-5
- Legaria-Solano J, Ponce-Romero G, Muñoz-Orozco A. 2000. Efecto del estrés osmótico sobre la germinación de las semillas y el crecimiento de plántulas de trigo (*Triticum aestivum* L.) y amaranto (*Amaranthus hypochondriacus* L.). *Revista Fitotécnica Mexicana* 23:153- 166.
- Lescano JL. 1989. Recursos Fitogenéticos Altoandinos y Bancos de Germoplasma. En: Curso: "Cultivos Altoandinos". Potosí, Bolivia. 17 - 21 de abril de 1989. pp 1-18.
- Li S, Zhang Q. 2001. Advances in the development of functional foods from buckwheat. *Critical Reviews in Food Sciences and Nutrition* 41:451-464.190.
- Lindeboom N. 2005. Studies on the Characterization, Biosynthesis and Isolation of Starch and Protein from Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), PhD Thesis. Department of Applied Microbiology and Food Science, University of Saskatchewan, Saskatoon, Saskatchewan, Canada
- Lintschinger J, Fuchs N, Moser H, Jäger R, Hlebeina T, Markolin G, Gössler W. 1997. Uptake of various trace elements during germination of wheat, buckwheat, and quinoa. *Plant Foods for Human Nutrition* 50: 223–237
- Liu RH. 2004. Potential synergy of phytochemicals in cancer prevention: Mechanism of action. *The Journal of Nutrition* 134:3479S-3485S
- Liu RH. 2007. Whole grain phytochemicals and health. *Journal of Cereal Science* 46:207-219
- Lopez de Romana G, Graham G, Rojas M, MacLean W. 1981. Digestibilidad y calidad proteínica de la quinua: Estudio comparativo, en niños, entre semilla y harina de quinua. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición* 31: 485–497.

- Maes C, Delcour JA. 2002. Structural characterisation of water-extractable and water-unextractable arabinoxylans in wheat bran. *Journal of Cereal Science* 35:315-26.
- Mahoney A, Lopez J, Hendricks D. 1975. Evaluation of the protein quality of quinoa. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 23:190–193
- Masson y Mella, 1985. Materias grasas de consume habitual y potencial en Chile. (Ed. Universitaria), pp. 23. Santiago.
- Mastebroek D, Limburg H, Gilles T, Marvin H. 2000. Occurrence of sapogenins in leaves and seeds of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Journal of the Science of Food and Agriculture* 80:152–156
- Mendoza-Sánchez M, Guevara-gonzález R, Castaño-Tostado E, Mercado-Silva EM, Acosta-Gallegos JA, Rocha-Guzmán NE, Reynoso-Camacho R. 2016. Effect of chemical stress on germination of cv Dalia bean (*Phaseolus vulgaris* L.) as an alternative to increase antioxidant and nutraceutical compounds in sprouts. *Food Chemistry* 212:128–137
- Milán-Carrillo J, Gutiérrez-Dorado R, Perales-Sánchez JXK, Cuevas-Rodríguez EO, Ramírez-Wong B, Reyes-Moreno C. 2005. The optimization of the extrusión process when using maize flour with a modified amino acid profile for making tortillas. *International Journal of Food Science and Technology* 40:1-11
- Milán-Carrillo J, Reyes-Moreno C, Armenta-Rodelo E, Carábez-Trejo A y Mora-Escobedo R. 2000. Physicochemical and nutritional characteristics of extruded flours from fresh and hardened chickpeas (*Cicer arietinum* L). *LWT – Food Science and Technology* 33:17-123
- Milán-Carrillo J, Reyes-Moreno C, Camacho-Hernández IL, Rouzaud-Sandez O. 2002. Optimization of extrusion process to transform hardened chickpeas (*Cicer arietinum* L) into a useful product. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 82:1718-1728
- Milán-Carrillo J, Montoya-Rodríguez A, Reyes-Moreno C. 2012. High Antioxidant Capacity Beverages from Roasted and Extruded Amaranth

