

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



**PRODUCTIVIDAD DEL CULTIVO DE QUINOA
(*Chenopodium quinoa* Willd) COMO CULTIVO
ALTERNATIVO EN LA COMARCA LAGUNERA**

Tesis

**Que presenta MARIANA TRIANA GUTIÉRREZ
como requisito parcial para obtener el grado de
MAESTRO EN CIENCIAS AGRARIAS**

Torreón, Coahuila

Julio 2018

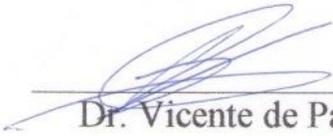
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



PRODUCTIVIDAD DEL CULTIVO DE QUINOA (*Chenopodium quinoa* Willd) COMO CULTIVO ALTERNATIVO EN LA COMARCA LAGUNERA

Tesis

Que presenta **MARIANA TRIANA GUTIÉRREZ**
como requisito parcial para obtener el Grado de
MAESTRO EN CIENCIAS AGRARIAS


Dr. Vicente de Paul Álvarez
Reyna
Director UAAAN


Dra. María del Rosario Moncayo
Luján
Director Externo UPGOP

Torreón, Coahuila

Julio 2018

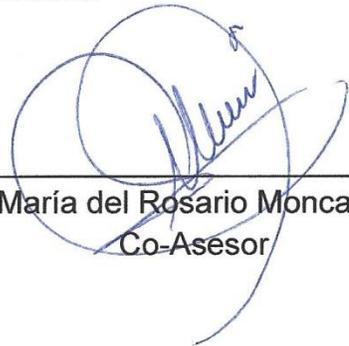
**PRODUCTIVIDAD DEL CULTIVO DE QUINOA (*Chenopodium quinoa* Willd)
COMO CULTIVO ALTERNATIVO EN LA COMARCA LAGUNERA**

Tesis

Elaborada por **MARIANA TRIANA GUTIÉRREZ** como requisito parcial para obtener el grado de Maestro en Ciencias Agrarias con la supervisión y aprobación del Comité de Asesoría



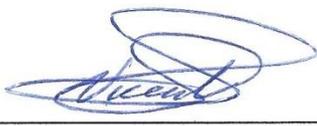
Dr. Vicente de Paul Álvarez Reyna
Asesor Principal



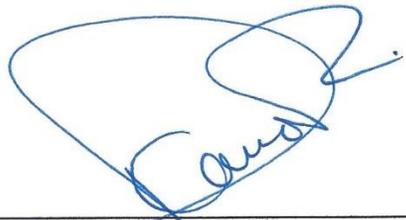
Dra. María del Rosario Moncayo Lujan
Co-Asesor



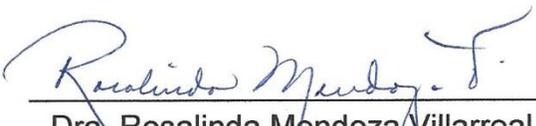
Dr. Guillermo González Cervantes
Asesor



Dr. Vicente Hernández Hernández
Asesor



Dr. Pedro Cano Ríos
Jefe del Departamento de Postgrado



Dra. Rosalinda Mendoza Villarreal
Subdirectora de Postgrado

AGRADECIMIENTO

A Dios por darme la fortaleza para sacar adelante esta meta.

A la UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO por abrirme sus puertas para realizar mis estudios de Maestría.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por la beca que me otorgó para realizar mis estudios de Maestría número: 001924, con número de CVU: 738846.

Al Dr. Vicente de Paul Álvarez Reyna, por confiar en mí y permitirme ser parte del postgrado, por su tiempo, paciencia, apoyo constante a lo largo de este proyecto, además por apoyarme a pensar diferente.

Al Dr. Guillermo González Cervantes, por su disposición, consejos y paciencia para ayudarme a estructurar este trabajo, además de realizar grandes aportes a este trabajo.

A la Dra. María del Rosario Moncayo Lujan, por darme las facilidades para trabajar en el laboratorio, por su confianza y por compartir su conocimiento y técnicas de laboratorio.

Al Dr. Vicente Hernández Hernández por la revisión a este trabajo y sus oportunas correcciones.

A mis profesores: Dr. Pedro Cano Ríos, Dra. Erika Nava Reyna y Mario García Carrillo por todas sus enseñanzas.

A Alex y Yadira por la gran amabilidad en la asesoría de las técnicas de laboratorio además por usar su tiempo libre para obtener más datos.

A mi compañera de generación Vania Martínez, ya que gracias a su proyecto sé logró comprar los reactivos necesarios para cumplir uno de los objetivos de este trabajo.

A Esther Peña, por la atención brindada durante mi estancia en el postgrado de la Unidad Laguna.

DEDICATORIA

A mis padres Martha y José Desiderio, por los valores que me han inculcado y ser ejemplo de perseverancia y constancia.

A mis herman@s: Margarita, Sofía, Isela, Daniel, Mónica, Carmen, Rogelio por alentándome a seguir siempre adelante.

A mis sobrinos: Fernanda, Paula, Daniel y Emilio, ya que cuando los pienso provocan una sonrisa en mi corazón.

A mi esposo Jorge Alonso con quien comparto este logro, ya que sin su apoyo, este periodo no hubiera sido tan enriquecedor. *Gracias vida por estar ahí con amor y paciencia, además de recordarme que nunca debo renunciar a mis sueños.*

A la nueva luz que Dios me ha regalado y a mi hija Ixchel Dessiré, quien a sus tiernos 21 meses fue sin quejas ni llantos, mi fiel compañera en todas las labores de cultivo. *Mi pequeña damita, por ser quien eres, te culpo de esta felicidad y nunca olvides:*

“La elegancia del vestido, la grande y verdadera, está en la altivez y fortaleza del alma. Un alma honrada, inteligente y libre, da al cuerpo más elegancia, y más poderío a la mujer, que las modas más ricas de las tiendas. Mucha tienda, poca alma. Quien tiene mucho adentro, necesita poco afuera. Quien lleva mucho afuera, tiene poco adentro, y quiere disimular lo poco.

Quien siente su belleza, la belleza interior, no busca afuera belleza prestada: se sabe hermosa, y la belleza hecha echa luz. Procurará mostrarse alegre, y agradable a los ojos, porque es deber humano causar placer en vez de pena, y quien conoce la belleza la respeta y cuida en los demás y en sí. Pero no pondrá en un jarrón de China un jazmín: pondrá el jazmín, solo y ligero, en un cristal de agua clara.

Esa es la elegancia verdadera: que el vaso no sea más que la flor. Pasa, callada, por entre la gente vanidosa. Tu alma es tu seda. Deja a otras el mundo frívolo: tú vales más” (José Martí, 1895).

ÍNDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTO	vi
DEDICATORIA	vii
LISTA DE CUADROS	xiii
LISTA DE FIGURAS	xiv
RESUMEN	xvi
ABSTRACT	xvii
I. INTRODUCCIÓN.....	1
2.1 Objetivo general	2
2.2 Hipótesis	2
II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	3
2.1 Origen e historia de la Quinoa	3
2.2 Distribución en el mundo.....	3
2.2.1 Europa y cuenca del Mediterráneo.....	5
2.2.2. Asia	7
2.2.3 África.....	7
2.2.4 América del Norte y Brasil.....	9
2.3 Quinoa en México	9
2.4 Clasificación científica	10
2.5 Morfología	10
2.5.1 Raíz	11
2.5.2 Tallo	11
2.5.3 Hojas.....	12
2.5.4 Inflorescencia.....	13
2.5.5 Flores	13
2.5.6 Fruto	15
2.5.7 Semilla.....	15
2.6 Fenología.....	16
2.6.1 Emergencia	16
2.6.2 Hojas cotiledonales	16
2.6.3 Dos hojas verdaderas.....	16
2.6.4 Cuatro hojas verdaderas	16

2.6.5 Seis hojas verdaderas	17
2.6.6 Ramificación.....	17
2.6.7 Inicio panojamiento.....	18
2.6.8 Panojamiento	18
2.6.9 Inicio de floración	18
2.6.10 Floración.....	19
2.6.11 Grano lechoso	19
2.6.12 Grano pastoso	19
2.6.13 Madurez fisiológica.....	19
2.6.14 Madurez de cosecha	20
2.7 Requerimientos y tolerancia del cultivo	20
2.7.1 Suelo.....	20
2.7.2 Salinidad y pH	21
2.7.3 Clima	21
2.7.4 Humedad relativa	22
2.7.5 Temperatura.....	22
2.7.6 Radiación.....	23
2.7.7 Altitud.....	24
2.7.8 Fotoperiodo.....	24
2.7.9 Requerimientos hídricos.....	26
2.8 Rendimiento	28
2.9 Fertilización	29
2.10 Paquete tecnológico de la quinoa	30
2.10.1 Desterronado.....	30
2.10.2 Nivelado	30
2.10.3 Surcado	30
2.10.4 Siembra.....	31
2.10.4.1 Siembra directa.....	31
2.10.4.1.1 Siembra manual.....	31
2.10.4.1.2 Siembra mecanizada	31
2.10.4.1.3 Profundidad de siembra	33
2.10.4.1.4 Trasplante.....	34

2.10.5	Periodo de siembra	34
2.10.6	Fertilizaciones	36
2.10.6.1	Dosis de fertilización	38
2.10.7	Desahíje o raleo.....	38
2.10.8	Aporque	40
2.10.9	Riego	40
2.10.10	Control de malezas	41
2.10.11	Manejo de enfermedades y plagas del cultivo de quinoa	43
2.10.11.1	Enfermedades de la quinoa	43
2.10.11.2	Plagas	44
2.10.11.2.1	Insectos secundarios	44
2.10.11.3	Manejo de pájaros.....	47
2.10.13	Cosecha.....	47
2.10.13.1	Cosecha manual.....	49
2.10.13.1.1	Siega	49
2.10.13.1.2	Secado.....	49
2.10.13.1.3	Trilla	49
2.10.13.2	Cosecha semimecánica	50
2.10.13.3	Cosecha mecánica.....	50
2.10.14	Manejo post-cosecha	50
2.10.14.1	Humedad del grano	50
2.10.14.1 .1	Tipos de secado	51
2.10.14.2	Limpieza de los granos	51
2.10.14.3	Almacenamiento	51
2.11	Metabolismo secundario	51
2.11.1	Compuestos nitrogenados o alcaloides.....	55
2.11.2	Terpenoides.....	56
2.11.2.1	Localización de las saponinas y acción fisiológica en las plantas.....	58
2.11.3	Compuestos fenólicos.....	60
2.11.3.1	Localización de los flavonoides y acción fisiológica en las plantas..	63
2.12	Compuestos fenólicos y flavonoides en quinoa	65
2.13	Proteína en quinoa	66

2.14 Saponinas en quinoa	70
2.15 La quinoa como alimento nutraceutico.....	72
2.15.1 Efecto anti-oxidante	72
2.15.2 Actividad anti-cancerígena	73
2.15.3 Efecto anti-hipertensivo y hipocolesterolémico.....	73
2.15.4 Actividad anti-inflamatoria e inmunomodulatoria.....	74
III. MATERIALES Y MÉTODOS	75
3.1 Descripción del sitio experimental	75
3.1.1 Localización geográfica	75
3.1.2 Clima	75
3.2 Descripción del Material vegetativo.....	76
3.2.1 Porcentaje de germinación	76
3.3 Parcela experimental	77
3.3.1 Análisis de suelo	77
3.3.2 Preparación del terreno y siembra.....	78
3.5 Manejo del cultivo	80
3.5.1 Riego	80
3.5.2 Aporque	80
3.5.3 Fertilización	81
3.5.4 Control de maleza	81
3.5.5 Cosecha	82
3.6 Diseño experimental.....	82
3.6.1 Tratamientos de la parcela experimental.....	84
3.6.2 Variables control	85
3.6.3 Variables respuesta	86
3.6.3.1 Fenología.....	86
3.6.3.2 Caracteres agronómicos	87
3.6.3.3 Caracteres de calidad	88
3.6.3.4 Fotoperiodo	94
3.6.3.5 Análisis estadístico	94
IV. RESULTADOS.....	96
4.1 Características del medio físico.....	96

4.1.1 Localización geográfica del área	96
4.1.2 Análisis y características del suelo.....	98
4.2 Porcentaje de germinación	99
4.3 Fenología del cultivo	101
4.3.1 Germinación	102
4.3.2 Desarrollo de la inflorescencia	103
4.3.3 Floración.....	104
4.3.4 Madurez fisiológica.....	106
4.3.5 Germinación Pre Cosecha	107
4.4 Variables agronómicas.....	108
4.4.1 Fecha de siembra.....	108
4.4.2 Variedad	112
4.4.2 Tipo de fertilización	114
4.5 Características Agroclimáticas.....	117
4.5.1 Fotoperiodo.....	117
4.5.2 Temperatura.....	121
4.5.3 Radiación.....	123
4.6 Análisis nutrimental de la semilla	126
4.6.1 Compuestos fenólicos	126
4.6.2 Flavonoides.....	127
4.6.3 Proteína.....	129
4.6.4 Saponinas.....	131
V. CONCLUSIONES	133
VI. LITERATURA CITADA.....	134

LISTA DE CUADROS

Cuadro 2.1. Saponinas derivadas de las 7 agliconas encontradas en la quinoa	59
Cuadro 2.2. Composición del valor nutritivo de la quinoa en comparación con alimentos básicos %	68
Cuadro 2.3 Características de la quinoa y amaranto frente algunos cereales	68
Cuadro 2.4. Contenido de aminoácidos en g/100 g de proteína seca	69
Cuadro 3.1. Análisis físico y químicos del suelo	78
Cuadro 3.2 Dimensiones de las parcelas experimentales	84
Cuadro 3.3 Tratamientos del experimento	85
Cuadro 4.1. Rendimiento, altura de planta, número de ramas y longitud de panoja bajo diferentes fechas de siembra quinoa (<i>Chenopodium quinoa W.</i>) en la Comarca Lagunera. 2016.	109
Cuadro 4.2. Rendimiento, altura de planta, numero de ramas y longitud de panoja para dos variedades de quinoa (<i>Chenopodium quinoa W.</i>) en la Comarca Lagunera. 2016.....	112
Cuadro 4.3. Rendimiento, altura de planta, numero de ramas y longitud de panoja bajo dos tipos de fertilización en quinoa (<i>Chenopodium quinoa W.</i>) en la Comarca Lagunera. 2016.	116
Cuadro 4.4. Comparación de medias de compuestos fenólicos por el método de Tukey	127
Cuadro 4.5 Comparación de medias de flavonoides por el método de Tukey	128
Cuadro 4.6 Comparación de medias de proteína por el método de Tukey	129
Cuadro 4.7 Comparación de medias de saponinas por el método de Tukey.....	132

LISTA DE FIGURAS

Figura 2.1. Extensión del cultivo de quinoa en 2013.....	4
Figura 2.2. Distribución geográfica de la producción mundial de la quinoa	4
Figura 2.3 Crecimiento y desarrollo de la planta.....	20
Figura 2.4. Rutas metabólicas más importantes en la célula vegetal.....	53
Figura 2.5. Elementos básicos del metabolismo primario en relación con el metabolismo secundario de las plantas	54
Figura 2.6. Clasificación de los metabolitos secundarios según sus orígenes biosintéticos.....	55
Figura 2.7 Síntesis de terpenos y su clasificación según las unidades de isopreno que contienen	56
Figura 2.8. Estructura química de la saponina	57
Figura 2.9. Estructuras de las saponinas	58
Figura 2.10. Rutas de síntesis de compuestos fenólicos	60
Figura 2.11. Síntesis de flavonoides	61
Figura 2.12. Estructura básica de flavonoides.....	62
Figura 2.13. Ubicación y función de los tilacoides en el cloroplasto	63
Figura 3.1. Ubicación de la Comarca Lagunera	75
Figura 3.2. Panojas de quinoa. Variedad Campesino (Izquierda) y Biobio (derecha).	76
Figura 3.3 Siembra de semillas para determinar porcentaje de germinación y germinadora.....	77
Figura 3.4. Siembra, germinación de semilla y aclareo.....	79
Figura 3.5. Etiquetado de plantas de las parcelas experimentales. Fecha 1.....	79
Figura 3.6. Prueba de riego.	80
Figura 3.7 Aporque del cultivo (F2).	81
Figura 3.8. Control manual de malezas al cultivo de quinoa.	82
Figura 3.9. Parcelas experimentales del ciclo otoño-invierno (Fechas 1,2 y 3).....	83
Figura 3.10. Parcelas experimentales del ciclo primavera- verano (Fechas 4, 5 y 6).	83
Figura 3.11. Determinación de proteína a) Etapa de digestión y b) Adición de hidróxido de sodio.	89
Figura 3.12. Determinación de proteína a) Destilación y b) Titulación.	90
Figura 3.13. Determinación de saponinas a) semilla del ciclo PV y b) semilla del ciclo OI.....	91

Figura 3.14 Semillas molidas.	92
Figura 3.15. Obtención de extractos a) muestra con etanol y b) centrifuga.	93
Figura 3.16 Determinación de flavonoides a) adición de agua destilada b) lectura de absorbancia.	94
Figura 4.1. Germinación de semillas. a) variedad Campesino b) variedad Biobio ...	99
Figura 4.2 Porcentaje de germinación.	101
Figura 4.3 Germinación en dos variedades de quinoa en los ciclos PV (2016) y OI (2016-2017).	102
Figura 4.4 Inicio de panojamiento en dos variedades de quinoa en dos ciclos agrícolas PV (2016) y OI (2016-2017).	103
Figura 4.5 Floración en dos variedades de quinoa en dos ciclos agrícolas PV (2016) y OI (2016-2017).	105
Figura 4.6 Madurez fisiológica en dos variedades de quinoa en dos ciclos agrícolas PV (2016) y OI (2016-2017).	106
Figura 4.7 Relación precipitación pluvial y cosecha de la quinoa (período mayo-septiembre 2016).	107
Figura 4.8. Fotoperiodo de dos años para Torreón-Coahuila, Biobio-Chile, Oruro-Bolivia y Puno-Perú.	118
Figura 4.9. Fotoperíodo y etapas fenológicas de la variedad Campesino.	119
Figura 4.10 Fotoperíodo y etapas fenológicas de la variedad biobio.	120
Figura 4.11. Temperatura y fotoperiodo del periodo mayo- septiembre de 2016 (ciclo PV).	121
Figura 4.12 Temperatura y fotoperiodo en noviembre 2016 - abril 2017 (ciclo OI).	123
Figura 4.13 Radiación y fotoperiodo de mayo a septiembre de 2016 (PV).	124
Figura 4.14 Radiación global y fotoperiodo del periodo noviembre-abril 2016 (OI).	125
Figura 4.15 Evaporación y precipitación del periodo noviembre-abril 2016.	125

RESUMEN

PRODUCCIÓN DE QUINOA (*Chenopodium quinoa* Willd) COMO CULTIVO ALTERNATIVO EN LA COMARCA LAGUNERA

La quinoa es un cultivo andino versátil que se puede cultivar bajo factores ambientales estresantes como: sequía, salinidad y heladas. Además es un cultivo con alto contenido nutrimental debido a su alto contenido de proteína, aminoácidos esenciales, vitaminas, carbohidratos, minerales y antioxidantes naturales. El objetivo del presente trabajo fue evaluar la productividad del cultivo bajo condiciones de riego y diferentes fechas de siembra en los ciclos de cultivo Primavera-Verano y Otoño-Invierno, así como sus contenidos de flavonoides y compuestos fenólicos totales. El diseño experimental fue un factorial 6x2x2 en un diseño de bloques completos al azar con cuatro repeticiones en arreglo de parcelas subdivididas, donde los factores fueron: fecha de siembra, variedades y tipo de fertilización. Las variables evaluadas fueron: altura de planta (cm), número de ramas, longitud de panoja (cm), rendimiento (kg/ha), compuestos fenólicos y flavonoides. Se encontró diferencia significativa ($p < 0.05$) para rendimiento en fecha de siembra, variedades y tipo de fertilización en las variables agronómicas. En compuestos fenólicos y flavonoides se encontró diferencia ($p < 0.05$) en tipo de fertilización.