- (*Amaranthus hypochondriacus*) flours. En: "Hispanic Foods: Chemistry and Bioactive Compounds", Chapter 13, Tunick M y De Mejía-González E (ed), ACS Symposium Series, *American Chemical Society*, Washington, DC, USA, pp 199-216
- Miranda M, Vega-Gálvez A, López J, Parada G, Sanders M, Aranda M, Uribe E, Di Scala K. 2010. Impact of air-drying temperature on nutritional properties, total phenolic content and antioxidant capacity of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Industrial Crops and Products* 32:258–263
- Moghadasian MH, Frohlich JJ. 1999. Effects of dietary phytosterols on cholesterol metabolism and atherosclerosis: Clinical and experimental evidence. *American Journal of Medicine* 107:588-94.
- Mora-Escobedo R, Paredes-López O, Gutiérrez-López GF. 1994. Effect of germination on the rheological and functional properties of amaranth seeds. *LWT – Food Science and Technology* 24:241-244
- Moreau R, Whitaker B, Hick K. 2002. Phytosterols, phytostanols, and their conjugates in foods: Structural diversity, quantitative analysis, and health-promoting uses. *Progress in Lipid Research* 41:457–500.
- Mujica A. 1992. Granos y Leguminosas Andinas. En: Cultivos Marginados: Otra Perspectiva de 1492". Hernandez J, Bermejo J, Leon J (ed). Organización de la Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación FAO, Roma. pp 129-146.
- Mussato SI, Ballesteros LF, Martins S, Teixeira JA. 2012. Use of Agro-Industrial Wastes in Solid-State Fermentation Processes. En: "Industrial Waste". Kuan YS, Xinxin G (ed), ISBN: 978-953-51-0253-3, InTech, Disponible en: <http://www.intechopen.com/books/industrial-waste/use-of-agro-industrial-wastes-in-solid-state-fermentation-processes>. Consultado en Marzo de 2016
- Myers RH, editor. 1971. Response Surface Methodology, 1st ed. Boston. Allyn and Bacon Publishers. 426p.

- Myers RH, Montgomery DC. 2001. Response surface methodology. Willey, New York, NY, EUA
- NAS. 1975. Underexploited Tropical Plants with Promising Economic Value, National Academy of Sciences, Res, Washington, DC, p. 145.
- Nayak B, Berrios JDJ, Powers JR, Tang J. 2011. Effect of extrusion on the antioxidant capacity and color attributes of expanded extrudates prepared from purple potato and yellow pea flour mixes. *Journal of Food Science* 76:C874-883
- Nenadis N, Zhang H, Tsimidou MZ. 2003. Structure-antioxidant activity relationship of ferulic acid derivatives: Effect of carbon side chain characteristic groups. *Journal of Agricultural Food Chemistry* 51:1874-9.
- Nesaretnam K, Wong WY, Wahid MB. 2007. Tocotrienols and cancer: Beyond antioxidant activity. *European Journal of Lipid Sciences Technology* 109:445-52.
- Ng S, Yerson A. 2005. Lipid oxidation in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) as determined through accelerated aging. *Electronic Journal of Environmental Agricultural and Food Chemistry* 4:1010-1020
- Nicoli MC, Anese M, Parpinel M. 1999. Influence of processing on the antioxidant properties of fruit and vegetables. *Trends in Food Science and Technology* 10:94–100.
- Nierle W, Elbaya AW, Seiler K, Fretzdorff B, Wolff J. 1980. Veränderungen der getreideinhaltsstoffe während der extrusion miteinem doppelschneckenextruder. *Getreide Mehl und Brot* 34:73–76
- Nieto C y Madera J. 1982. Evaluación agronómica y calidad farinológica de diez ecotipos de quinua. En: Tercer Congreso Internacional de Cultivos Andinos (Memorias). La Paz, Bolivia. pp. 167-179.
- Nieto C y Soria M. 1991. Procesamiento de quinua en Ecuador. Proyecto 3P- 85-0213. Informe final de labores. INIAP-UTA-CIID. Quito, Ecuador. 94 p.