Palabras clave: Quinoa, Productividad, Fecha de siembra, Comarca Lagunera, Fitoquímicos

ABSTRACT

PRODUCTIVITY OF QUINOA (*Chenopodium quinoa* Willd) LIKE ALTERNATIVE CROP IN THE COMARCA LAGUNERA

Quinoa is a versatile Andean crop that can be grown under stress environmental factors such as drought, salinity and frost. Also, quinoa, is an excellent source of protein, essential amino acids, vitamins, carbohydrates, minerals and natural antioxidants. The aim of this study was to evaluate the productivity of quinoa under irrigation conditions and different sowing dates in the Spring-Summer and Autumn-Winter cultivation cycles, as well the contents of phenolic compounds and flavonoids. A randomized complete block design in a factorial arrangement 6x2x2 where the factors were: sowing date, varieties and fertilization type. The variables evaluated were: plant height (cm), number of branches, length of panicles (cm), yield (kg/ha), content of phenolic compounds and flavonoids. A significant difference ($p<0.05$) was found for yield at sowing date, varieties and fertilization type in the agronomic variables. In phenolic compounds and flavonoids, a significant difference ($p<0.05$) was found for fertilization.

Index words: Quinoa, Productivity, Seedtime date, Comarca Lagunera.

I. INTRODUCCIÓN

Ante la necesidad global de identificar cultivos con potencial de producir alimentos de calidad, existe toda una corriente dirigida a identificar nuevos granos en la lucha contra el hambre (Ruiz y Bertero, 2008). En este sentido, la semilla de quinoa (*Chenopodium quinoa*) presenta un potencial prometedor tanto por sus cualidades nutritivas como su versatilidad agronómica para contribuir a la seguridad alimentaria en diversas regiones del mundo (FAO, 2011). Cultivo nutricionalmente valioso debido a su alto contenido de proteína, aminoácidos esenciales, vitaminas, carbohidratos, minerales y antioxidantes naturales (Bhargava y Srivastava, 2013).

La agricultura requiere aumentar su producción de acuerdo con el crecimiento de la población mundial, esto ocurre al mismo tiempo que existe una menor disponibilidad de agua. En las zonas con restricción hídrica se deben seleccionar especies o genotipos capaces de producir bajo condiciones de estrés (Garrido, 2013).

En este contexto, la quinoa se posiciona como una alternativa viable, especialmente ante el actual cambio climático, ya que se adapta bien a factores ambientales estresantes como: sequía, salinidad y heladas (Suracheth, 2014), además es altamente adaptable tanto en latitud como en altitud, ya que puede encontrarse de forma nativa en todos los países de la región andina, desde Colombia hasta Argentina y sur de Chile y es cultivada por pequeños agricultores y asociaciones en zonas áridas y semiáridas de los Andes (ONU, 2013), así mismo, se observa en áreas desde el nivel del mar hasta los 4,000 msnm (Bioversity International *et al.*, 2013). Además puede crecer con humedades relativas desde 40 hasta 88 % y soportar temperatura de -4 °C hasta 38 °C. Por otra parte, es una especie muy eficiente en el uso de agua, a este respecto, algunos estudios sugieren que se puede sembrar durante todo el año. Sin embargo, cuando no se tenga referencia sobre la fecha de siembra, es conveniente efectuar en la misma fecha de siembra del maíz (Mujica *et al.*, 2006).

En la Comarca Lagunera, en el norte de México, la escasez de agua de riego, problemas de salinidad en suelo y agua, además de una corta duración del ciclo de cultivo de verano y la alta temperatura ambiental, reducen en gran medida la diversidad de cultivos que se producen, por ello, el cultivo de quinoa, con base en su

capacidad de adaptación y en su potencial de rendimiento, representa una oportunidad de producción de alimentos para los agricultores de la Región Lagunera (Jiménez, 2015).

2.1 Objetivo general

- Evaluar el desarrollo, rendimiento y calidad nutracéutica de la semilla de la semilla de quinoa bajo las condiciones agroclimáticas en dos ciclos agrícolas primavera- verano (PV) y otoño- invierno (OI).

Objetivos particulares

- Evaluar la influencia del fotoperiodo de la región sobre el cultivo de quinoa.
- Determinar los compuestos fenólicos, flavonoides, contenido de proteína y saponina en granos de semilla obtenida de cada ciclo.

2.2 Hipótesis

- Las condiciones agroclimáticas del norte árido de México permitirán el desarrollo, producción del cultivo de quinoa.
- El contenido de compuestos fenólicos, flavonoides y saponinas será mayor en la semilla obtenida del ciclo PV.
- El contenido de proteína será mayor en la semilla obtenida del ciclo OI.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 Origen e historia de la Quinoa

La quinoa fue descrita por primera vez por Willdenow en 1778, como una especie nativa de Sudamérica (Cárdenas, 1944 citado por PROINPA, 2011). Originada en los alrededores del lago Titicaca de Perú y Bolivia (Gandarillas, 1968 citado por Tapia y Fries, 2007), en esta región se encuentra la mayor diversidad genética y distribución de especies del género *Chenopodium* (Jacobsen *et al.*, 1999).

La evidencia histórica disponible, señala que la domesticación por los pueblos de América puede haber ocurrido entre los años 3,000 y 5,000 antes de Cristo (Cardoso de Moraes, 2013). Anteriormente la quinoa tuvo una amplia distribución geográfica, que abarcó en Sudamérica, desde Nariño en Colombia hasta Tucumán en Argentina y las islas de Chiloé en Chile, también fue cultivada por las culturas precolombinas, Aztecas y Mayas. Este cultivo tiene un pariente muy cercano en el huazontle (*Chenopodium berlandieris sp nuttaliae*), el cual fue cultivado por los aztecas en México usándose como verdura en inflorescencia (Tapia y Fries, 2007).

La quinoa fue cultivada y utilizada por civilizaciones prehispánicas, en donde fue considerada importante como fuente de granos para la alimentación humana por sus elevadas cualidades nutricionales y junto a otros cultivos nativos, fue uno de los alimentos básicos del hombre andino (FAO, 2001). Actualmente, este cultivo sigue siendo de suma importancia entre los agricultores de los Andes, como consecuencia de la gran demanda nacional y extranjera que se tiene, ya que este grano nativo destaca por sus bondades nutricionales (Gómez *et al.*, 2014).

2.2 Distribución en el mundo

La producción de quinoa no es exclusiva de la zona andina. El cultivo resulta altamente atractivo para distintas regiones del globo, esto se debe a su extraordinaria capacidad adaptativa a condiciones ecológicamente extremas (FAO, 2011). Al respecto, Bazile *et al.* (2014), han descrito aquellos lugares donde se cultiva la quinoa en el mundo (Figura 1).



Figura 2.1. Extensión del cultivo de quinoa en 2013 (Bazile *et al.*, 2014).

La distribución geográfica de la producción mundial de quinoa se presenta en la Figura 1, donde se puede observar que los países con mayor producción son Bolivia, Perú y Ecuador. Sin embargo, en países de Europa, Asia, África, Australia y Norte América, la producción de quinoa se encuentra en franco proceso de expansión hacia diferentes espacios geográficos del planeta por sus extraordinarias características de adaptación (FAO, 2011).



Figura 2.2. Distribución geográfica de la producción mundial de la quinoa (FAO 2011).

2.2.1 Europa y cuenca del Mediterráneo

La introducción de la quinoa a Europa comenzó en la década de 1970, donde la especie fue llevada a Reino Unido después de expediciones de recolección en América del sur y donde se inició con un programa de mejoramiento en la Universidad de Cambridge (Fleming y Galwey, 1995; Galwey, 1989; Risi y Galwey, 1984; 1989a, b; 1991 citado por Jacobsen, 2014).

Apoyado por la Unión Europea en 1993, se realizó un proyecto, titulado “quinoa un cultivo multipropósito para la diversificación agrícola de la CE”, con ensayos de campo en el Reino Unido, Dinamarca, Holanda e Italia (Galwey, 1993 citado por Jacobsen, 2014).

Algunos ensayos de campo en Dinamarca realizados por Jacobsen *et al.* (2010), mostraron rendimientos de semilla de 2 t ha⁻¹, con contenidos de proteína entre 12 a 16 % y 6 a 8 % de grasa, esto como resultado de estudios realizados por Jacobsen *et al.* (1994) y donde encontraron que cultivares de quinoa seleccionados para condiciones del norte de Europa se adaptaron bien a suelos arenosos en Dinamarca.

Por otra parte, en Holanda en 1986 el mejoramiento de la quinoa comenzó basado en accesiones de bancos de genes, jardines botánicos y universidades. Después, algunas líneas uniformes adaptadas al clima de Europa occidental fueron seleccionadas (Mastebroek *et al.*, 2002).

Otros países que mostraron interés en el cultivo, fueron Suecia, Polonia, República Checa, Austria y Grecia (Ohlsson, 1997; Iliadis *et al.*, 1997, 2001; Izquierdo *et al.*, 2003; Jacobsen, 2003). Por su parte, Finlandia también realizó algunos ensayos y se descubrió que mientras más al norte, más corta es la temporada de crecimiento, debido a una primavera tardía y un otoño temprano, ambos con la disminución de la temperatura (Keskitalo, 1997).

Otras experiencias, muestran esfuerzos en el establecimiento del cultivo en Europa, por ejemplo, en Francia, se creó un sector de quinoa, apoyado por la región “Pays de La Loire” entre 2009 y 2012, donde el objetivo principal fue desarrollar y operar la distribución comercial de la “quinoa d’Anjou” y producir una semilla de calidad

aceptable para consumidores, donde se cultivaron un área de 500 hectáreas y se obtuvo un rendimiento promedio de 3 t ha⁻¹ (Guillaume *et al.*, 2014).

En Italia se han llevado a cabo un creciente número de estudios sobre la quinoa, esto debido al interés por su resistencia al estrés abiótico, en particular a la sequía, salinidad y alto valor nutritivo de su semilla. Las principales actividades de investigación en Italia se enfocan actualmente en los aspectos agronómicos, biológicos, y nutricionales de la quinoa (Pulvento, 2013). Por ejemplo, bajo las condiciones climáticas del sur de Italia, se evaluó el efecto de las diferentes fechas de siembra (5 de Abril y 4 de Mayo) sobre el rendimiento y calidad de la semilla de dos genotipos de quinoa bajo condiciones de secano y donde la siembra de abril, mostró rendimiento más alto (3.3 t ha⁻¹) que la siembra de Mayo (1.5 t ha⁻¹) (Pulvento *et al.*, 2010).

Por su parte, en Turquía este cultivo se introdujo por primera vez en 2008, a partir de ahí, se han desarrollado diversos estudios, por ejemplo, en 2009, se consideraron cuatro tratamientos de riego y encontraron rendimientos desde 1,690 a 2,120 kg ha⁻¹ (Yazar *et al.*, 2014). En Marruecos, por otra parte, se llevaron experimentos preliminares en donde se encontraron resultados que destacaron la gran diversidad entre las variedades mediante varias características agronómicas: tamaño de la planta, forma y color de la panícula, color del tallo, color y diámetro de la semilla, sensibilidad a las enfermedades y pestes, precocidad, etc. (Benlhabib *et al.*, 2004).

Finalmente, Grecia tiene una amplia variedad de zonas ecológicas, desde áreas con colinas y montañas con humedad y baja temperatura hasta áreas costales y planas con temperatura alta y seca, donde los resultados preliminares han demostrado que la quinoa tiene potencial de rendimiento, incluso en suelos degradados (Karyotis *et al.*, 2003), al respecto, experimentos realizados en tierras bajas de Grecia reportaron rendimientos de 1,990 kg ha⁻¹ y 2,230 kg ha⁻¹ en la variedades “Faro” y “407” respectivamente (Iliadis *et al.*, 1999).

2.2.2. Asia

La primera documentación del cultivo de quenopodios en Asia, refiere la región del Himalaya y se remonta a más de 150 años (Roxburgh 1832; Thomson 1852 citados por Bhargava *et al.*, 2006). Esta área puede tener un potencial interesante para la diversificación de los sistemas productivos de los países en vías de desarrollo de estas regiones (Jacobsen, 2003). Estudios en la región del Himalaya han mostrado que el cultivo puede desarrollarse exitosamente con alto nivel de rendimiento (Bhargava *et al.*, 2006). En la India, por su parte, donde la población basa su alimentación en trigo y arroz, la quinoa resultaría en una alternativa efectiva para combatir el “hambre silenciosa” y los bajos niveles proteicos de las dietas (FAO, 2011). Algunas accesiones de origen chileno y Estados Unidos han mostrado una mayor adaptabilidad a las condiciones del norte de India (Bhargava *et al.*, 2007).

En Pakistán, la quinoa fue introducida en 2007 en el Punjab central para minimizar la dependencia de las masas en alimentos convencionales (Munir *et al.*, 2012). Este cultivo ha sido cultivado con éxito en granjas experimentales donde se ha obtenido un rendimiento de grano de hasta 2700 kg ha⁻¹.

2.2.3 África

África está entre las regiones del mundo con mayores problemas de nutrición, la mayoría de los países presentan más del 20 % de su población en desnutrición y la mortalidad infantil antes de los cinco años sobrepasa el 75 %. Algunos estudios en Mali, se han probado, dada la similitud de condiciones agroclimáticas estresantes con el centro-norte de Chile, donde se probaron siembras en temporada de lluvia (junio a octubre) y en temporada seca (noviembre a marzo) y reportan rendimientos que fluctúan entre 0.5 y 2.5 ton ha⁻¹. En otras regiones de África, por ejemplo Kenia, los registros de su introducción, no son claros. Al respecto, la FAO menciona la introducción de la quinoa en 1985 (Oyoo *et al.*, 2014), mientras Jacobsen (2003) menciona que fue en 2001, así mismo, indica que cultivares de Colombia presentaron alto rendimiento en semilla del orden de 4 000 kg ha⁻¹, por lo que el cultivo

representa una interesante alternativa para la reducción del hambre y pobreza en este continente.

2.2.4 América del Norte y Brasil

En los Estados Unidos de América durante los primeros años de la década de 1980, la quinoa fue introducida en Colorado. Actualmente, existen variedades adaptadas a las condiciones de los Estados Unidos. En el estado de Colorado, por ejemplo, se han encontrado rendimientos promedio de 1,000 kg ha⁻¹ (Jacobsen, 2003).

En Canadá, en las praderas de Ontario una región similar al norte de Europa, la quinoa se ha cultivado desde principios de los 90 y actualmente el rendimiento es cercano a los 830 kg ha⁻¹ (Laguna, 2003).

En Brasil, los primeros intentos por introducir la quinoa comenzaron en la década de 1990, donde se evaluaron líneas de híbridos sensibles a la duración del día y utilizaron la humedad residual de la temporada de lluvia, con siembra a finales del verano (Spehar y Souza, 1993). Algunas zonas tropicales de Brasil han experimentado con el cultivo de la quinoa desde 1987 y han visto el potencial con la obtención de rendimientos más altos que los de la zona Andina (Spehar y Souza, 1993, Spehar y Santos, 2006).

En algunos experimentos en temporada de invierno en la sabana alta, los registros genotípicos para el máximo rendimiento de granos y biomasa reportados fueron de 4.2 y 12.3 t ha⁻¹ respectivamente (Bertero, 2001). Estos patrones de crecimiento han sido encontrados en genotipos de sabana seleccionados en bajas latitudes, independientemente de la fecha de siembra, ampliando el periodo de siembra (Spehar y Santos, 2005).

2.3 Quinoa en México

En México, se han desarrollado pocos trabajos en quinoa. En 1987 se estableció en el Centro de Investigación y Desarrollo Agropecuario del municipio de Metepec, Estado de México (ICAMEX), un experimento con 4 niveles de nitrógeno y diferente densidad de población, con el objetivo de determinar los requerimientos de estos dos factores, además de evaluar la respuesta de 4 variedades al medio ambiente y su introducción con las dosis de nitrógeno y densidad de población (Fernández, 1996).

También se ha estudiado el valor nutritivo y uso de la quinoa (López, 1987 citado por Fernández, 1996) y se han realizado estudios para su aprovechamiento industrial, en los cuales, para eliminar las saponinas se escarificó el grano y posteriormente se molió para utilizarlo en la elaboración de harina para pan y tortillas mezclado con harina de trigo y de maíz respectivamente (Larrauri y Mendoza, 1990 citado por Fernández, 1996).

En la Comarca Lagunera, Zapata (2015) cultivó cinco variedades de quinoa, y encontró buenos rendimientos en la variedad Campesino y Biobio. También en esta región, Jiménez (2015) evaluó el crecimiento y producción de quinoa en siembra directa y trasplante, encontrando que la siembra directa fue la ideal para este cultivo.

2.4 Clasificación científica

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Orden: Caryophyllales

Familia: Amaranthaceae

Subfamilia: Chenopodioideae

Género: *Chenopodium*

Especie: *Chenopodium quinoa* Willdenow (APG, 2009)

2.5 Morfología

La FAO y Universidad Nacional Agraria La Molina (2016) describen la morfología de la planta de quinoa de la siguiente manera:

2.5.1 Raíz

La raíz de quinoa es del tipo pivotante, consta de una raíz principal de la cual salen, un gran número de raíces laterales muy ramificadas. La longitud de las raíces es variable de 0.8 a 1.5 m. Su desarrollo y crecimiento está determinado por el genotipo, tipo de suelo, nutrición y humedad entre otros factores.

2.5.2 Tallo

El tallo en la unión con el cuello de raíz es cilíndrico y a medida que se aleja del suelo se vuelve anguloso en las zonas de nacimiento de hojas y ramas. La corteza es firme y compacta formada por tejidos fuertes y lignificados. Cuando los tallos son jóvenes la médula es suave, cuando los tallos maduran la médula es esponjosa y seca y en la cosecha se cae y el tallo queda hueco o vacío.

El color básico del tallo en la época de floración, puede ser verde, verde-amarillo, naranja, rosado, rojo y púrpura. En algunas variedades se puede apreciar la presencia de estrías con colores variables como el verde, amarillo, rosado y púrpura y en otras la presencia de axilas de color rosado, rojo y púrpura. Las combinaciones resultantes del color básico del tallo, el color de las estrías y el color de axilas puede ser empleado para identificar variedades. A la madurez el color del tallo, en general, se torna de un color crema o rosado con diferentes intensidades.

De acuerdo al hábito de ramificación el tallo puede ser de: hábito sencillo, con un solo tallo y una inflorescencia terminal definida. Este tipo de tallo; se encuentra predominantemente en variedades de los ecotipos del altiplano y los de los salares.

Hábito ramificado con las variantes: a) las ramas laterales tienen casi la misma longitud que el tallo principal y todas terminan en panojas, y b) el tallo principal tiene mayor longitud que los tallos secundarios dando a la planta una forma cónica con la base bastante amplia. Este tipo de ramificación es más frecuente en los ecotipos de Valle.

El hábito de ramificación depende del genotipo y está altamente influenciado por la densidad de siembra, nutrientes y otros factores. La cosecha mecánica puede

dificultarse en las variedades ramificadas, debido a la longitud de las diversas ramificaciones con inflorescencia y excesivo follaje.

La altura de planta, desde la base del tallo al ápice de la inflorescencia, varía de 0.5 m a más de 3 m; depende de la variedad, densidad de siembra, nutrición y medio ambiente. Generalmente las variedades de los ecotipos de valle son más altas que las del Altiplano.

2.5.3 Hojas

Las hojas tienen dos partes diferenciadas: el peciolo y la lámina. El peciolo de las hojas es largo y acanalado, su longitud depende de su origen; son más largos los peciolos que se originan directamente del tallo y más cortos los que se originan en las ramas. El color del peciolo puede ser verde, rosado, rojo y púrpura.

La lámina de la hoja tiene tres venas principales que se originan del peciolo. Las láminas son más grandes en el follaje y más pequeñas en la inflorescencia. Las láminas son polimórficas en la misma planta. Las láminas de la planta o el follaje pueden ser triangulares o romboidales y las de la inflorescencia pueden ser triangulares o lanceoladas. Las hojas pueden tener márgenes enteros, dentados o aserrados.

El número de dientes es variable, puede variar de 3 a 20. Las hojas y partes tiernas de la planta están generalmente cubiertas con una pubescencia vesicular-granular blanca, rosada o púrpura. Esta pubescencia granular contiene oxalato de calcio capaz de absorber agua del medio ambiente e incrementar la humedad relativa de la atmósfera que rodea las hojas, influenciando el comportamiento de las células guarda de los estomas; por lo tanto en la transpiración. El color de la lámina predominantemente es verde; en algunas variedades puede observarse hojas de color verde-púrpura. A la madurez las láminas se tornan amarillas, naranjas, rosadas, rojas o púrpuras.

2.5.4 Inflorescencia

Es una panoja con una longitud variable de 15–70 cm, generalmente se encuentra en el ápice de la planta y ápice de las ramas. Tiene un eje principal, ejes secundarios y eje terciarios. Considerando la forma y posición de los glomérulos (grupos de flores) se clasifican en amarantiformes, glomerulatas e intermedias.

En el grupo amarantiforme los glomérulos están directamente insertados en el eje secundario y los glomérulos tienen una forma casi rectangular, muy semejantes a dedos. En el tipo glomerulata los glomérulos están ubicados en el eje terciario que se origina del eje secundario y toman la apariencia redondeada como las cuentas de un rosario. En el tipo intermedio los glomérulos tienen una forma no definida (entre rectangulares o redondeados). La longitud de los ejes secundarios y terciarios determina si la inflorescencia puede ser laxa, intermedia o compacta; esta última característica está asociada al tamaño de los granos, siendo los más pequeños, los formados en panojas compactas.

2.5.5 Flores

Las flores son sésiles o pediceladas y están agrupadas en glomérulos. La posición del glomérulo en la inflorescencia y posición de las flores dentro del glomérulo, tamaño y número de los granos o frutos.

Es una planta ginomonoica porque presenta dos tipo de flores en la misma planta; hermafroditas y pistiladas. Las flores hermafroditas se encuentran en el ápice del glomérulo y son más grandes que las pistiladas, con un diámetro de 3 a 5 mm; tienen cinco tépalos, cinco anteras y un ovario súpero con dos o tres ramificaciones estigmáticas. Las flores pistiladas se encuentran alrededor y debajo de las flores hermafroditas, están formadas de cinco tépalos, un ovario súpero y dos o tres ramificaciones estigmáticas y tienen un diámetro de 2 a 3 mm. La proporción de flores hermafroditas y pistiladas es variable; el rango encontrado varia de 2 a 98 %; esta proporción es importante si el cultivo se siembra en forma aislada, ya que influye en la cantidad de frutos formados. Además de ello, algunas variedades de quinoa tienen esterilidad masculina.

La quinoa se considera autógama con un porcentaje de cruzamiento de 17 %, aproximadamente.

2.5.6 Fruto

Es un aquenio de forma lenticular, elipsoidal, cónico o esferoidal, cubierto por el perigonio sepaloide o las envolturas florales que rodean el fruto y se desprenden con facilidad a la madurez; sin embargo, en algunos casos puede permanecer adherido al grano incluso después de la trilla dificultando la cosecha y procesamiento industrial de los granos.

El fruto está constituido del pericarpio (capa del fruto) y la semilla. El pericarpio está adherido a la capa de la semilla y el nivel de adherencia es variable, tiene alveolos en su superficie y la saponina que le da el sabor amargo al grano. El fruto puede alcanzar un diámetro de 1.5 a 3 mm.

2.5.7 Semilla

Presenta tres partes bien definidas que son: epispermo, embrión y perisperma. El epispermo, es la capa que cubre la semilla y está adherida al pericarpio. El embrión, está formado por dos cotiledones y la radícula y constituye, aproximadamente, el 30 % del volumen total de la semilla y envuelve al perispermo como un anillo, con una curvatura de 320 grados. La radícula, muestra una pigmentación de color castaño oscuro. El perispermo es el principal tejido de almacenamiento; reemplaza al endospermo y está constituido mayormente por granos de almidón, es de color blanquecino y representa prácticamente el 60 % de la semilla.

El color de los granos depende de la capa en observación. Si las variedades mantienen el perigonio sepaloide (tépalos de las flores) los colores son verdes, rojos y púrpura. Si se observa el pericarpio los colores pueden ser blanco, crema, amarillo, naranja, rojo, rosado, púrpura, marrón, gris y negro. Por otro lado si el pericarpio se desprende durante el proceso de eliminación de la saponina, la capa observada es la envoltura de la semilla o epispermo y puede ser blanca, crema, roja, marrón, gris o negra. La intensidad del color puede disminuir o desaparecer en el proceso de secado de los granos en maduración en campo y la luminosidad del ambiente de almacenamiento del grano o puede ser eliminada en el agua durante el lavado de la quinoa.

2.6 Fenología

La fenología de la quinoa atraviesa por 13 fases (Mujica, 2006) que se presentan a continuación:

2.6.1 Emergencia

Los cotiledones aun unidos, emergen del suelo a manera de una cabeza de fósforo y es distinguible solo cuando la mirada se pone al nivel del suelo, en esta etapa es muy susceptible de ser consumido por las aves por su succulencia y exposición de la semilla encima del talluelo, ello ocurre de los 5-6 días después de la siembra, en condiciones adecuadas de humedad.

2.6.2 Hojas cotiledonales

Los cotiledones emergidos se separan y muestran las dos hojas cotiledonales extendidas de forma lanceolada angosta, pudiendo observarse en el surco las plántulas en forma de hilera nítida., en muchos casos se puede distinguir la coloración que tendrá la futura planta sobre todo las pigmentadas de color rojo o púrpura, también en esta fase es susceptible al daño de aves, debido a la carnosidad de sus hojas, esto ocurre de los 7-10 días de la siembra.

2.6.3 Dos hojas verdaderas

Fuera de las dos hojas cotiledonales, aparecen dos hojas verdaderas extendidas que ya tienen forma romboidal y con nervaduras claramente distinguibles y se encuentran en botón foliar el siguiente par de hojas, ocurre de los 15-20 días de la siembra, mostrando un crecimiento rápido del sistema radicular, en esta fase puede ocurrir el ataque de los gusanos cortadores de plantas tiernas (*Copitarsia*, *Feltia*) “Ticuchis”.

2.6.4 Cuatro hojas verdaderas

Se observa dos pares de hojas verdaderas completamente extendidas y aún se nota la presencia de las hojas cotiledonales de color verde, encontrándose en botón foliar las siguientes hojas del ápice de la plántula e inicio de formación de botones en las axilas

del primer par de hojas; ocurre de los 25-30 días después de la siembra, en esta fase ya la planta tiene buena resistencia a la sequía y frío, porque ha extendido fuertemente sus raíces y muestra movimientos násticos nocturnos cuando hace frío, dada la presencia de hojas tiernas, se inicia el ataque de insectos masticadores de hojas (Epitrix y Diabrotica)” Pulguilla saltona y Loritos” sobre todo cuando hay escasez de lluvia.

2.6.5 Seis hojas verdaderas

Se observa tres pares de hojas verdaderas extendidas, tornándose de color amarillento las hojas cotiledonales y algo flácidas, se notan ya las hojas axilares, desde el estado de formación de botones hasta el inicio de apertura de botones del ápice a la base de la plántula, esta fase ocurre de los 35-45 días de la siembra, en la cual se nota con mayor claridad la protección del ápice vegetativo por las hojas más adultas, especialmente cuando se presenta baja temperatura, sequía y sobre todo al anochecer; durante el día en presencia de viento la plántula flamea.

2.6.6 Ramificación

Se notan 8 hojas verdaderas extendidas y extensión de las hojas axilares hasta la tercera fila de hojas en el tallo, las hojas cotiledonales se caen y dejan cicatrices claramente notorias en el tallo, también se observa la presencia de la inflorescencia protegida por las hojas sin dejar al descubierto la panoja, ocurre de los 45 a 50 días de la siembra. En esta fase se efectúa el aporque para las quinoas de valle, así mismo es la etapa de mayor resistencia al frío y se nota con mucha nitidez la presencia de cristales de oxalato de calcio en las hojas dando una apariencia cristalina e incluso de colores que caracterizan a los distintos genotipos; debido a la gran cantidad de hojas es la etapa en la que mayormente se consume las hojas como verdura, hasta esta fase el crecimiento de la planta pareciera lento, para luego alargarse rápidamente, la planta ya se nota bien establecida y entre plantas se observa cierto acercamiento.

2.6.7 Inicio panojamiento

La inflorescencia se ve que va emergiendo del ápice de la planta, observándose alrededor aglomeraciones de hojas pequeñas con bastantes cristales de oxalato de calcio, las cuales van cubriendo a la panoja en sus tres cuartas partes. Ello ocurre de los 55 a 60 días de la siembra; así mismo se puede ver amarillamiento del primer par de hojas verdaderas (hojas que dejaron de ser fotosintéticamente activas) y se produce una fuerte elongación del tallo, así como engrosamiento. En esta fase ocurre el ataque de la primera generación de *Eurissaccaquinoae* Povolmy “Kcona-Kcona”.

En esta fase, la parte más sensible a las heladas no es el ápice, sino por debajo de este y en caso de severas bajas de temperatura que afectan a la planta, se produce el colgado del ápice.

2.6.8 Panojamiento

La inflorescencia sobresale con mucha nitidez por encima de las hojas superiores, notándose los glomérulos de la base de la panoja, los botones florales individualizados sobre todo los apicales que corresponderán a las flores pistiladas. Esta etapa ocurre de los 65 a 70 días de la siembra; a partir de esta etapa se puede consumir las panojas tiernas como verdura.

2.6.9 Inicio de floración

Se presenta cuando las flores hermafroditas apicales de los glomérulos conformantes de la inflorescencia se encuentran abiertos, mostrando los estambres separados de color amarillento, ocurre de los 75 a 80 días de la siembra, en esta fase es bastante sensible a la sequía y heladas, también ocurre amarillamiento y defoliación de las hojas inferiores sobre todo aquellas de menor eficiencia fotosintética.

2.6.10 Floración

Es cuando el 50 % de las flores de la inflorescencia principal (cuando existan inflorescencias secundarias) se encuentran abiertas, esto ocurre de los 90 a 100 días de la siembra, esta fase es muy sensible a las heladas, pudiendo resistir solo hasta -2 °C, debe observarse esta epata al medio día, ya que en horas de la mañana y al atardecer las flores se encuentran cerradas, por ser heliofilas, así mismo la planta elimina en mayor cantidad las hojas inferiores que son menos activas fotosintéticamente y existe abundancia de polen en los estambres que tienen una coloración amarilla.

2.6.11 Grano lechoso

Los frutos al ser presionados entre las uñas de los dedos pulgares, explotan y dejan salir un líquido lechoso, ocurre de los 100 a 130 días de la siembra. En esta fase el déficit de agua es perjudicial para la producción.

2.6.12 Grano pastoso

Los frutos al ser presionados presentan una consistencia pastosa de color blanco, ocurre de los 130 a 160 días de la siembra, en esta fase el ataque de la segunda generación de *Eurissaccaquinoae Povolny* causa daños considerables, así mismo el déficit de humedad afecta fuertemente a la producción.

2.6.13 Madurez fisiológica

Es la fase en la que la planta completa su madurez, y se reconoce cuando los granos al ser presionados por las uñas presenta resistencia a la penetración, ocurre de los 160 a 180 días de la siembra, en esta etapa el contenido de humedad del grano varía de 14 a 16 %; el lapso comprendido desde la floración hasta la madurez fisiológica, viene a constituir el período de llenado de grano.

2.6.14 Madurez de cosecha

Es cuando los granos sobresalen del perigonio, dando una apariencia de estar casi suelto y listo para desprenderse, la humedad de la planta es tal que facilita la trilla.

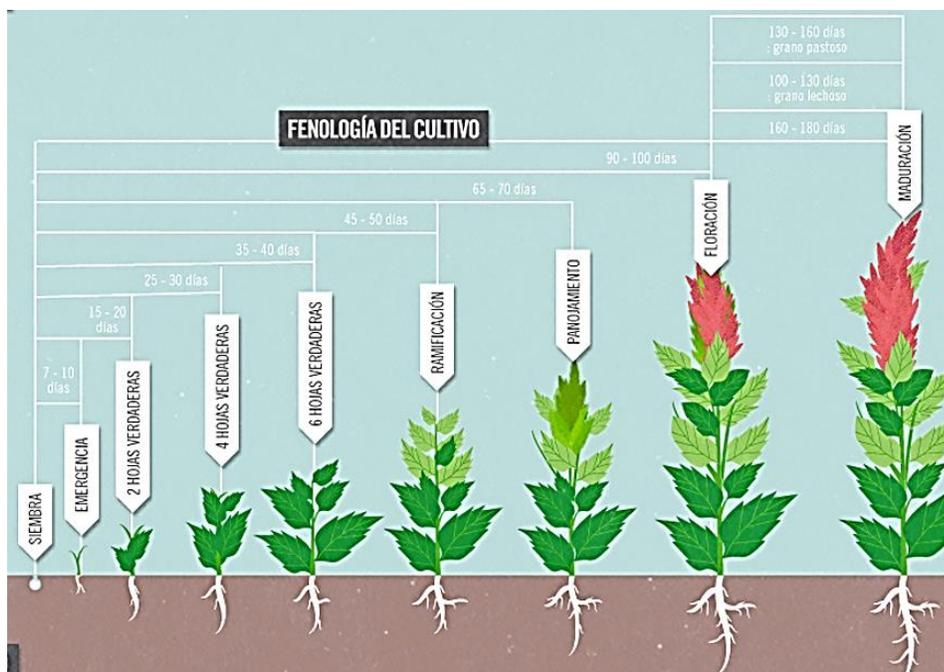


Figura 2.3 Crecimiento y desarrollo de la planta (FAO, 2013).

La quinoa puede ser clasificada de acuerdo con la madurez fisiológica en tardía, si son más de 180 días, semitardíos, de 150 a 180, semiprecoces, de 130 a 150, y precoces menos de 130 días, según (Wahli, 1990 citado por Cardoso, 2003).

2.7 Requerimientos y tolerancia del cultivo

2.7.1 Suelo

Mujica *et al.* (2001), señalan que la quinoa prospera en suelos francos, poco arenosos, arenosos o franco arcillosos; semiprofundos, con pendientes moderadas y ricos en nitrógeno (Mujica, 1997). Tapia *et al.* (2000), por su parte, señalan que puede desarrollarse en suelos arenosos y con déficit de agua con rendimientos aceptables y que en suelos pobres tiene un bajo rendimiento de grano. FAO (2016), indica que los suelos óptimos son los de buen drenaje, francos, semi profundos con un alto

contenido de materia orgánica. Se debe evitar suelos con problemas de anegamiento o inundación porque dificultan el establecimiento inicial del cultivo por el ataque de los hongos fitopatógenos habitantes del suelo (*Rhizoctonia solani* y *Phytophthora sp.*) y luego a lo largo del ciclo la podredumbre radicular (FAO, 2016).

2.7.2 Salinidad y pH

Según Mujica *et al.* (2001), el pH ideal para la quinoa es cercano a la neutralidad sin embargo, FAO (2011) menciona que se obtienen producciones buenas en suelos alcalinos de hasta pH de 9.5, por ejemplo, pH de 9, en los salares de Bolivia y Perú, como también en condiciones de suelos ácidos hasta pH de 4.5 en los valles interandinos del Norte del Perú.