- Nowak V, Du J, Ruth-Charrondi re U. 2016. Assessment of the nutritional composition of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Food Chemistry* 193:47-54
- Nsimba RY, Kikuzaki H, Konishi Y. 2008. Antioxidant activity of various extracts and fractions of *Chenopodium quinoa* and *Amaranthus* spp. seeds. *Food Chemistry* 106:760–6.
- Ogungbenle HN. 2003. Nutritional evaluation and functional properties of quinoa (*Chenopodium quinoa*) flour. *International Journal of Food Sciences and Nutrition* 54:153-148
- Ordorica-Falomir. C. 1988. Obtención de Aislados Proteicos por Micelizaci n y Precipitaci n Isoel ctrica a partir de Pastas de C rtamo. Tesis Doctoral. , Unidad Irapuato, CIEA-IPN, Irapuato, GTO, MEX.
- Oshodi AA, Ekperigin MM.1989. Functional properties of pigeon pea (*Cajanus cajan*) flour. *Food Chemistry* 34:187-191.
- Oshodi AA, Ogungbenle HN, Oladimeji MO. 1999. Chemical composition, nutritionally valuable minerals and functional properties of benniseed, pearl millet and quinoa flours. *International Journal of Food Sciences and Nutrition* 50:325-331.
-  zer EA, Herken EN, G zel S, Ainsworth P, İbanođlu S. 2006. Effect of extrusion process on the antioxidant activity and total phenolics in a nutritious snack food. *International Journal of Food Science and Technology* 41: 289-293
- Pacosillo V y Chura B. 2002. Identificación de prácticas de procesamiento y obtención de derivados de cañahua y quinua a nivel familiar. En: Informe Técnico Anual 2001 - 2002. Año 1. Proyecto "Elevar la contribución que hacen las especies olvidadas y subutilizadas a la seguridad alimentaria y a los ingresos de la población rural de escasos recursos". IPGRI - IFAD, Fundación PROINPA. LA Paz, Bolivia. pp. 115-117.
- Padrón-Pereira CA, González- Oropeza AR, Montes-Hernández IA. 2015. Semillas de quinua (*Chenopodium quinoa* Willdenow): Composición

química y procesamiento. Aspectos relacionados con otras áreas.

*Revista Venezolana de Ciencia y Tecnología* 5:166-218

- Pandey A. 2003. Solid-state fermentation. *Biochemical Engineering Journal* 13: 81–84.
- Paredes-López O, Harry GI. 1989. Changes in selected chemical and antinutritional components during tempeh preparation using fresh and hardened common beans. *Journal of Food Science* 54: 968-970
- Pedersen B, Hallgren L, Hansen I, Eggum BO. 1987. The nutritive value of amaranth seed (*Amaranthus caudatus*) - 2. As a supplement to cereals. *Plant Food Human Nutrition* 36:325-34.
- Pedroche J, Yust MM, Girón-Calle J, Alaiz M, Millán F, Vioque J. 2002. Utilisation of chickpea protein isolates for production of peptides with angiotensin I - converting enzyme (ACE) - inhibitory activity. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 82:960–965
- Peñarrieta JM, Alvarado JA, Åkesson B, Bergenståhl B. 2008. Total antioxidant capacity y content of flavonoids y other phenolic compounds in canihua (*Chenopodium pallidicaule*): An Andean pseudocereal. *Molecular Nutrition and Food Research* 52:708-717
- Prakash D, Pal M. 1998. Chenopodium: Seed protein, fractionation and amino acid composition. *International Journal of Food Science and Nutrition* 49: 271–275.
- Przybylski R, Chauhan G, Eskin N. 1994. Characterization of quinoa (*Chenopodium quinoa*) lipid. *Food Chemistry* 51:187–192
- Qian J, Kuhn M. 1999. Characterization of *Amaranthus cruentus* and *Chenopodium quinoa* starch. *Starch / Stärke* 51:116–120.
- Ranhotra G, Gelroth J, Glaser B, Lorenz K, Johnson D. 1993. Composition and protein nutritional quality of quinoa. *Cereal Chemistry* 70:303–305
- Rao SK, Artz WE 1989. Effect of extrusion on lipid oxidation. *Journal of Food Science* 54: 1580-83