Puede germinar en concentraciones salinas extremas de hasta 52 mS/cm (Salares Bolivianos) cuando se encuentra en estas condiciones el período de germinación se puede retrasar hasta en 25 días (Jacobsen *et al.*, 1998; Quispe y Jacobsen, 1999; citados por Mujica *et al.*, 2001).

La capacidad que tiene esta planta de producir en áreas salinas y de escasa fertilidad permite su establecimiento en áreas no aptas para otros cultivos (una de las principales áreas de producción de quinoa en Bolivia circunda precisamente dos zonas salinas: el Salar de Uyuni y el Salar de Coipasa) (FAO, 2011).

2.7.3 Clima

La quinoa, por su alta variabilidad genética, se adapta a diferentes climas, desde aquellos calurosos y secos como el clima de la costa desértica, a aquellos templados lluviosos o secos de los valles interandinos y aquellos fríos y lluviosos o secos de la sierra alta y el altiplano (FAO, 2016). Por ello es necesario conocer que genotipos son para cada una de las condiciones climáticas (Mújica *et al.*, 2001). En general, este cultivo puede soportar más de 35 °C, pero no desarrolla adecuadamente, también puede tolerar climas fríos, de hasta -1 °C en cualquier etapa de su desarrollo, excepto

durante la floración, debido a problemas de esterilidad del polen a baja temperatura (Mendoza, 2013).

2.7.4 Humedad relativa

FAO (2011) indica que puede crecer con humedades relativas desde 40 % hasta 88 % por otro lado Mujica *et al.* (2001) menciona que crece sin mayores inconvenientes hasta 100 % de HR en la costa y esta alta humedad relativa se presenta en los meses de mayor desarrollo de la planta, lo que facilita que las enfermedades fungosas como el mildiu, progresen con mayor rapidez, por ello en zonas con alta humedad relativa se debe sembrar variedades resistentes al mildiu.

2.7.5 Temperatura

La temperatura es uno de los principales controladores de la distribución y productividad de las plantas, con efectos importantes en la actividad fisiológica en todas las escalas temporales y espaciales (Sage y Kubien, 2007).

Las temperaturas óptimas de crecimiento y desarrollo, dependen de las variedades, y están en el rango de 15 a 25 °C (FAO, 2016), sin embargo, se ha observado que prospera adecuadamente con temperatura media de 10 °C (Jacobsen *et al.*, 2004).

La temperatura es el factor ambiental con mayor impacto en la duración del desarrollo. Panojamiento, floración y grano lechoso son los estados más críticos a la temperatura. A su vez, se ha determinado que los estados fenológicos entre seis hojas verdaderas e inicio de panojamiento son tolerantes al frío (Bertero, 2014). La producción de granos, es el estado más afectado por las bajas térmicas de -5 y -3 °C (Ramos, 1997). Bertero (2003) expone que la sensibilidad al fotoperíodo disminuye con aumentos en la latitud de origen.

Respecto a las temperaturas extremas altas, señala que la planta puede tolerar más de 30 °C como sucede en el desarrollo del cultivo en la costa (Mujica, 1997), sin embargo no prospera adecuadamente. Se ha observado que temperaturas mayores a 38 °C producen aborto de flores y muerte de estigmas y estambres, imposibilitando la

formación de polen, impidiendo así la formación de grano (Junta del Acuerdo de Cartagena, 1990 citado por Mujica *et al.*, 2001).

Apaza (1995) no obtuvo fruto o granos de quinoa en condiciones de Lima Perú debido a la exposición del cultivo a altas temperaturas. Resultados similares consiguió Mendoza (2013) al estudiar 25 variedades de quinoa bajo condiciones de la costa central de Perú, no obtuvo producción de grano de ocho de genotipos, llegando a la conclusión que la siembra de quinoa debe realizarse en la costa durante el lapso de invierno hasta inicios de primavera, para obtener una buena producción.

Otro de los factores abióticos que tolera la quinoa son las heladas antes de la floración, aspecto sobresaliente para las regiones frías (Mujica y Jacobsen, 1999). Según Tapia *et al.* (2000), la quinoa puede soportar hasta $-5\text{ }^{\circ}\text{C}$ en la fase de ramificación, dependiendo del ecotipo y de la duración de la temperatura mínima. Su resistencia ontogénica al frío y a la sequía es muy variable; existen ecotipos que resisten $-8\text{ }^{\circ}\text{C}$, como las de los salares Bolivianos, y sobreviven 20 días (temperatura mensual promedio). La fase más tolerante es la ramificación y las más susceptibles son la floración y llenado de grano (Mujica *et al.*, 2001). La floración es muy sensible, pudiendo resistir solo hasta $1\text{ }^{\circ}\text{C}$, con temperaturas menores los rendimientos son afectados negativamente (Lescano, 1994 citado por Quillatupa, 2009).

Tanto la baja como la alta temperatura originan esterilidad de polen y afectan el desarrollo y crecimiento de la planta, dando lugar a esterilidad o granos inmaduros, arrugados o de bajo peso; dependiendo del momento en que se produce el estrés de temperatura (FAO, 2016).

2.7.6 Radiación

La quinoa ha evolucionado en ambiente diversos, por ejemplo el germoplasma del norte de Chile lo ha hecho en condiciones de alta radiación, fotoperiodo corto y gran altitud, mientras que las plantas de la zona centro del sur lo han hecho a nivel del mar y con fotoperiodo largo (Wilckens *et al.*, 1994).

La plasticidad de la quinoa para desarrollarse en una gran amplitud de ambientes, implica adaptaciones tanto fisiológicas como morfológicas que varían de una variedad a otra. Una de las adaptaciones más notables que exhibe la quinoa es su extraordinaria tolerancia a la radiación solar, específicamente a la ultravioleta B (UVB), como lo han demostrado diferentes estudios llevados a cabo en condiciones naturales y en ambientes controlados (Prado *et al.*, 2011).

Mujica *et al.* (2001) mencionan que una radiación global elevada favorece una fotosíntesis intensa y una producción vegetal importante en la zona de mayor producción de quinoa del Puno, Perú el promedio anual de la radiación global que recibe la superficie del suelo, asciende a 462 cal/cm²/día, en el altiplano central de Oruro, Bolivia, la radiación alcanza a 489 cal/cm²/día y además una radiación neta baja se traduce en requerimientos bajos de agua por parte de los cultivos.

2.7.7 Altitud

El cultivo crece y se adapta desde el nivel del mar hasta cerca de los 4,000 msnm, además señalan que la quinoa sembrada al nivel del mar disminuye su período vegetativo, comparada con quinoa de la zona andina, además sostienen que el mayor potencial productivo se obtiene al nivel del mar alcanzando rendimientos de hasta 6 t ha⁻¹ con riego y buena fertilización (Mujica *et al.*, 2001).

En la zona andina el desarrollo óptimo del cultivo se tiene entre los 2,800 a 3,900 msnm (Soto, 2010). La altitud óptima de acuerdo al origen de las variedades para la quinoa del Valle va de 2000 a 3,400 msnm y para la quinoa de Altiplano va de 3,800 a 4,000 (Tapia y Eres, 2007).

2.7.8 Fotoperiodo

Es la respuesta de los vegetales a la longitud relativa de los periodos de luz y oscuridad y su orden de alternancia (Gonzales y De la Torre, 2009). La respuesta fotoperiódica de la quinoa ha sido descrita por diversos autores.

La quinoa se comporta como una planta de día corto. Los cultivares de quinoa poseen una fase juvenil insensible al fotoperiodo, su duración está relacionada negativamente con la latitud de origen. La sensibilidad a la temperatura aumenta para el tiempo a la floración mientras que la sensibilidad al fotoperiodo disminuye a medida que aumenta la latitud de origen por ejemplo la mayor sensibilidad se expresa en genotipos del valle, en cambio los del altiplano sur de Bolivia y noroeste de Argentina como así también los del nivel de mar de Chile, posee escasa o nula sensibilidad a este factor para tiempo a floración (Bertero, 2003).

El estado fenológico que se ve más afectado por el fotoperiodo es el llenado de grano, el cual puede inhibirse con alta temperatura y/o días largos (Bertero, 2014). La sensibilidad fotoperiódica para el llenado de grano cumple una función importante en la adaptación de las plantas al ambiente, sobre todo al final de la ciclo del cultivo. La sensibilidad permite un llenado de grano acelerado cuando el fotoperiodo se acorta. Sin embargo, dicha sensibilidad limita la adaptación de la quinoa a latitudes mayores. Por lo tanto, la adaptación de la quinoa de origen chileno a mayores latitudes ha sido una selección por carencia o menor sensibilidad al fotoperiodo en el llenado de grano, (Bertero, 2001 citado por Gonzales y De la Torre, 2009).

Conocer la variación de la sensibilidad al fotoperiodo y su base genética, permite obtener genotipos que pueden desarrollar en latitudes altas con poca o ninguna sensibilidad, o sembrar cultivares en los lugares tradicionales de los Andes con mayor sensibilidad (Jacobsen, 1998 y Jacobsen y Risi, 1998).

En el proceso de la introducción de las variedades de quinoa a nuevas áreas, es importante considerar la zona de origen de las variedades, es decir la latitud y la altitud de donde proceden. Por ejemplo, las variedades ecuatorianas necesitan por lo menos 15 días con 10 horas de luz cada día para llegar a antesis. Se recomienda, en general, evitar épocas con alta temperatura y días largos por que afectan el proceso de formación de los granos y por consiguiente el rendimiento (FAO, 2016).

En la latitud sur 15°, alrededor de la cual se tiene las zonas de mayor producción de quinoa, el promedio de horas de luz diaria es de 12.19 con un acumulado de 146.3 horas al año (Risi *et al.*, 1989 citado por Alvarez, 2009).

La quinoa parece ser cuantitativa de día corto, donde la duración del período vegetativo no solo depende de la duración del día y de la latitud de origen, sino también de la altitud de origen (Risi y Galwey, 1984 citados por Jacobsen y Jacobsen y Risi, 1998). En consecuencia, los experimentos que incluyeron un gran número de genotipos demostraron que los genotipos de diferentes orígenes variaron en la duración de todas las fases de crecimiento (Risi, 1986; Jacobsen, 1997; Bertero *et al.*, 1999 citados por Jacobsen (1998) y Jacobsen y Risi, 1998) y todos los cultivares de quinoa evaluados se comportaron como plantas cuantitativas de día corto para el tiempo de antesis (Bertero *et al.*, 1999 citado por Jacobsen (1998) y Jacobsen y Risi, 1998).

Los cultivares de quinoa poseen una fase juvenil insensible al fotoperiodo, su duración está relacionada negativamente con la latitud de origen. La sensibilidad a la temperatura aumenta para el tiempo a la floración mientras que la sensibilidad al fotoperiodo disminuye a medida que aumenta la latitud de origen (Bertero, 2003). La sensibilidad fotoperiódica para el llenado de grano cumple una función importante en la adaptación de las plantas al ambiente, sobre todo al final de la ciclo del cultivo. La sensibilidad permite un llenado de grano acelerado cuando el fotoperiodo se acorta. Sin embargo, dicha sensibilidad limita la adaptación de la quinoa a latitudes mayores. Por lo tanto, la adaptación de la quinoa de origen chileno a mayores latitudes ha sido una selección por carencia o menor sensibilidad al fotoperiodo en el llenado de grano, (Bertero, 2001 citado por Gonzales y De la Torre, 2009). Conocer la variación de la sensibilidad al fotoperiodo y su base genética, permite obtener genotipos que pueden desarrollar en latitudes altas con poca o ninguna sensibilidad, o sembrar cultivares en los lugares tradicionales de los Andes con mayor sensibilidad (Jacobsen, 1998 y Jacobsen y Risi, 1998).

2.7.9 Requerimientos hídricos

La quinoa prospera con diferentes niveles de precipitación, ésta depende de la zona agroecológica y del genotipo al que pertenece la planta. Se considera que el rango de precipitación óptima es de 500 a 800 mm. El periodo de precipitación en la Región

Andina va desde septiembre – octubre a mayo – junio. La precipitación anual total varía del siguiente modo: de 600 a 800 mm en los Andes Ecuatorianos, de 400 a 500 mm en los Andes Peruanos, de 500 a 800 mm en el altiplano alrededor del Lago Titicaca, de 200 a 300 mm en el Altiplano sur de Bolivia y de 800 a 1000 mm en la Zona Central de Chile (FAO, 2016).

Conforme se desplaza hacia el sur del Altiplano boliviano y el norte chileno, la precipitación va disminuyendo hasta niveles de 50 a 100 mm, condiciones bajo las cuales también se produce quinoa y el Altiplano Sur de Bolivia es considerado la principal área geográfica donde se produce el cultivo y se cubre gran parte de la demanda internacional del producto (PROINAP, 2011).

La quinoa es una planta eficiente en el uso del agua puesto que posee mecanismos morfológicos, anatómicos, fenológicos y bioquímicos que le permiten tolerar los déficit de humedad (Mujica *et al.*, 2001). No obstante aunque muestra alta resistencia a períodos de sequía, requiere suficiente humedad en la fase inicial del cultivo (Tapia *et al.*, 2000).

Los periodos críticos en los que la falta de humedad afecta son: germinación y emergencia, que determinan el establecimiento del cultivo; la formación del botón floral, la floración y el llenado inicial del grano que afecta la productividad (Mujica *et al.*, 1998 citados por Aguilar y Jacobsen, 2003).

El cultivo también es susceptible al exceso de precipitación y drenaje insuficiente. En el Altiplano se siembran en camas altas para facilitar el drenaje y aireación de las raíces, así como para evitar la inundación (Aguilar y Jacobsen, 2003). En base a estudios realizados en Argentina, se encontró que un estrés hídrico moderado incrementa la producción de biomasa y crecimiento (Gonzales *et al.*, 1974, citados por Tapia *et al.*, 2000). En caso de utilizar riegos, estos deben ser periódicos y ligeros. Los sistemas de riego pueden ser por gravedad, por aspersión o por goteo especialmente en las fases críticas mencionadas anteriormente.

Dependiendo del tipo de suelo y la humedad almacenada, se considera adecuada una precipitación en el rango de 60 a 100 mm para un buen establecimiento del campo

(FAO, 2016). Durante la maduración y cosecha el cultivo requiere de condiciones de sequedad (Mujica, 1993 citado por Quillatupa, 2009).

2.8 Rendimiento

En Turquía (latitud 36°59'N, una longitud de 35°18' altitud de 50 msnm) Yazar *et al.* (2014) evaluaron diversos niveles de niveles de salinidad en el cultivo de quinoa y obtuvieron 1,690 a 2,120 kg ha⁻¹.

En Mali, se aprovechó la similitud de las condiciones agroclimáticas estresantes con el centro-norte de Chile para el cultivo de quinoa, se probaron siembras en temporada de lluvia (junio a octubre) y en temporada seca (noviembre a marzo) y donde se reportan rendimientos que fluctúan entre 0.5 y 2.5 t ha⁻¹ (las variedades del sur de Chile resultaron de buenos rendimientos) (Coulibaly *et al.*, 2014).

Bajo condiciones climáticas del sur de Italia, se evaluó el efecto de las diferentes fechas de siembra (5 de abril y 4 de mayo) y en abril se obtuvo rendimiento más alto (3.3 t ha⁻¹) que la siembra de Mayo (1.5 t ha⁻¹) (Pulvento *et al.*, 2010).

En Dinamarca se reportaron rendimientos 2 t ha⁻¹ (Jacobsen *et al.*, 2010). En Grecia informaron rendimientos de 1,990 kg ha⁻¹ y 2,230 kg ha⁻¹ en las variedades “Faro” y “407” respectivamente (Iliadis *et al.*, 1999). En Pakistán (33°43'00"N 73°04'00"E) se reportó grano de hasta 2,700 kg ha⁻¹ En Kenia (Longitud: E 38°0'0" Latitud: N 1°0'0") obtuvo 4 t ha⁻¹ (Jacobsen, 2003).

En varios sitios de Marruecos también se ha investigado el cultivo de quinoa. Filali, (2011), trabajó con niveles de humedad en Bouchane - Marruecos y obtuvo un rendimiento de 0.93 t ha⁻¹ en seco y 1.52 ha⁻¹ de grano bajo riego. En Rabat-marruecos se obtuvo 2.34 t ha⁻¹, (Azouz, 2009). En Khénifra-Marruecos se obtuvo 1.4 t ha⁻¹ donde diciembre parece ser un momento adecuado para la siembra a gran escala y la alta productividad de la quinoa, especialmente en el faldeo del Atlas Medio (Benlhabib *et al.*, 2004).

Grecia (Longitud 22°, 25'; Latitud 39°, 36'; Altitud 73 m.s.n.m.) se evaluaron de 25 variedades de quinoa para rendimiento y se obtuvo un rendimiento de 302 - 1496 kg

ha⁻¹, también se evaluaron fechas de siembra, en el período de siembras tempranas se obtuvo 1990 kg ha⁻¹ a 2230 kg ha⁻¹ respectivamente, mientras que siembras más tardías (en mayo) fueron inadecuadas ya que presentaron rendimientos 0 kg ha⁻¹, y 90 kg ha⁻¹ (Iliadis y Karyotis 2000).

América, fuera del centro de origen de la quinoa también se ha interesado en este pseudocereal. En Estados Unidos se reportan rendimientos de 1,000 kg ha⁻¹ (Jacobsen, 2003). En las praderas de Ontario se obtuvieron 830 kg ha⁻¹ (Laguna, 2003), mientras que en Brasil se obtuvieron rendimientos superiores a los del lugar de origen (Bertero, 2001).

2.9 Fertilización

La respuesta de la planta de quinoa al nitrógeno fue identificada como un paso clave en el manejo del cultivo ya que la relación entre el rendimiento y la necesidad de nitrógeno es lineal hasta una disponibilidad de nitrógeno de entre 170 y 230 kg de nitrógeno por hectárea. El componente de rendimiento afectado por una deficiencia de nitrógeno es principalmente la cantidad de semilla por panoja; el peso y tamaño de la semilla se ven menos afectados por la necesidad de nitrógeno (Guillaume *et al.*, 2014).

La fertilización nitrogenada afecta la altura de planta de quinoa (Pospisil *et al.*, 2006). Además con aumento de la tasa de nitrógeno el rendimiento de grano se incrementa (El-Behri *et al.*, 1993).

Los aportes de nitrógeno deben escalonarse para optimizar la absorción de N y minimizar el impacto ambiental (lixiviación de N), de hecho, ensayos de invernadero han demostrado que la absorción de nitrógeno aumenta altamente desde la etapa de panoja. Un consejo técnico para los productores es administrar la primera entrada de N en la etapa de 3-4 hojas (30 a 40 kg por hectárea) y una segunda entrada en la etapa de 8-10 hojas (Guillaume *et al.*, 2014).