- Rastrelli LR, Aquino s, Abdo M, Proto F, De Simone F, Tommasi DN. 1998. Studies on the constituents of *Amaranthus caudatus* leaves: Isolation and structure elucidation of new triterpenoid saponins and ionol-derived glycosides. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 46:1797-1804
- Raymond WL y Lloyd WR. 2002. Snack foods processing. New York, U.S.A.:CRC press.
- 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 and Medicine* 26:1231-1237
- Repo-Carrasco-Valencia R, Hellström JK, Pihlava J-, Mattila PH. 2010b. Flavonoids and other phenolic compounds in Andean indigenous seeds: Quinoa (*Chenopodium quinoa*), kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*) and kiwicha (*Amaranthus caudatus*). *Food Chemistry* 120:128-33.
- Repo-Carrasco-Valencia R, Peña J, Kallio H, Salminen S. 2009. Dietary fiber and other functional components in two varieties of crude and extruded kiwicha (*Amaranthus caudatus*). *Journal of Cereal Science* 49:219-24
- Repo-Carrasco-Valencia R, Serna L. 2011. Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) as a source of dietary fiber and other functional components. *Ciência Tecnologia Alimentos Campinas* 31:225-230
- Repo-Carrasco-Valencia R. 2014. Quinoa y Granos Andinos. Congreso Científico Internacional de Quinoa y Granos Andinos 1:216.
- Repo-Carrasco-Valencia RAM, Encina CR, Binaghi MJ, Greco CB, de Ferrer PAR. 2010a. Effects of roasting and boiling of quinoa, kiwicha and kañiwa on composition and availability of minerals in vitro. *Journal of the Science of Food and Agriculture* 90:2068-2073.
- Repo-Carrasco-Valencia RAM, Espinoza C, Jacobsen SE. 2003. Nutritional value and use of the andean crops quinoa (*Chenopodium quinoa*) and kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*). *Food Reviews International* 19:179– 189

- Reyes-Moreno C, Argüelles-López OD, Rochín-Medina JJ, Milán-Carrillo J, Rivera-López J, Valdez-Ortiz A, López-Valenzuela JA, Gutiérrez-Dorado R. 2012. High antioxidant activity mixture of extruded whole quality protein maize and common bean flours for production of a nutraceutical beverage elaborated with a traditional Mexican formulation. *Plant Foods for Human Nutrition* 67:450–456
- Reyes-Moreno C, Milán-Carrillo J, Rouzaud-Sandez O, Garzón-Tiznado JA, Mora-Escobedo R. 2002. Dehulling / softening / extrusion (DES): Technological alternative to improve nutritional quality of chickpea (*Cicer arietinum* L). *Agrociencia (México)* 36: 181-189
- Reyes-Moreno C, Milán-Carrillo J, Gutiérrez-Dorado R, Paredes-López O, Cuevas-Rodríguez EO, Garzón-Tiznado JA. 2003. Instant flour from quality protein maize (*Zea mays* L). Optimization of extrusion process. *LWT-Food Science and Technology* 36:685-695.
- Riaz M, Asif M, Ali R. 2009. Stability of vitamins during extrusion. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 49:361-368
- Rice-Evans CA, Miller NJ, Paganga G. 1996. Structure antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. *Free Radical Biology and Medicine* 20:933-956.
- Riedl KM, Hagerman AE. 2001. Tannin-protein complexes as radical scavengers and radical sinks. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* 49:4917-4923.
- Risi J. 1997. La quinua: actualidad y perspectivas. In: Taller sobre desarrollo sostenible de la quinua. Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura - IICA, Camara de Exportadores. La Paz, Bolivia. 21 de noviembre de 1997.
- Rizzello CG, Lorusso A, Russo V, Pinto D, Marzani B, Gobbetti M. 2016. Improving the antioxidant properties of quinoa flour through fermentation with selected autochthonous lactic acid bacteria. *International Journal of Food Microbiology* 241:252–261

- Rochín-Medina JJ, Gutiérrez-Dorado R, Sánchez-Magaña LM, Milán-Carrillo J, Cuevas-Rodríguez EO, Mora-Rochín S, Valdez-Ortiz A, Reyes-Moreno C. 2015. Enhancement of nutritional properties, and antioxidant and antihypertensive potential of black common bean seeds by optimizing the solid state bioconversion process. *International Journal of Food Sciences and Nutrition* 66:498-504
- Rojas W, Soto JL, Pinto M, Jager M y Padulosi S. 2010. Granos Andinos. Avances, logros y experiencias desarrolladas en quinua, cañahua y amaranto en Bolivia, Roma.
- Rojas W. 1998. Análisis de la diversidad genética del germoplasma de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) de Bolivia, mediante métodos multivariados. Tesis M.Sc., Universidad Austral de Chile, Facultad de Ciencias Agrarias. Valdivia - Chile. 209 p.
- Rojas W. 2003. Multivariate analysis of genetic diversity of Bolivian quinoa germplasm. *Food Reviews International* 19:9-23.
- Ruales J, Nair B. 1993. Content of fat, vitamins and minerals in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) seeds. *Food Chemistry* 48:131-136
- Ruales J, Nair B. 1993. Saponins, phytic acid, tannins and protease inhibitors in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) seeds. *Food Chemistry* 48:137-143
- Ryan E, Galvin K, O'Connor T, Maguire A, O'Brien N. 2007. Phytosterol, squalene, tocopherol content and fatty acid profile of selected seeds, grains, and legumes. *Plant Foods for Human Nutrition* 62:85–91
- Sánchez-Magaña LM, Cuevas-Rodríguez EO, Gutiérrez-Dorado R, Ayala-Rodríguez AE, Valdez-Ortiz A, Milán-Carrillo J, Reyes-Moreno C. 2014. Solid-state bioconversion of chickpea (*Cicer arietinum* L.) by *Rhizopus oligosporus* to improve total phenolic content, antioxidant activity and hypoglycemic functionality. *International Journal of Food Sciences and Nutrition* 65:558-564

- Sathe SK y Salunkhe DK. 1981. Functional properties of the great northern bean (*Phaseolus vulgaris* L) proteins: emulsion, foaming, viscosity, and gelation properties. *Journal of Food Science* 46:71-76.
- Serna-Saldívar SO, Canett R, Vargas J, Gonzales M, Bedolla S, Medina C. 1988. Effect on value of maize and decorticated sorghum tortillas produced by extrusión-cooking. *Cereal Chemistry* 65:44-48.
- Shahidi F, Naczk M. 1995. Food Phenolics. Lancaster, USA: Technomic Publishing Co., Inc.
- Sharma P, Gujral HS, Singh B. 2012. Antioxidant activity of barley as affected by extrusion cooking. *Food Chemistry* 131:1406-13
- Shi J, Mazza G, Le Maguer M. 2002. Functional Foods: Biochemical and Processing Aspects. CRC Press Boca Raton, FL, EUA, pp 432, ISBN: 9781566769020 - CAT# TX69027
- Shimamura T, Sumikura Y, Yamazaki T, Tada A, Kashiwagi T, Ishikawa H, Matsui T, Sugimoto N, Akiyama H y Ukeda H. 2014. Applicability of the DPPH assay for evaluating the antioxidant capacity of food additives- inter-laboratory evaluation study. *Analysis of Sciences* 30:712-21
- Siger A, Czubinski J, Kachlicki P, Dwiecki K, Lampart-Szczapa E, Nogala-Kalucka M. 2012. Antioxidant activity and phenolic content in three lupin species. *Journal of Food Composition and Analysis* 25:190-197
- Singh J, Dartois A, Kaur L. 2010. Starch digestibility in food matrix: A review. *Trends in Food Science and Technology* 21:168-180.
- Singh S, Gamlath S, Wakeling L. 2007. Nutritional aspects of food extrusion: A review. *International Journal of Food Science and Technology* 42:916-29.
- Singleton VL, Orthofer R, Lamuela-Raventós RM. 1999. Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin-Ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology* 299:152-178
- Sparg S, Light M, van Staden J. 2004. Biological activities and distribution of plant saponins. *Journal of Ethnopharmacology* 94:219–243

- Spencer JPE. 2008. Food for thought: The role of dietary flavonoids in enhancing human memory, learning and neuro-cognitive performance. *Proceedings of the Nutrition Society* 67:238-52.
- Stangl V, Lorenz M, Stangl K. 2006. The role of tea and tea flavonoids in cardiovascular health. *Molecular Nutrition and Food Research* 50:218-28.
- Stanley DW. 1998. Protein Reactions during Extrusión Processing. En: "Extrusion Cooking". Cap 10. Mercier C, Linko P, Harper JM (ed). St Paul, MN, EUA, *American Association of Cereal Chemistry*. pp 321-341.
- Stenberg C, Svensson M, Johansson M. 2005. A study of the drying of linseed oils with different fatty acid patterns using RTIR-spectroscopy and chemiluminescence (CL). *Industrial Crops and Products* 21:263–272
- Stikic R, Glamoclija D, Demin M, Vucelic-Radovic B, Jovanovic Z, Milojkovic-Opseñica D, Jacobsen S, Milovanovic M. 2011. Agronomical and nutritional evaluation of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd) as an ingredient in bread formulations. *Journal of Cereal Science* 55:132-138
- Stuardo M, San Martín R. 2008. Antifungal properties of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) alkali treated saponins against *Botrytis cinerea*. *Industrial Crops and Products* 27:296-302
- Sundarrajan L. 2014 Department of Food and Environmental Sciences EKT Series 1632 Effect of extrusion cooking on the nutritional properties of amaranth, quinoa, kañiwa and lupine Lakshminarasimhan Sundarrajan Helsinki 2014. University of Helsinki
- Tapia EM. 1992. Cultivos Marginados de la Región Andina. En: "Cultivos Marginados: Otra Perspectiva de 1492". Hernandez J, Bermejo J, Leon J (ed). Organización de la Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación FAO, Roma. pp 123-128.
- 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.