La aplicación foliar de urea ha demostrado ser una técnica eficaz de fertilización nitrogenada y se distribuye rápidamente a partir de las hojas a otras partes de la planta

(Ahmed *et al.*, 2011). Estos investigadores añadieron que los aerosoles de urea pueden ayudar a disminuir las pérdidas debidas a la desnitrificación, lixiviación e inmovilización, a menudo asociadas a la fertilización con N al suelo, especialmente cuando la capacidad de absorción radicular es deteriorada por la baja humedad del suelo o la condición del suelo salino, y concluyeron que el nitrógeno aplicado como atomizadores aumentó la síntesis de clorofila en las hojas.

El aumento de la concentración de N con el aumento de la tasa de fertilizante de nitrógeno en el grano tejido se asocian con aumentos de proteínas (Abou and A.S. Kame, 2011).

2.10 Paquete tecnológico de la quinoa

A continuación se presenta el manejo del cultivo de quinoa indicado por la FAO y Universidad Nacional Agraria La Molina (2016):

2.10.1 Desterronado

La labor de aradura deja terrones muy grandes en el campo, los cuales deben ser desmenuzados. Esta labor se realiza con una rastra de discos. Se recomienda pasar dos veces, en sentidos diferentes. Los terrones deben quedar muy pequeños considerando el tamaño de los granos de quinoa.

2.10.2 Nivelado

La siguiente labor recomendada es micro nivelación del terreno, la cual puede ser hecha con un riel o un tablón atado detrás de la rastra.

2.10.3 Surcado

Surcar el terreno considerando una pendiente favorable para la distribución del agua sin erosionar el suelo. La distancia entre surcos es determinada de acuerdo a la maquinaria agrícola o al equipo de tracción animal a usar y puede variar de 40 a 80 cm y con una profundidad de 15 – 20 cm.

2.10.4 Siembra

La siembra debe ser realizada inmediatamente de concluida la preparación del suelo. La semilla debe ser sembrada cuidadosamente para lograr una buena germinación y establecimiento del cultivo. La quinoa puede ser sembrada directamente o por trasplante.

2.10.4.1 Siembra directa

2.10.4.1.1 Siembra manual

Ubicación de la semilla:

En todo tipo de siembra manual, las semillas se colocan en un chorro continuo, manualmente con un dosificador, que se puede elaborar caseramente o con una máquina pequeña para sembrar hortalizas.

Con Riego:

Riego por goteo, la semilla debe ser colocada a unos 5-10 cm de la cinta de goteo. Puede colocarse en doble hilera.

Riego por gravedad, la semilla debe ser colocada en el costillar del surco a unos 10 cm del fondo.

Con lluvia: Colocar la semilla al fondo del surco, en zonas con baja precipitación y en el lomo del surco, en zonas con alta precipitación.

2.10.4.1.2 Siembra mecanizada

La quinoa puede ser sembrada con una máquina sembradora de cereales de grano pequeño o con una de pastos. Es importante regular la sembradora cada vez que se realice la siembra porque el tamaño de los granos de quinoa depende de la variedad y del lugar de producción. Igualmente revisar la profundidad del tapado y distanciamiento de los dispositivos que abren y tapan el surco o línea de siembra.

Densidad de siembra o cantidad de semilla/ha

La cantidad de semilla a emplear depende de los siguientes factores:

Tamaño de la semilla: aplicar una mayor cantidad de semillas cuando estas son grandes y una menor cuando son pequeñas. El peso de mil granos de quinoa varía de 1.5 a 3 g.

Zonas de siembra: se recomienda 10 – 12 kg ha⁻¹ de semilla en la costa o en zonas de terrenos planos y suelo con buena disponibilidad de humedad.

En zonas de altiplano o valles interandinos, en condiciones de secano, se recomienda poner más semilla de 15 – 20 kg ha⁻¹, especialmente en campos con suelos pedregosos, pendientes pronunciadas y superficiales y debido a que se secan muy rápidamente por la alta radiación solar característica de estas zonas.

Siembra manual o mecanizada. o siembra manual: 10 a 12 kg ha⁻¹ o sembradora de hortaliza: 4 a 5 kg há⁻¹ o sembradora de cereales: 12 a 15 kg ha⁻¹

Durante el establecimiento del cultivo, entre el 40 y 50 % de la semilla se perderá por una serie de factores: La poca profundidad de siembra, las semillas de quinoa quedan cubiertas con una capa de suelo de 1 a 2 cm, en zonas de secano con poca lluvia, una alta radiación solar origina un rápido secado del suelo superficial y la momificación de la semilla en pleno proceso de germinación. En zonas de riego, el exceso de humedad favorece el desarrollo de enfermedades de plántulas.

La población definitiva del campo se define después de la labor de desahíje o raleo. Como mínimo se recomienda tener unas 50 plantas por metro lineal.

2.10.4.1.3 Profundidad de siembra

La profundidad de siembra adecuada es aquella que coloca la semilla donde puede absorber agua para la germinación y no desecarse posteriormente. Debido al tamaño de la semilla la profundidad no debe sobrepasar los 2 cm. Se tapan con una capa muy fina de tierra empleando implementos simples que faciliten un ligero desplazamiento de suelo del área cercana a la semilla

2.10.4.1.4 Trasplante

Se recomienda en lugares donde se dispone de agua de riego. Se prepara el almácigo en un lugar apropiado (camas almacigueras o bandejas), siguiendo los pasos recomendados para hortalizas de semillas pequeñas.

Una vez que las plántulas alcanzaron a formar cuatro a seis hojas verdaderas iniciar el trasplante. Se recomienda sumergir las plántulas en una solución de agua con lejía al 1 % para protegerlas de hongos. Colocar las plántulas en el campo definitivo separadas 5 cm entre ellas, el suelo debe estar húmedo mientras las plántulas se establecen. Las plántulas trasplantadas requieren una mayor atención hasta su establecimiento, el cual es muy rápido. La cantidad de semilla usada es de 1 kg ha⁻¹. La ventaja del trasplante es que existe un menor problema con malezas.

2.10.5 Periodo de siembra

Los periodos de siembra deben ser establecidos considerando:

- La variedad (periodo vegetativo), las tardías deben sembrarse al inicio del ciclo y si existieran retrasos en la siembra sembrar una variedad precoz.
- Ubicación de los campos: condiciones de costa, valles interandinos y altiplano.
- Disponibilidad de agua o inicio y duración del periodo de lluvia.

Los periodos de siembra recomendados para años normales en las zonas de cultivo de Perú son:

- Costa (0 – 500 m.s.n.m.): de junio a agosto.
- Yunga marítima (500 – 2500 m.s.n.m.): de mayo a julio.
- Sierra Media (Valles Interandinos de 2500 a 3500 m.s.n.m.): noviembre diciembre.
- Sierra Alta (Valles Interandinos de 3500 a 3800 m.s.n.m.), de octubre a noviembre.
- Altiplano (3800 – 4000 m.s.n.m.): de septiembre a octubre.

En zonas nuevas, la siembra debe realizarse en épocas con temperatura inicial de 15 a 18 °C que son óptimas para el crecimiento y desarrollo del cultivo y que deben ir incrementándose entre 20 a 25 °C durante la floración, formación, crecimiento y llenado de los frutos. La maduración de cosecha con días de sol para favorecer un buen secado y evitar el manchado de granos.

2.10.6 Fertilizaciones

Suelos y disponibilidad de nutrientes

La fertilización es muy importante en el cultivo de la quinoa debido a su alta demanda, de nutrientes. En el campo elegido para el cultivo se debe tomar una muestra de suelo, siguiendo el protocolo establecido, para determinar el nivel de nutrientes disponibles. Dependiendo de los suelos, algunos nutrientes requeridos por la quinoa pueden estar disponibles en abundancia y otros en poca cantidad en el suelo; este conocimiento permitirá proporcionar la nutrición adecuada para lograr altos rendimientos y calidad. La quinoa responde muy bien a la alta fertilización, alcanzando rendimientos de 6 a 7 t ha⁻¹. En condiciones de sierra, gran cantidad de suelos presentan baja fertilidad debido al tipo de suelo, al ambiente y a la continua siembra y cosecha por varios años sin devolver los minerales sustraídos campaña tras campaña; lo que se refleja en rendimiento bajo, alrededor de los 1 t ha⁻¹, lo que influye muy fuertemente en la disponibilidad de nutrientes en el suelo es el pH. La quinoa prospera muy bien en un rango de pH de 5.5 a 7.8. Fuera de estos rangos la disponibilidad de nutrientes puede verse fuertemente afectada, originando una reducción en el crecimiento y desarrollo del cultivo. Si existen problemas de acidez, o suelos con pH menor a 5.5, se puede aplicar cal para lentamente incrementar el pH. La cal (CaO) se puede aplicar unos meses antes de la siembra para dar tiempo a la cal a moverse en el perfil del suelo y cambiar el pH en la zona radicular. En los suelos ácidos la cal debe ser aplicada cada dos o tres campañas dependiendo del cambio del pH después de la aplicación y deben ser incorporados al suelo. Si el pH del suelo está por encima de 7, los suelos son alcalinos. Suelos ligeramente alcalinos pueden tener un bajo contenido de manganeso (Mn), hierro (Fe), zinc (Zn) y boro (B).

Absorción y remoción de nutrientes

La quinoa para un buen crecimiento requiere muchos nutrientes, sobre todo macro elementos como el oxígeno, carbono, hidrógeno, nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, magnesio y azufre. También necesita pequeñas cantidades de micro elementos como hierro, boro, zinc, cobre, sodio, molibdeno, cloro, cobalto y sílice.

Nitrógeno: El nitrógeno es un elemento importante para la quinoa, y es uno de los que a menudo limita los rendimientos. El nitrógeno incrementa el crecimiento vegetativo y la capacidad fotosintética de la planta; es decir, determina el número de hojas, el número de semilla por inflorescencia y por lo tanto determina el potencial de rendimiento. Una importante cantidad del nitrógeno absorbido por la planta llega a los granos a la madurez y contribuye a la cantidad de proteína, calcio, magnesio y azufre. También necesita pequeñas cantidades de microelementos como hierro, boro, zinc, cobre, sodio, molibdeno, cloro, cobalto y sílice. El oxígeno, carbono e hidrógeno proviene del aire, los restantes 16 elementos deben ser manejados por aplicaciones al suelo directamente o a la planta; dependiendo del tipo y fertilidad del suelo y el uso del fertilizante por el cultivo.

El suelo contiene nitrógeno en diversas formas. En el suelo sucede una serie de reacciones químicas para cambiar estas diversas formas al tipo de nitrógeno que es tomada por las plantas y es la forma Nitrato (NO_3). El síntoma más común para reconocer la deficiencia de nitrógeno es el color verde pálido o amarillo de las hojas. Adicionalmente la inflorescencia es pequeña y el contenido de proteína del grano disminuye y algunos granos no alcanzan su tamaño normal.

Fósforo: La respuesta de la quinoa al fósforo, depende de la disponibilidad de fósforo soluble y el grado de fijación del fósforo adicionado al suelo. Cantidades significativas de fósforo pueden estar disponibles si los niveles de materia orgánica y el grado de mineralización son favorables. El fósforo mineralizado de materia orgánica es más benéfico que el fósforo inorgánico aplicado debido a que el fósforo orgánico está disponible mucho más tiempo en la solución del suelo para la absorción por la planta. Una forma de incrementar la disponibilidad de fósforo orgánico es sembrar quinoa después de cultivos de abono verde. Otra forma es mediante el

empleo de micorrizas de la raíz, aisladas de la quinoa, que tienen una relación simbiótica con las raíces y pueden mejorar la absorción de nutrientes.

La deficiencia de fósforo en las plantas de quinoa se manifiesta en la reducción marcada de la altura de las plantas, hojas de color verde muy oscuro o con un tono rojizo en los ápices de las hojas jóvenes, retraso en la floración y maduración e inflorescencias pequeñas y retorcidas y granos muy pequeños o poco desarrollados.

Este macronutriente es absorbido por la planta casi en su totalidad en las primeras fases de desarrollo, principalmente para la formación de un buen sistema radicular. Por esta razón, el fósforo debe ser aplicado a la siembra y en el lugar donde está más rápidamente disponible para las raíces y el mejor lugar es en bandas cerca de la semilla.

Potasio: La quinoa absorbe potasio (K) en grandes cantidades y la mayor parte del potasio absorbido queda en el tallo y este puede ser reciclado por medio de incorporación de rastrojo. La deficiencia de potasio se manifiesta por un pobre crecimiento del sistema radicular, tallos débiles y hojas de la parte baja de la planta con bordes y ápices de color amarillo y secándose. La quinoa responde muy bien a una alta aplicación de potasio. Si el suelo es deficiente en potasio se debe aplicar a la siembra.

2.10.6.1 Dosis de fertilización

Las dosis de fertilización deben considerar el potencial de rendimiento de la variedad y la disponibilidad de nutrientes en el suelo. En el caso específico de la quinoa los rendimientos más altos; entre 6 a 7 t ha⁻¹, en condiciones de campo de agricultor han sido logrados con 300-120-300 kg ha⁻¹ de NPK en suelos franco arenosos y a 1200 m.s.n.m.; siendo los nutrientes administrados mediante el sistema de riego

2.10.7 Desahíje o raleo

Si la siembra fue directa y hecha con semilla de calidad, puede ser que algunos campos tengan una alta cantidad de plántulas, por lo que es necesario realizar un

desahíje o raleo que permitirá dar a las plántulas más espacio, nutrientes y aire para crecer.

La alta densidad resulta en plantas débiles y pequeñas, y con menor rendimiento por planta. Por otra parte, el uso de menos plantas por área da lugar a plantas ramificadas que prolongan el ciclo vegetativo y proveen más espacio para el crecimiento de la maleza y dificultan la cosecha. Se ha establecido que una buena densidad es aquella que tiene 50 plantas por metro lineal; es decir aproximadamente unas 500,000 plantas por hectárea.

Esta labor cultural se realiza junto al deshierbo, con plantas de quinoa de 15 a 20 cm y una humedad apropiada en el suelo. Se recomienda dejar plantas vigorosas de la variedad y eliminar plantas más débiles, enfermas o pequeñas, o fuera de tipo. Esto es muy importante especialmente en la conducción de semilleros certificados. Las plantas vigorosas pueden ser trasplantadas a zonas del campo con baja población.

2.10.8 Aporque

El aporque permite la fijación de las raíces y protege las plantas del tumbado, especialmente en las quinoas de mayor altura de planta. Esta labor se realiza inmediatamente después del deshierbo y el desahíje o raleo. También permite cubrir el abono nitrogenado complementario, aplicado entre franjas de plantas.

La humedad del suelo debe ser óptima para esta labor, la cual puede ser realizada en forma manual empleando herramientas de campo (lampas, palas y otros), yunta o una rastra con implemento apropiado jalado por el tractor, en forma similar a la que se aplica en el cultivo de maíz.

2.10.9 Riego

En la costa peruana el cultivo de quinoa se conduce bajo riego. El riego debe ser hecho de tal forma que proporcione a la quinoa la cantidad de agua requerida para su crecimiento y desarrollo óptimo. El agricultor que riega su predio conoce la pendiente, identifica los lugares más difíciles de regar, el sector donde el agua se empoza y otros. Con este conocimiento y con ayuda de un plano topográfico se puede

establecer el sistema de riego y drenaje. Es importante señalar que la quinoa se ve muy afectada en su crecimiento y desarrollo en zonas inundables del campo.

El cultivo de quinoa se realiza en la región andina con una precipitación entre 200 mm (Salares de Bolivia) a 1000 mm (Concepción- Chile). Bajo condiciones de riego en costa se ha observado que el cultivo requiere entre 5000 a 10000 m³ con riego de gravedad y de 3, 500 a 7, 500 m³ con riego por goteo.

La demanda de agua o cantidad aplicada varía por el clima (invierno, primavera, verano), el suelo (arenosos, francos, arcillosos, etc.), el cultivo-variedad (precoces o tardías), y el sistema de riego empleado.

Tecnificado por goteo y aspersión

Se emplean tres sistemas de riego en quinoa: riego de gravedad en surcos, riego tecnificado por goteo y aspersión.

En condiciones de costa se recomienda el riego un mes antes de la siembra para favorecer la emergencia de malezas del campo y eliminarlas durante el proceso de preparación del suelo.

- Riego de establecimiento del cultivo: antes de la preparación del suelo, para tener un suelo con humedad en el momento de la siembra, de ser necesario aplicar un riego después de la siembra para favorecer la germinación y establecimiento del cultivo.
- Riegos de mantenimiento: distanciados cada 10, 15 a 20 días, dependiendo del tipo de suelo y el clima de la zona. En general evitar el exceso de humedad.

2.10.10 Control de malezas

La maleza es un factor limitante muy importante en el cultivo de la quinoa debido a que pueden originar pérdidas significativas de rendimiento porque compiten por factores esenciales para el crecimiento y desarrollo del cultivo como es el agua, los nutrientes y la luz. Las malezas, adicionalmente, pueden ser fuente de enfermedades y

plagas, y dificultar la cosecha; y la semilla de algunos parientes silvestres puede reducir la calidad y precio de la cosecha de grano o semilla.

La semilla de quinoa, una vez sembrada, germina y emerge en el suelo teniendo la apariencia de palitos de fósforo, muy pequeños y débiles. En este estado se desarrolla la competencia con la semilla de maleza que también comienza a germinar con mucho más vigor. El primer nivel de competencia es por agua y nutrientes. Si la densidad de maleza es alta, estos elementos serán empleados en gran proporción por la maleza y dará lugar a pérdidas importantes por una mayor inversión en fertilizantes inorgánicos u orgánicos. Posteriormente se inicia la competencia por agua y si este elemento es escaso, especialmente en el cultivo bajo condiciones de secano, se producirá la segunda causa de reducción del rendimiento. En etapas posteriores la competencia es por espacio y luz, ocasionando una reducción adicional del rendimiento.

Existe un periodo crítico de competencia entre la maleza y la quinoa, el que ocurre mayormente en la fase de desarrollo vegetativo y ramificación.

La maleza que infesta los campos de quinoa se clasifican en maleza de hoja ancha o dicotiledóneas y maleza de hojas angostas o gramíneas.

Se deben combinar varias estrategias. Se inicia con el manejo del suelo, el uso de semilla certificada, y una combinación de prácticas manuales y mecánicas.