- Thomas L, Larroche C, Pandey A. 2013. Current developments in solid-state fermentation. *Biochemical Engineering Journal* 81:146– 161
- Tiwari U, Cummins E. 2009. Nutritional importance and effect of processing on tocopherols in cereals. *Trends in Food Science and Technology* 20:511-520
- Trugo. 2004. Lupin breeding, Encyclopedia of Seed Science. pp: 174-181. USDA U.S. Department of Agriculture, Agricultural Research Service. 2005. USDA National Nutrient Database for Standard Reference, Release 18. Nutrient Data Laboratory Home Page, <http://www.nal.usda.gov/fnic/foodcomp>.
- Valencia SAC. 2004 Quinoa, Encyclopedia of Seed Science. Wrigley C (ed), Elsevier: 1-8.
- Van Dokkum W, Frølich W, Saltmarsh M, Gee J. 2008. The health effects of bioactive plant components in food: Results and opinions of the USA COST 926 action. *Nutrition Bulletin* 33:133-139.
- Vidaurre PJ, Alanoca C, Flores J, Soto JL, Pinto M y Rojas W. 2005. Participación y apoyo en ferias de biodiversidad. En: Rojas, W. (Ed.) Proyecto Manejo, Conservación y Uso Sostenible de los Recursos Genéticos de Granos Altoandinos, en el marco del SINARGEAA. Informe Final 2004-05. Fundación PROINPA. La Paz, Bolivia. pp 140-147.
- Viscidi KA, Dougherty MP, Briggs J, Camire ME. 2004. Complex phenolic compounds reduce lipid oxidation in extruded oat cereals. *LWT – Food Science and Technology* 37:789-796
- Wilson HD. 1980. Artificial hybridization among species of *Chenopodium* section *Chenopodium*. *Systematic Botany* 5: 253-263.
- Woldemichael G, Wink M. 2001. Identification and biological activities of triterpenoid saponins from *Chenopodium* quinoa. *Journal of Agricultural Food Chemistry* 49:2327–2332.
- Wood S, Lawson L, Fairbanks D, Robinson L, Yersen W. 1993. Seed lipid content and fatty acid composition of three quinoa cultivars. *Journal of Food and Composition Analysis* 6:41–44

- Wright K, Pike O, Fairbanks D, Huber C. 2002. Composition of atriplex hortensis, sweet and bitter *Chenopodium quinoa* seeds. *Journal of Food Science* 67:1380–1383
- Wu X, Gu L, Holden J, Haytowitz DB, Gebhardt SE, Beecher G, Prior RL. 2004. Development of a database for total antioxidant capacity in foods: A preliminary study. *Journal of Food Composition and Analysis* 17: 407-422
- Yo H, Chen Y, Tang H, Shimizu M, Watanabe K, Miysunaga T. 2002. Food components in fractions of quinoa seed. *Food Science and Technology Research* 8:80–84
- Zadernowski R, Nowak-Polakowska H, Wicklund T, Fornal L. 1997. Changes in oat lipids affected by extrusion. *Nahrung Food* 41:224-7
- Zevallos VF, Ellis HJ, Suligoy T, Herencia LI, Ciclitira PJ. 2012. Variable activation of immune response by quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) prolamins in celiac disease. *The American Journal of Clinical Nutrition* 96:337–344
- Zevallos VF, Herencia LI, Chang F, Donnelly S, Ellis HJ, Ciclitira PJ. 2014. Gastrointestinal effects of eating quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) in celiac patients. *The American Journal of Gastroenterology* 109:270–278
- Zhao X, Wei Y, Wang Z, Chen F, Ojokoh AO. 2011. Reaction kinetics in food extrusion: methods and results. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* 51:835–854
- Zhu N, Sheng S, Li D, LaVoie EJ, Karwe MV, Rosen RT, Chi-Tang Hi C. 2002. Antioxidative flavonoid glycosides from quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd). *Journal of Food Lipids* 8:37–44
- Zia-Ur-Rehman, Shah W. 2001. Tannin contents and protein digestibility of black grams (*Vigna mungo*) after soaking and cooking. *Plant Foods for Human Nutrition* 56:265–273
- Zurita-Silva A, Fuentes F, Zamora P, Jacobsen SE, Schwember A. 2014. Breeding quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd): *Potential and perspectives. Molecular Breeding* 34:13-30

## Abreviaturas

$\alpha$	Alfa
AAPH	2-2'-Azobis-aminopropano
AAox	Actividad antioxidante
Abs	Absorbancia
ABTS	2,2'-azino-bis (3-etilbenzotiazolin-6-ácido sulfónico)
ADN	Ácido desoxiribonucleico
AACC	American Association of Cereal Chemists
AC	After Christ (Después de Cristo)
AOAC	Association of Official Analytical Chemists
ATC	Ácido tricloroacético
AGPI	Ácidos grasos poliinsaturados
$\beta$	Beta
Bs	Base seca
	Bulletin de l'Institut Français d'Archéologie Orientale
BIFAO	
BC	Before Christ (Antes de Cristo)
C	Carbono
CAA	Capacidad de absorción de aceite
CV	Coeficiente de variación
CFT	Compuestos fenólicos totales
Cl-	Cloro
cm	Centímetro(s)
col	Colaboradores
$\Delta E$	Diferencia total de color
DCF	Diclorofluorescina
DCFH	Diclorofluoresceína
DHA	Docosahexaenoico
DPIV	Digestibilidad proteínica <i>in vitro</i>
DPPH	L 2,2- Difenil-1-picrilhidrazilo
D	Deseabilidad global
di	Deseabilidad individual
EAG	Equivalentes de ácido Gálico
ET	Equivalentes de Trolox
EC	Enfermedad celiáca
EPA	Eicosapentaenoico
FAO	Organización de Alimentos y Agricultura de las Naciones Unidas
FDS	Fibra dietaria soluble
FDI	Fibra dietaria insoluble
FDT	Fibra dietaria total
g	Gramo(s)

H	Hora(s)
H <sub>2</sub> O <sub>2</sub>	Peróxido de hidrógeno
HCl	Ácido Clorhídrico
HQE	Harina de quinoa extrudida
HQEO	Harina de quinoa extrudida optimizada
IAA	Índice de absorción de agua
CFEE	Capacidad de formación y estabilidad de espuma
ISA	Índice de solubilidad en agua
Mg	Miligramo(s)
Min	Minuto(s)
μ	Micro
M	Molar
mm	Milímetro(s)
msnm	Metros sobre el nivel del mar
nm	Nanometro
μg	Microgramo(s)
μM	Micromolar
mM	Milimolar
μL	Microlitros
mL	Mililitro(s)
MSR	Metodología de superficie de respuesta
NaOH	Hidróxido de sodio
NO•	Óxido nítrico
N	Normalidad
°C	Grado(s) centígrado(s)
O•	Oxígeno singulete
O <sub>2</sub> •	Superóxido
OH•	Radical hidroxilo
ONOO•	Peroxinitrilo
OMS	Organización Mundial de la Salud
ORAC	Capacidad de absorción de radicales de oxígeno
%	Porcentaje
R•	Radical alquilo
RH	Rendimiento de hidrolizado
RO•	Radical alcoxilo
ROO•	Radical peroxilo
ROS	Especies reactivas de oxígeno

rpm	Revoluciones por minuto
s	Segundo(s)
TE	Temperatura de extrusión (°C)
USDA	United States Department of Agriculture (Departamento de Agricultura de los Estados Unidos)
VT	Velocidad de tornillo
WHO	World Health Organization (Organización Mundial de la Salud)