La población de malezas del cultivo debe ser eliminada del siguiente modo:

- Manualmente: extraer las malezas entre las plantas de quinoa y entre los surcos. Esta labor se puede realizar junto al raleo o desahíje.
- Mecánicamente: las malezas entre los surcos o franjas de plantas se pueden eliminar, empleando una cultivadora o con un implemento de tracción animal de puntas, en forma muy similar al trabajo realizado en un campo de maíz. Esta labor además de enterrar la maleza permitirá aflojar el suelo para facilitar la labor de aporque.
- Control químico: Un herbicida empleado en quinoa, en algunos casos de alta infestación previa a la siembra, es el glifosato que se puede aplicar de 20 a 30

días antes de la siembra. También se puede aplicar; durante el crecimiento del cultivo de quinoa, dirigida a la maleza entre los surcos, empleando protectores para las plantas de quinoa.

2.10.11 Manejo de enfermedades y plagas del cultivo de quinoa

2.10.11.1 Enfermedades de la quinoa

Principales o claves

- Mildiu (*Perenospora variabilis*)
- Podredumbre marrón del tallo (*Phoma exigua var. foveata*)

Secundarias

- Podredumbre radicular (*Rhizoctonia solani*)
- Manchas foliares (*Ascochyta hyalospora*)
- Ojo de gallo (*Cersospora sp*)
- Mancha ojival del tallo (*Phoma spp*)
- Moho verde (*Cladosporium sp*)
- Mancha bacteriana (*Pseudomonas spp*)

Mildiu (*Perenospora variabilis*): El mildiu es el patógeno más severo en la quinoa y la afecta tanto en costa, en el altiplano como en valles interandinos, también se informa sus daños en otros lugares fuera de la región andina. Los mayores daños de la enfermedad se presentan en las hojas, provocando la reducción del área fotosintética de la planta, y consecuentemente afecta negativamente en el desarrollo de la planta y rendimiento.

La enfermedad provoca el enanismo (infección sistémica) y la defoliación prematura, los cuales se traducen en la reducción del rendimiento entre el 10 y el 30 %. En ataques severos y en las fases fenológicas más críticas de la planta, la enfermedad puede provocar la pérdida total en caso de variedades susceptibles.

Se presenta como manchas pequeñas de forma irregular y que van creciendo a medida que la enfermedad desarrolla, su coloración puede ser clorótica o amarilla, rosada, rojiza u otro dependiendo del color de la planta y se observa un micelio de color gris en el envés de las hojas, siendo muy abundante en las variedades susceptibles.

Si bien, se la encuentra más en las hojas, se pueden observar síntomas en tallos, ramas, inflorescencia y granos.

Existen evidencias de la presencia de oósporos prendidos exteriormente en el epispermo de las semillas cosechadas en plantas enfermas; siendo una forma importante de dispersión de la enfermedad.

2.10.11.2 Plagas

2.10.11.2.1 Insectos secundarios

Existen también insectos de la quinoa que causan daños ocasionales al cultivo pero que pueden convertirse en plagas de importancia si sus enemigos naturales son eliminados por excesiva aplicación de insecticidas o factores ambientales favorables para su desarrollo. Son insectos muy diversos y muchos de ellos son considerados como plagas claves de otros cultivos.

El nivel de daño puede variar en función a la región donde se cultiva la quinoa y número de otros cultivos hospederos.

Entre ellos merecen destacarse los: Picadores – chupadores y raspadores:

Macrosiphum euphorbiae y *Mysus persicae* (pulgones, áfidos, piojos de las plantas).

Medidas de control: Antes de determinar las medidas de control se debe evaluar en el campo la “incidencia” y “severidad”. La incidencia, es el número de plantas con insectos, plaga sobre el total de plantas evaluadas (porcentaje). La severidad, es el número de insectos plaga por planta evaluada. Estos datos permitirán conocer los niveles de daño y determinar la necesidad de implementar medidas de control para detener severidad del insecto plaga. En caso de la quinoa se recomienda muestrear 10

plantas por hectárea y si el número promedio de larvas por planta es mayor a uno se recomienda aplicar algún método de control.

Sistema Convencional: Considerando el tipo de insecto y la naturaleza de su ciclo de vida y tipo de alimentación se pueden aplicar los siguientes tipos de control:

Control cultural

- Tener un cultivo de quinoa en condiciones óptimas de crecimiento y desarrollo, producto de la elección adecuada de campo (rotación), variedades adaptadas a la región o clima, semillas de calidad, época oportuna de siembra, nutrición óptima entre otros. Estas plantas tendrán capacidad de competir con las plagas.
- Sembrar temprano en el periodo de siembra óptimo para evitar poblaciones altas de insectos producto de la multiplicación durante varias generaciones que afectarán las siembras tardías del periodo de siembra.
- Evaluar el nivel de los insectos para determinar el grado de daño o pérdida económica.

Control biológico

Es muy importante propiciar el desarrollo de controladores biológicos para reducir las poblaciones de insectos dañinos.

Para *Copitarsia turbata* se consideran controladores a:

- Parasitoides de huevos: *Trichogramma sp.*
- Parasitoides de larvas: *Dolichostoma arequipeña*, *Euphorocera peruviana*, *Gonia sp.*, *Incarnya sp.*, *Patelloa similis*, *Peleteria robusta*, *Prosopochaeta setosa*, *Trichophoropsis sp.*, *Winthemia sp.*, *Apanteles sp.*, *Bracon sp.*, *Glyptapanteles sp.*, *Microplitis sp.*, *Thymebatis sp.*
- Predadores de huevos y larvas: *Chrysopa sp.*, *Rhinacloa sp.*, *Paratriphleps sp.*, *Babis sp.*, *Geocoris sp.*, *Harpalus sp.*, *Harpalus turmalinus*, *Metius sp.* y *Calosoma sp.*

Para *Eurysacca quinoae* se han identificado los siguientes controladores:

- Parasitoides: *Copidosoma gelechia*, *Dolichostoma sp.*, *Deleboea sp.*, *Mycroplitis sp.*, *Meteorus sp.*, *Phytomyptera sp.*, *Apanteles sp.* y *Earinus sp.*

Para pulgones: Coccinelidos: *Eriopis sp.*, *Eriopis connexa Germar* e *Hippodamia convergens*.

2.10.11.3 Manejo de pájaros

Los pájaros afectan el cultivo, principalmente en la fase de germinación – emergencia de plántulas y crecimiento del grano, desde la fase de grano acuoso a grano seco. En la fase de germinación–emergencia cortan los cotiledones, reduciendo en algunas ocasiones el número de plantas, requiriéndose de una resiembra con los problemas consecuentes. En la fase de crecimiento de los granos y la maduración, causan daños directos mediante el consumo de los granos, e indirectos por el hábito alimenticio y el tamaño, algunas especies rompen las panojas o tumban o acaman las plantas. Dependiendo del estado de desarrollo de la planta pueden interrumpir el llenado normal del grano, originando granos de bajo peso y si las plantas se tumban pueden originar contaminación de los granos por contacto con el suelo y roedores.

2.10.13 Cosecha

La cosecha debe programarse en forma oportuna. Los Indicadores para determinar el momento de cosecha son:

Humedad del grano: Cuando la planta de quinoa tiene los frutos o granos en estado pastoso con 45 % de humedad, aproximadamente, alcanza la madurez fisiológica. Después de ello la planta entra en un proceso de secado o pérdida de humedad pasando por el estado *rayable* con la uña, asociado a un 20 % de humedad, y grano “frágil bajo el diente” asociado con un 14 % de humedad y alcanza la madurez de cosecha. Un proceso muy similar al descrito en los granos de cereales.

- Precipitaciones en época de cosecha.

- Programa de rotación de cultivos.

2.10.13.1 Cosecha manual

Si se va a emplear este tipo de cosecha las plantas no deben estar sobre maduras para evitar pérdidas de grano en el proceso. Comprende las siguientes labores:

2.10.13.1.1 Siega

Con granos con una humedad de 20 % aproximadamente, cortar con una hoz las plantas de quinoa a unos 20-30 cm del suelo y en horas de la madrugada, cuando las plantas aún mantienen la humedad del rocío para evitar el desprendimiento de los granos que con el sol se resecan y caen. No se debe arrancar las plantas de raíz, porque puede arrastrarse piedrecilla y arenillas que después son difíciles de separar y disminuyen la calidad de los granos para la comercialización.

2.10.13.1.2 Secado

Con la finalidad de que los granos en las panojas y las plantas sequen, estas deben ser apiladas con las panojas hacia arriba, formando arcos o parvas hasta que los granos tengan la humedad adecuada para la trilla (12-15 %) o cuando el perigonio o envoltura floral se desprenda fácilmente. El secado se puede realizar sobre mantas de lona.

2.10.13.1.3 Trilla

Las plantas de las parvas deben ser colocadas en mantadas y se pueden frotar o golpear con garrotes o palos. Este proceso permite separar los granos del resto de la planta. Luego se procede a separar los granos de las envolturas florales; se puede emplear el viento o equipos manuales o mecánicos con tamices especiales para retener solo el grano de quinoa.

2.10.13.2 Cosecha semimecánica

Incluye el mismo proceso descrito: siega, secado y trilla. La diferencia es que la trilla se realiza con una trilladora estacionaria de cereales, colocando solo las panojas en la entrada de la trilladora. Esta debe ser regulada de tal modo de que los granos queden enteros y limpios es decir libres de envolturas florales.

2.10.13.3 Cosecha mecánica

Se realiza con una combinada autopropulsada de cereales. En el cultivo de quinoa para realizar este tipo de trilla, de preferencia, se debe tener plantas con una sola panoja, de porte mediano (1 a 1.20 cm de altura) y tallos delgados para reducir el esfuerzo de la máquina en triturar los tallos que generalmente son duros por el alto contenido de lignina. El grano debe tener una humedad de 12 a 14 % y debe realizarse entre las 11 am y 3 pm. Se debe regular adecuadamente el cilindro de trilla y los ventiladores para evitar pérdida de grano y obtener un material limpio.

2.10.14 Manejo post-cosecha

El manejo post cosecha se inicia desde el momento que el cultivo alcanzó la madurez fisiológica y dura hasta el momento en que el grano es recibido por el usuario. Durante este periodo debe ser conservado de tal modo que mantenga una calidad adecuada para su uso.

2.10.14.1 Humedad del grano

El grano para ser almacenado, debe tener una humedad adecuada. Al igual que los cereales se puede almacenar en un rango de humedad de 10 a 12 %. Si el grano llega al almacén con una mayor humedad a la señalada o se moja con lluvia durante el proceso de transporte hacia al almacén debe ser secado.

2.10.14.1 .1 Tipos de secado

Secado natural empleando los rayos solares y el viento. Sobre una manta o lona se deben colocar los granos de quinoa en una cama y remover los granos cada 30 minutos. La exposición de grano de quinoa por 6 a 8 horas es suficiente para bajar el contenido de humedad. Luego dejar enfriar el grano y guardarlo en los envases adecuados. Cuando la cosecha se va a destinar para semilla, el secado debe ser en un lugar aireado bajo sombra.

Secado artificial con secadores apropiados. La temperatura de los secadores se debe manejar en concordancia con la humedad del grano de quinoa. Si están muy húmedos la temperatura debe ser más baja que cuándo están más secos y debe estar alrededor de 30 a 35 °C.

2.10.14.2 Limpieza de los granos

Con el grano seco se debe proceder a la selección con clasificadoras de grano con cribas y mallas que permitan separa las impurezas (restos de planta, piedrecillas, semilla de maleza y granos arrugados o mal llenados y otros) y dejar el grano limpio.

2.10.14.3 Almacenamiento

Se debe guardar los granos seleccionados con una humedad de grano no mayor al 12 %. Estos deben ser colocados en sacos los cuales no deberán permanecer en contacto directo con el piso del almacén de igual manera deberán permanecer alejados a 80 cm de la pared y más de 150 cm del techo. El almacén debe ser un lugar fresco.

2.11 Metabolismo secundario

El metabolismo es conjunto de reacciones químicas que tienen lugar en un organismo (Figura 2.4). La mayor parte del carbono, nitrógeno y energía termina en metabolitos primarios, los cuales son necesarios para su funcionamiento, se trata de aminoácidos, nucleótidos, azúcares y lípidos, presentes en todas las plantas y desempeñando diversas funciones (Ávalos y Pérez, 2009.)

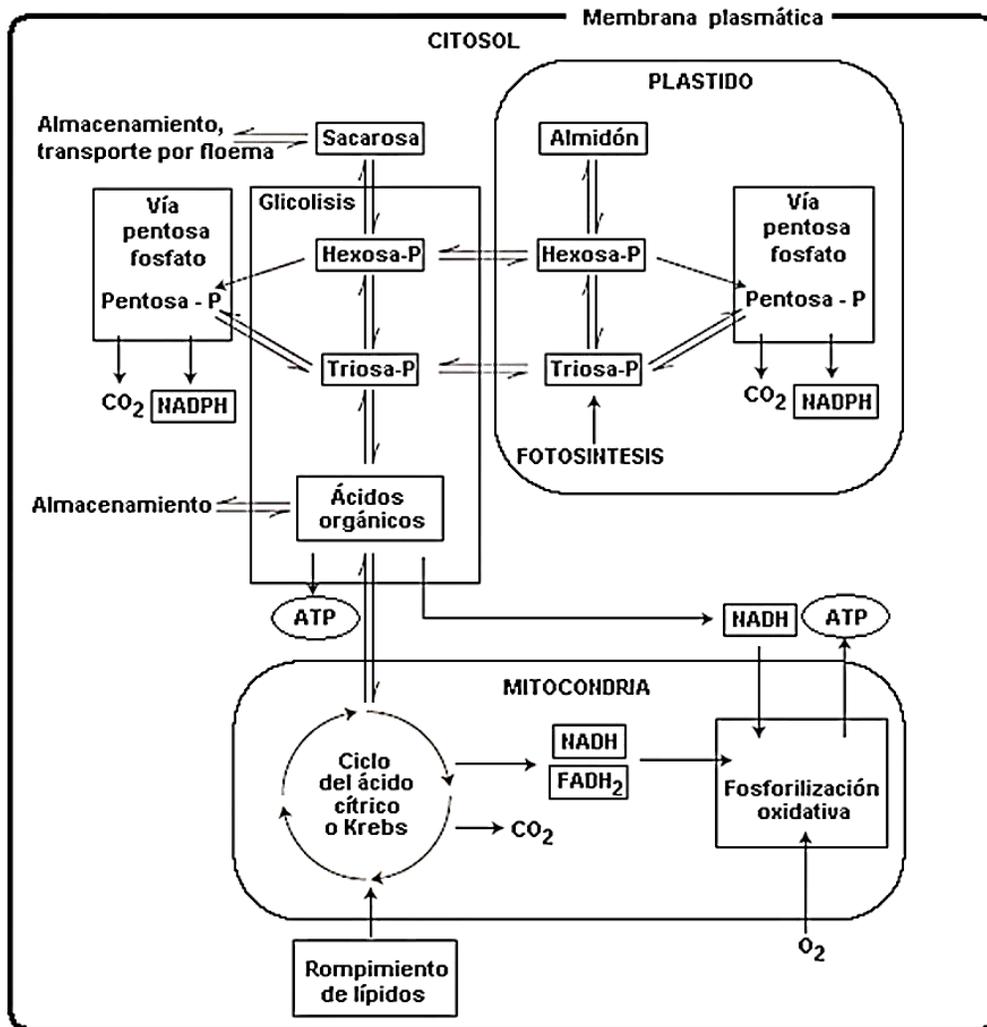


Figura 2.4. Rutas metabólicas más importantes en la célula vegetal.

Las plantas destinan una cantidad significativa del carbono asimilado y de energía a la síntesis de una amplia variedad de moléculas orgánicas que no parecen tener una función directa en procesos fotosintéticos, respiratorios, asimilación de nutrientes, transporte de solutos o síntesis de proteínas, carbohidratos o lípidos, y que se denominan metabolitos secundarios (Figura 2.5).

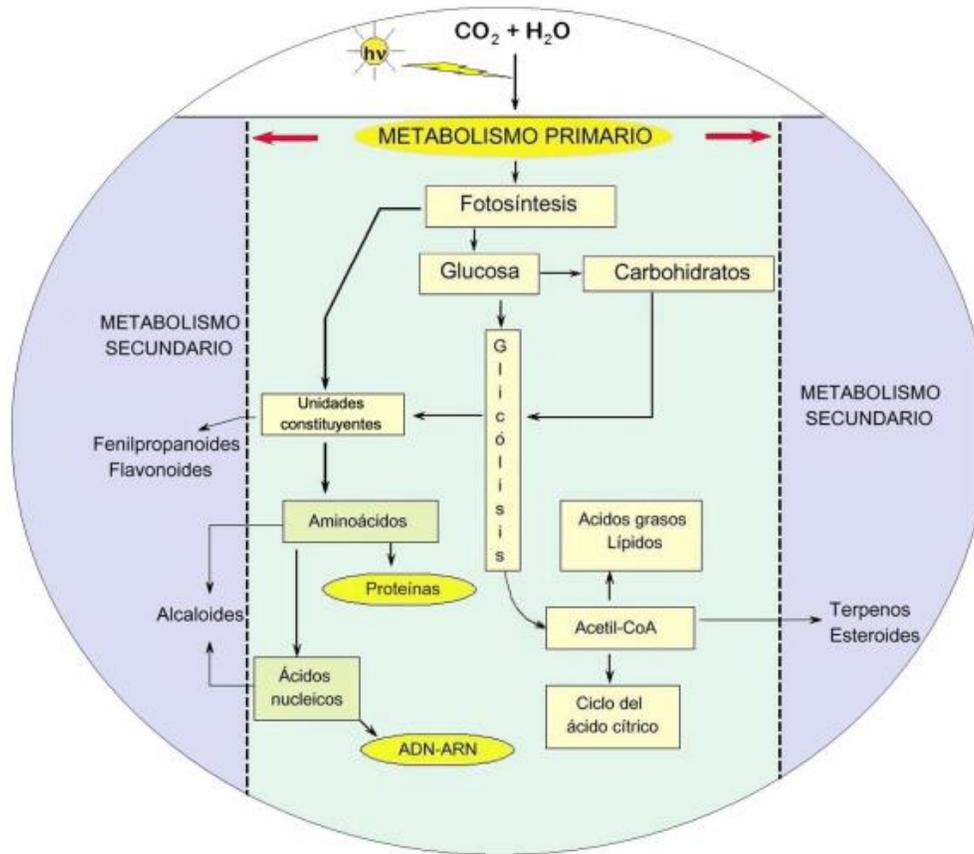


Figura 2.5. Elementos básicos del metabolismo primario en relación con el metabolismo secundario de las plantas (Taiz *et al.*, 2006).

Los metabolitos secundarios además de no presentar una función definida en los procesos mencionados, difieren también de los metabolitos primarios en que ciertos grupos presentan una distribución restringida en el reino vegetal, es decir, no todos los metabolitos secundarios se encuentran en todos los grupos de plantas. Se sintetizan en pequeñas cantidades y no de forma generalizada, estando a menudo su producción restringida a un determinado género de plantas, a una familia, o incluso a algunas especies (Ávalos y Pérez, 2009).

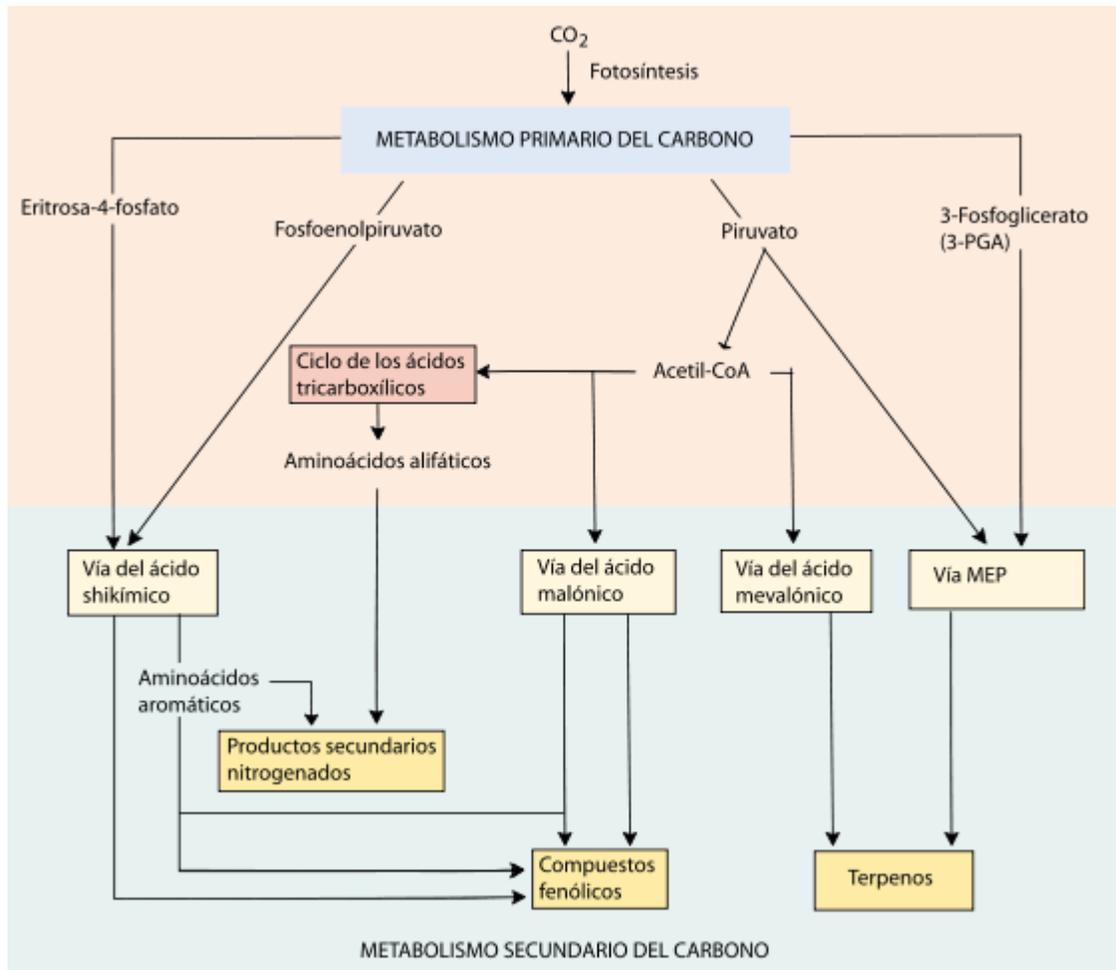


Figura 2.6. Clasificación de los metabolitos secundarios según sus orígenes biosintéticos (Taiz *et al.*, 2006).

Según sus orígenes biosintéticos los metabolitos secundarios de las plantas se clasifican en tres grupos terpenoides (Figura 2.6), compuestos fenólicos y compuestos nitrogenados (Croteau *et al.*, 2000),

2.11.1 Compuestos nitrogenados o alcaloides

Se conocen alrededor de 12 000 alcaloides, que contienen uno o más átomos de nitrógeno, son biosintetizados principalmente a partir de aminoácidos. Los alcaloides

presentan una gran diversidad de estructuras químicas. Ejemplos conocidos son la cocaína, la morfina, la atropina, la colchicina, la quinina, y la estricnina.

2.11.2 Terpenoides

Todos los terpenoides, tanto los que participan en el metabolismo primario como los más de 25 000 metabolitos secundarios, son derivados del compuesto IPP (Isopentenil difosfato o "5-carbono isopentenil difosfato") formados en la ruta del ácido mevalónico (Figura 2.7). Aparecen en muchos tipos de plantas y tienen una actividad biológica importante. Entre ellos se cuentan los aceites esenciales, restringidos a unas pocas especies. En esta categoría se encuentran los monoterpenos, diterpenos, triterpenos (Saponina), etc.

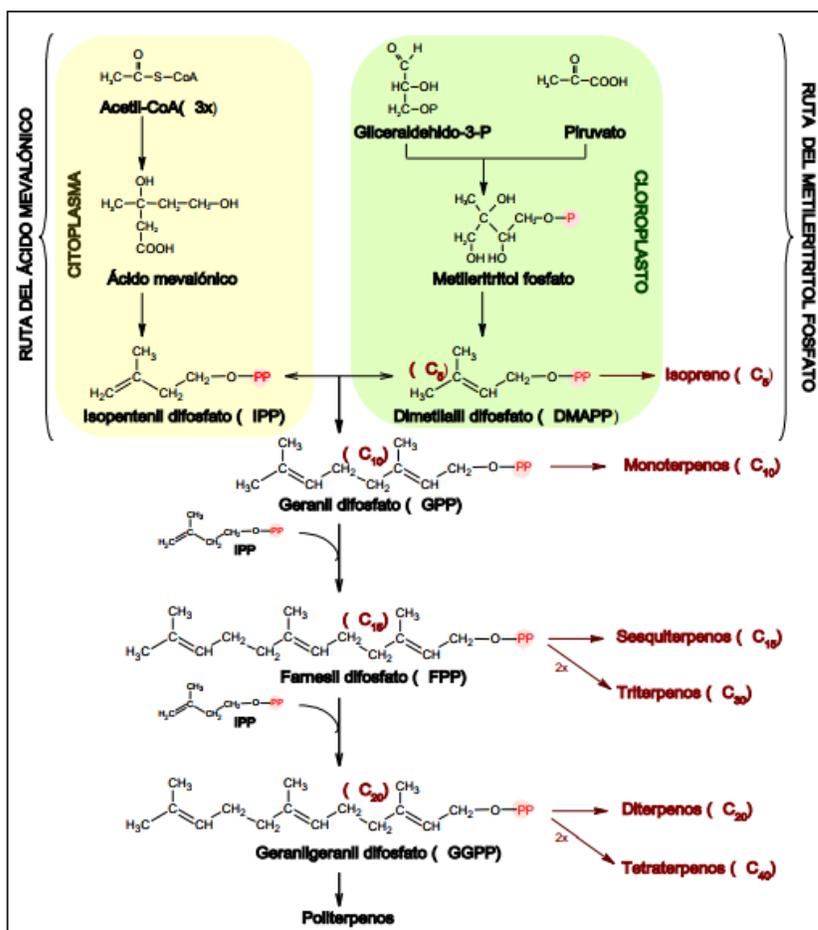


Figura 2.7 Síntesis de terpenos y su clasificación según las unidades de isopreno que contienen (Ávalos *et al.*, 2009).

El grupo de los terpenos, como antes se menciona, incluye hormonas (giberelinas y ácido abscísico), pigmentos carotenoides (carotenos y xantofilas), esteroides (ergosterol, sitosterol, colesterol), derivados de los esteroides (glicósidos cardiacos), latex y aceites esenciales (proporcionan el olor y el sabor característico de las plantas). Aunque las citoquininas y las clorofilas no son terpenos, contienen en su estructura una cadena lateral que es un terpeno (Ávalos y Pérez, 2009).

En los triterpenos se encuentran algunos esteroides en forma de glicósidos. Estos glicósidos esteroideos, con importantes funciones en medicina y en la industria (cardenólidos y saponinas) (Ávalos y Pérez, 2009.).

Los glicósidos son metabolitos vegetales de gran importancia. Su nombre hace referencia al enlace glicosídico que se forma cuando una molécula de azúcar se condensa con otra que contiene un grupo hidroxilo. Existen tres grupos de glicósidos de particular interés: saponinas, glicósidos cardiacos y glicósidos cianogénicos (Ávalos y Pérez, 2009).

Las saponinas (Figura 2.8) se encuentran como glicósidos esteroideos, glicósidos esteroideos alcaloides o bien glicósidos triterpenos. Son por tanto triterpenoides o esteroides que contienen una o más moléculas de azúcar en su estructura. Se pueden presentar como agliconas, es decir, sin el azúcar (el terpeno sin el azúcar), en cuyo caso se denominan sapogeninas. La adición de un grupo hidrofílico (azúcar) a un terpenoide hidrofóbico da lugar a las propiedades surfactantes o detergentes similares al jabón que presentan las saponinas (Ávalos & Pérez, 2009).

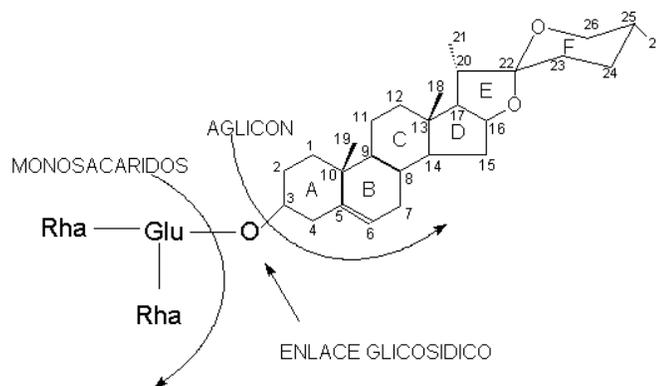


Figura 2.8. Estructura química de la saponina (Orestes J., Nogueiras C. 2008).

2.11.2.1 Localización de las saponinas y acción fisiológica en las plantas

Las saponinas son un detergente soluble en agua y se encuentra dentro de las plantas en 15 formas moleculares, aproximadamente.

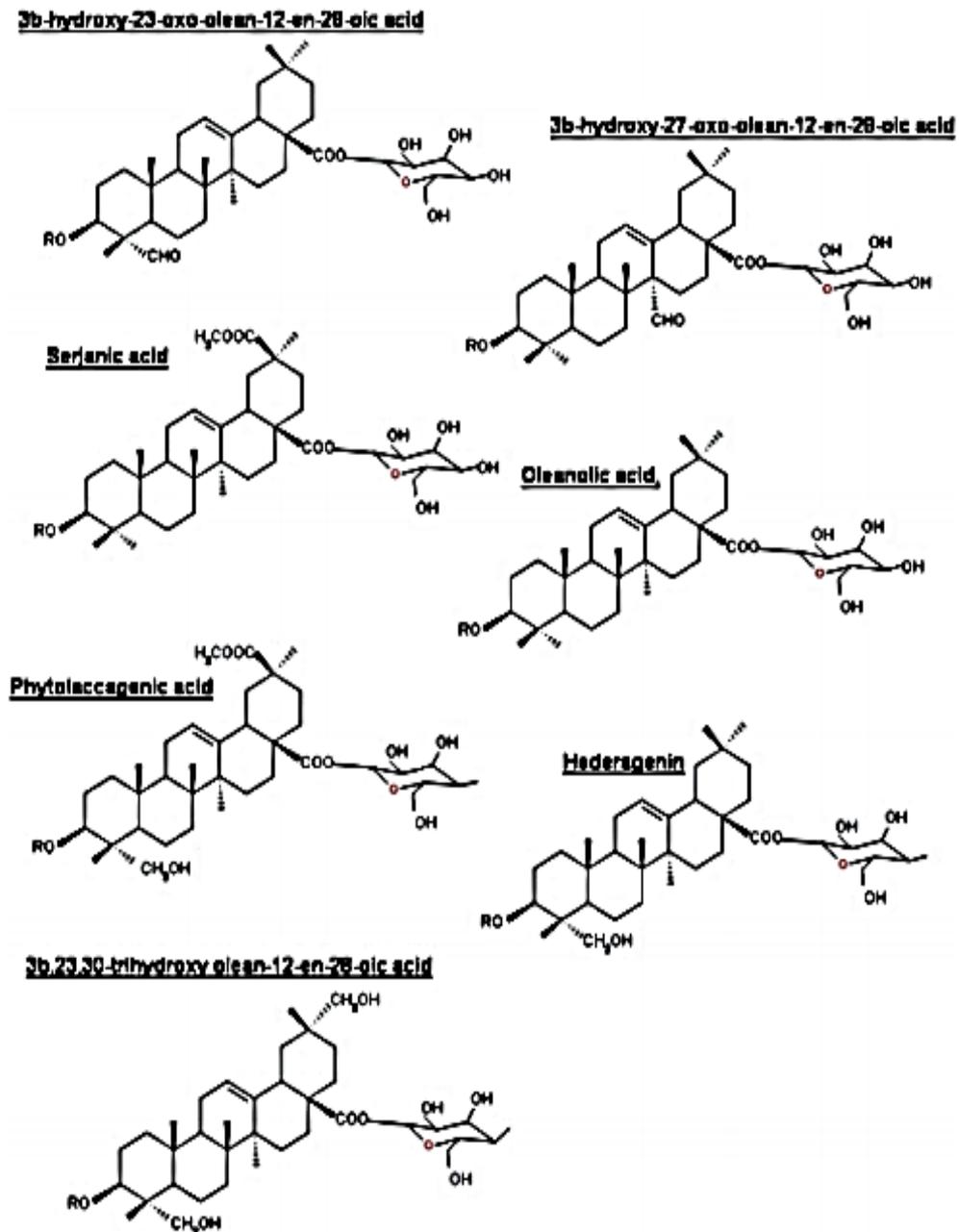


Figura 2.9. Estructuras de las saponinas (Kuljanbhagavad *et al.*, 2008).

La figura 2.9 resume las 7 agliconas identificadas hasta el momento en distintas partes de la quinoa (flores, frutos, cubierta de las semillas, y semillas) (Kuljanabhagavad *et al.*, 2008). Estas estructuras se han obtenido por medio de extensivas caracterizaciones de RMN y espectrometría de masas. La mayor parte de la variabilidad es generada por las cadenas laterales de sacáridos; las 7 agliconas dan luz a más de 20 saponinas, según se indica en la Cuadro 2.1.

Cuadro 2.1. Saponinas derivadas de las 7 agliconas encontradas en la quinoa

Compuesto	Cadena lateral de azúcar	Aglicona
1	β -D-Glc(1→3)- α -L-Ara	I
2		II
3		III
4		IV
5		V
6		VI
7		VII
8	α -L-Ara	III
9		V
10		VI
11	β -D-GlcA	III
12		IV
13		VI
14	β -D-Glc(1→2)- β -D-Glc(1→3)- α -L-Ara	III
15		IV
16		V
17	β -D-Xyl(1→3)- β -D-GlcA	IV
18	β -D-Glc(1→3)- β -D-Gal	V
19		VI
20	β -D-Glc(1→4)- β -D-Glc(1→4)- β -D-Glc	V

Fuente: Kuljanbhagavad *et al.*, 2008

Algunas saponinas aisladas que se encuentran en muchas plantas, pueden ser utilizadas como insecticidas naturales que son inofensivas para los mamíferos (Bavec y Bavec, 2006). Existen reportes acerca del uso de las saponinas contenidas en la quinoa contra algunas plagas agrícolas, particularmente, contra hongos, la fracción

total de saponina de quinoa inhibe ligeramente el crecimiento de *Candida albicans* y recientemente se ha informado que la actividad biológica de saponinas de quinoa se puede aumentar si se tratan con sustancias alcalinas (Tuisima y Fernández, 2014).

La saponina retirada de los granos representa una fuente de sustancias orgánicas naturales utilizadas en jabones, detergentes, shampoos, cosméticos, etc., por lo que estos componentes pueden evitar la contaminación del agua (Bavec y Bavec, 2006).

2.11.3 Compuestos fenólicos

Son metabolitos naturales secundarios que surgen biogénicamente de la vía del shikimato/fenilpropanoide, que proporciona directamente los fenilpropanoides, o la vía del acetato/malonato de poliquétido, que puede producir fenoles simples, o ambos, produciendo así monómeros y fenoles poliméricos y polifenoles, que cumplen una amplia gama de funciones fisiológicas en las plantas (Lattanzio, 2013). En esta categoría se incluyen: fenilpropanoides, cumarinas, flavonoides, lignina y taninos. Los más de 8000 compuestos fenólicos conocidos (Figura 2.10)

El metabolismo fenólico se activa en las plantas a nivel de transcripción como una respuesta a diferentes condiciones de estrés tanto biótico como abiótico (Faraa y Tahara, 1999).

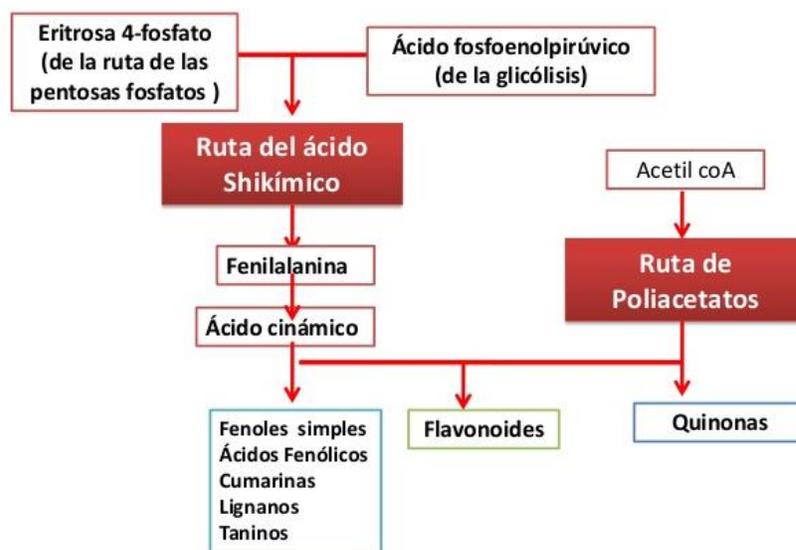


Figura 2.10. Rutas de síntesis de compuestos fenólicos (Soto, 2015).

Los compuestos fenólicos son los metabolitos más extensamente distribuidos en el reino plantae. Entre los compuestos fenólicos también se encuentran los flavonoides (Figura 7). Su esqueleto carbonado contiene 15 carbonos ordenados en dos anillos aromáticos unidos por un puente de tres carbonos. Se clasifican en función del grado de oxidación del puente de tres carbonos, siendo las principales antocianinas (pigmentos), flavonas, flavonoles e isoflavonas.

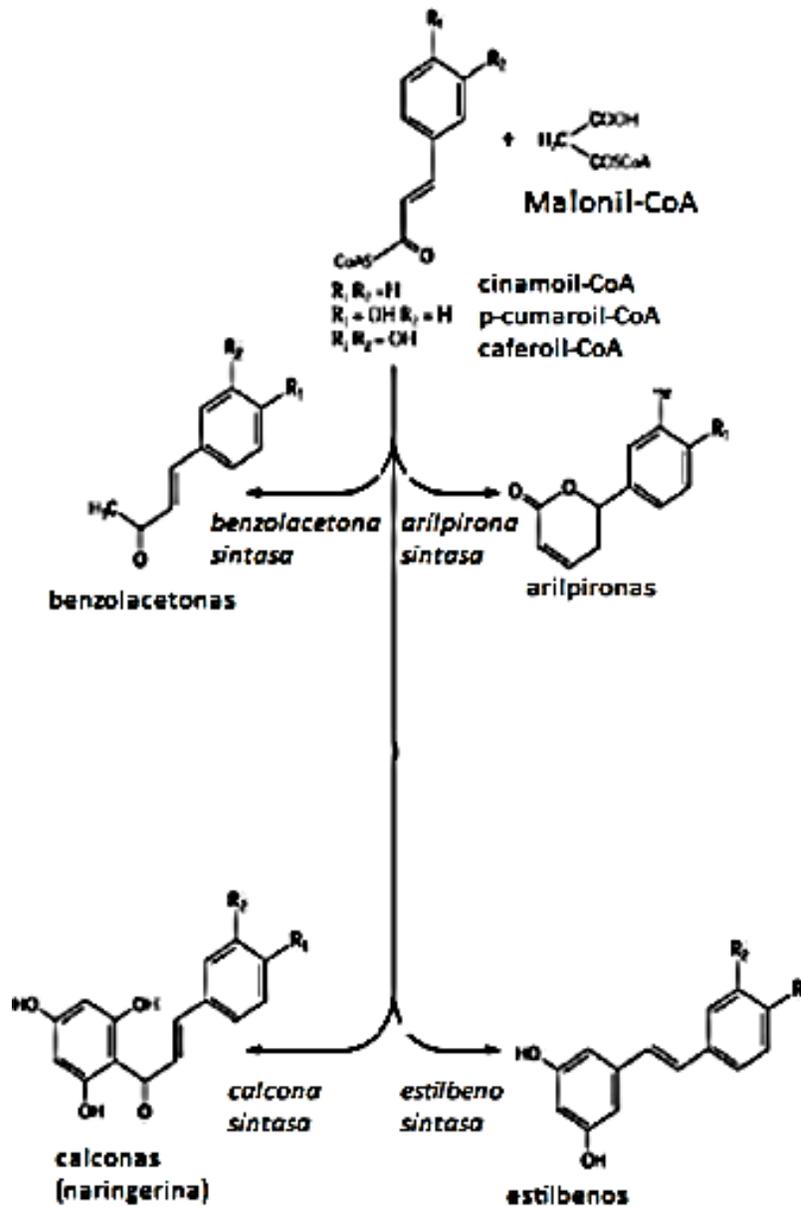


Figura 2.11. Síntesis de flavonoides (Ávalos *et al.*, 2009).

En la ruta de biosíntesis de flavonoides (Figura 2.11), la primera etapa consiste en la condensación de 3 moléculas de malonil-CoA con una molécula de p-cumaril-CoA. Esta reacción está catalizada por calcona sintasa y da lugar a naringerina calcona, precursor de los flavonoles y antocianinas. La misma condensación catalizada por la estilbeno sintasa conduce a la formación estilbenos implicados en mecanismos de defensa de plantas frente a patógenos.

Químicamente, son compuestos de bajo peso molecular que se encuentran en plantas vasculares. Estructuralmente (Figura 2.12), pueden ser considerados como fenilbenzo-pironas (fenilcromonas) compuesto de dos anillos bencénicos (anillos A y B) unidos mediante un anillo heterocíclico de pirano o pirona (anillo C). De acuerdo a los sustituyentes presentes en estas tres estructuras cíclicas, se subdividen en función de la presencia o ausencia de un doble enlace entre los carbonos 4 y 5 del anillo C, de la presencia o ausencia de un doble enlace entre los carbonos 2 y 3 del anillo C, y de la presencia de grupos hidroxilo en el anillo B. En función de sus sustituyentes químicos los flavonoides se clasifican en: flavanoles, antocianidinas, flavonas, flavanonas y chalconas (Middleton *et al.*, 2000).

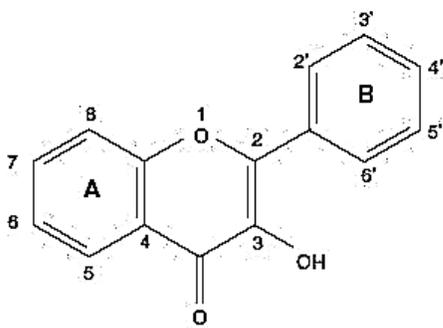


Figura 2.12. Estructura básica de flavonoides

2.11.3.1 Localización de los flavonoides y acción fisiológica en las plantas

Los flavonoides son importantes para el desarrollo normal de las plantas; estos se encuentran localizados en la membrana del tilacoide de los cloroplastos (Figura 2.13), son utilizados en la vía de expresión de dos enzimas multigénicas: la fenilalanina amonio liasa y la chalcona sintasa y constituyen un grupo de sustancias colorantes importantes en las plantas (Torrens *et al.*, 1997). En las plantas los flavonoides tienen la función de actuar como: defensa, señal química y efecto sobre enzimas.

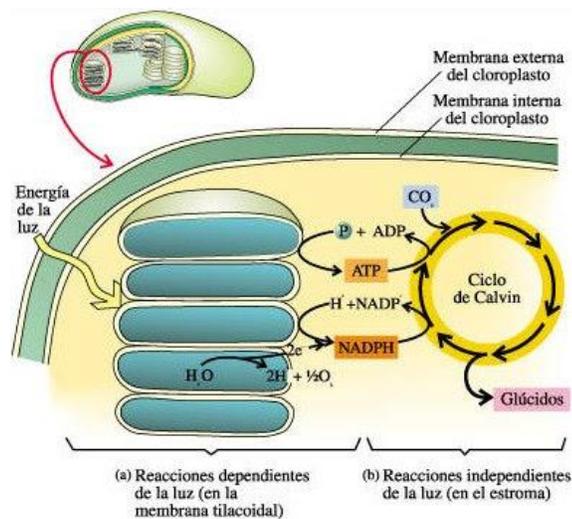


Figura 2.13. Ubicación y función de los tilacoides en el cloroplasto (Lehninger *et al.*, 2000).

Función de defensa

En la defensa de las plantas frente a agentes agresores externos, entre estos agentes se puede mencionar la radiación UV de los rayos solares, los microorganismos tanto bacterias, como hongos e insectos y otros animales herbívoros, las otras plantas (efecto alelopático) y el entorno (medio ambiente agresivo). Por lo tanto los flavonoides, y en general los compuestos fenólicos, también contribuyen a la defensa contra los estreses bióticos (Bhattacharya *et al.*, 2010).

La concentración y la naturaleza de algunos flavonoides determinan el sabor amargo y evitan la alimentación de los herbívoros (Aron y Kennedy, 2008). Algunos flavonoides de naturaleza lipofílica que están presentes en el tejido de las plantas

presentan una actividad antifúngica muy considerable ya que constituyen verdaderas barreras frente a la penetración de los hongos patógenos (David y Norton, 1995). Las coumarinas, derivados de ácidos fenólicos también presentan actividad antifúngica (Miller *et al.*, 1997).

En ocasiones ante un tipo de estrés abiótico (heridas, radiación UV, etc.) se presenta una agresión por hongo. En estos casos, la biosíntesis de las sustancias antifúngicas es esencial para evitar el desarrollo del hongo. Entre los flavonoides de mayor relevancia como fitoalexinas se encuentran los isoflavonoides de muchas leguminosas, aunque también se deben mencionar las coumarinas de los cítricos y los ácidos fenólicos de la papa, lechuga y manzana (Manach, 1996).

También se ha demostrado el efecto de algunos flavonoides en la inhibición de infecciones de origen viral en las plantas, entre los que se encuentran la acción contra el virus del mosaico del tabaco y el virus X (PVX) de la papa (Salah *et al.*, 1995 y More *et al.*, 1998).

Función de señal química

Los flavonoides actúan como marcadores florales que sirven para guiar a las abejas y otros insectos polinizadores hacia el néctar, facilitando indirectamente la polinización (Peters *et al.*, 1996). Los pigmentos que absorben la luz visible como antocianinas y auronas (amarillo), polen, flores y frutos de color, son el origen de la atracción de polinizadores y la dispersión de semillas (Lepiniec *et al.*, 2006).

Sin embargo en ocasiones la planta que contiene flavonoides estimula el apetito y la ovoposición ya que indica a los insectos que la planta es apropiada para su alimentación y que es un lugar apropiado para depositar sus huevos, también en algunos casos funcionan como señales para determinadas plantas parásitas, indicando que la planta que los posee es susceptible de ser invadida por la parásita (Loh *et al.*, 1997; Yamasaki *et al.*, 1997; Nakasato *et al.*, 2000).

Efecto sobre enzimas

En las semillas, algunos compuestos fenólicos son los principales determinantes de la latencia impuesta por la cubierta de la semilla (Debeaujon *et al.*, 2003). Además, los flavonoides controlan la fertilidad del polen y modulan el transporte de auxinas (Thompson *et al.*, 2010).

También se piensa que participan en la fase luminosa de la fotosíntesis como catalizadores del transporte electrónico y/o como reguladores de canales de iones en la fotofosforilación. Cuando las células fotosintetizadoras mueren, los flavonoides son excretados y aparecen en la savia de las plantas, en la miel de las abejas y en la resina (Evans *et al.*, 1995). De ahí que los propóleos fabricados por las abejas sean materiales ricos en compuestos flavonoideos.

Además de sus numerosas funciones en las plantas y la adaptación al medio ambiente, los flavonoides presentan una abundantes propiedades medicinales, farmacéuticas y nutricionales, por lo que se los denomina compuestos "nutracéuticos" (Lin y Weng, 2006). De hecho, contribuyen a la calidad organoléptica de los productos derivados de plantas (color, sabor, sabor, etc.) y, además, se ha demostrado que son beneficiosos para la salud humana y en la prevención del envejecimiento celular (Renaud y Gueguen, 1998). Estos metabolitos representan una fuente de interés para la prevención de varias enfermedades, incluido el cáncer. Inducen apoptosis, estimulan la reparación del ADN y la protegen contra el estrés oxidativo e inhiben la división de las células cancerosas (Khan *et al.*, 2010).

2.12 Compuestos fenólicos y flavonoides en quinoa

Dini *et al.* (2010) determinaron el contenido total de fenoles y flavonoides en quinoa amarga y dulce. Los resultados arrojaron que la semilla de quinoa amarga en precocción contenía una mayor cantidad de compuestos fenólicos (86.4 /14.1 mg GAE / 10 g;) que la quinoa dulce (77.2/16.7 mg GAE / 10 g). De igual forma en la quinoa amarga exhibió contenido superiores de flavonoides (13.9 / 3.5 mg CE / 10 g) que las semillas dulces (8.1/1.0 mg CE / 10 g).

Repo-Carrasco *et al.* (2010), investigaron el contenido de ácidos fenólicos, flavonoides y betalainas en quinoa y kañihua (*Chenopodium pallidicaule*) y la kiwicha (*Amaranthus caudatus*). Encontraron que el contenido de flavonoides de la quinoa y kañihua obtuvieron valores promedios de 59 y 90 mg/ 100 g respectivamente.

Valencia *et al.* (2017) investigaron azúcares reductores, compuestos bioactivos y actividad antioxidante en semilla 24 de accesiones de quinoa de Perú, encontraron fenólicos totales entre 0.783 a 3.437 mg GAE/g y flavonoides totales entre 0.199 a 1.029 mg CE/g muestra. En semilla boliviana se reportan 375 mg AGE/100 g de semilla (Barton *et al.*, 2009).

Mendoza (2015) se evaluó el contenido de compuestos fenólicos totales, ácidos grasos y capacidad antioxidante en 8 cultivares de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) originaria de Perú y encontró compuestos fenólicos en un rango de 99.7 a 166.4 mg AGE/100 g semilla.

El contenido de compuestos fenólicos varía de acuerdo con la coloración de la cáscara; encontrando en sus frijoles marrones, negros, rojos y blancos, valores de 7.8; 6.6; 12.6 y 2.3 mg/g de equivalentes de catequina, respectivamente; por lo que las diferencias del contenido de fenólicos totales en cada variedad de quinoa evaluada podrían estar relacionadas con su color (Bressani, 1993).

Se han encontrado que los compuestos fenólicos presentes en quinoa Kcoito, son: ácido cafeico, ácido ferúlico, ácido p-cumárico, ácido p hidroxibenzoico, ácido vanílico, quercetin y kaempferol con contenidos de 1.0, 16.7, 7.1, 4.2, 9.8, 41.6 y 17.8 mg/100 g de semilla en base seca, respectivamente (Repo- Carrasco, 2011).

2.13 Proteína en quinoa

El contenido de proteína de la quinoa varía entre 13.81 y 21.9 % dependiendo de la variedad. Debido al elevado contenido de aminoácidos esenciales de su proteína, la quinoa es considerada como el único alimento del reino vegetal que provee todos los

aminoácidos esenciales, que se encuentran extremadamente cerca de los estándares de nutrición humana establecidos por la FAO (FAO, 2011).

Cuadro 2.2. Composición del valor nutritivo de la quinoa en comparación con alimentos básicos %

Componentes (%)	Quinoa	Carne	Huevo	Queso	Leche vacuna	Leche humana
Proteína	13	30	14	18	3.5	1.8
Grasas	6.1	50	3.2		3.5	3.5
Hidratos de carbono	71					
Azúcar					4.7	7.5
Hierro	5.2	2.2	3.2		2.5	
Calorías 100 g	350	431	200	24	60	80

Fuente: Informe agroalimentario, 2009 MDRT-BOLIVIA citado por FAO, 2011

En general, si se hace una comparación entre la composición de nutrientes de la quinoa y los del trigo, arroz y maíz (que tradicionalmente se mencionan en la bibliografía como los granos de oro) se puede corroborar que los valores promedios que reportan para la quinoa son superiores a los tres cereales en cuanto al contenido de proteína y grasa (Cuadro 2.3) (Rojas *et al.*, 2010).

Cuadro 2.3 Características de la quinoa y amaranto frente algunos cereales

Elemento	Quinoa	Amaranto	Trigo	Arroz	Maíz	Cebada
Proteína %	16.3	12.19	14.2	7.6	10.2	10.8
Grasa %	4.7	6.1-8.1	2.3	2.2	4.7	1.9
Carbohidratos %	76.2	71.8	78.4	80.4	81.1	80.7
Fibra cruda %	4.5	3.5 - 5	2.8	6.4	2.3	4.4
Cenizas %	2.8	3-3.3	2.2	3.4	1.7	2.2
Energía (Kcal/100g)	399	391	392	372	408	383

Fuente: Tabla modificada de Romo *et al.*, 2006

Una característica fundamental de la quinoa es que el grano, las hojas y las inflorescencias son fuentes de proteínas de muy buena calidad. La calidad nutricional del grano es importante por su contenido y calidad proteínica, siendo rico en los aminoácidos lisina y azufrados, mientras que por ejemplo las proteínas de otros cereales son deficientes en estos aminoácidos (Cuadro 2.4) (FAO, 2011).

Cuadro 2.4. Contenido de aminoácidos en g/100 g de proteína seca

Elemento	Quinoa Rosada	Amaranto	Trigo	Arroz
Proteína	12.5	18	11	6.8
Lisina	6.91	8	2.6	3.8
Fenilalanina	3.85	7.7	8.2	10.5
Triptófano	1.28	1.5	1.2	1.1
Metionina	1.98	4.2	3.7	3.6
Isoleucina	6.95	3.7	4.2	4.1
Leucina	6.5	5.7	6.8	8.2
Valina	3.05	4.3	4.4	6.1
Treonina	4.5	3.6	2.8	3.8
Histidina	2.85	2.5	1.7	2.16
Arginina	7.11	10	3.6	5.36

Fuente: Tabla modificada de FAO, 2013; Pérez *et al.*, 2002

Repo-Carrasco *et al.* (2010), determinaron el contenido en proteína en 10 variedades de quinoa originarias de Perú encontrando una media de 12.61 g/100 g. Miranda *et al.*, (2012) investigaron aspectos nutricionales en semillas de seis cultivares de quinoa originarias de Chile proteína y encontraron niveles de 11.32 % a 16.10 % de proteína.

Cáceres (2016) realizó la evaluación sensorial y nutrimental de 12 accesiones de quinoa provenientes de la costa y sierra del Perú se determinó proteínas por método

948.13 de la AOAC, para las variedades provenientes de la sierra se obtuvo niveles de 16.65 a 24.17 % y para la quinoa proveniente de la costa se obtuvo niveles de 2.24 a 3.81 %.

Aumento de la concentración de N con el aumento de la tasa de fertilizante de nitrógeno en el grano tejido también se asoció con aumentos de proteínas. Esto supondría valor nutricional que caracterizó el grano de quinoa en lugar de otros cereales (Abou-Amer and Kame *et al.*, 2011).

Hevia *et al.* 2001 evaluaron el efecto de la fertilización nitrogenada sobre algunas propiedades físico-químicas y térmicas del almidón, contenido de proteína y rendimiento de proteína ha^{-1} de los genotipos de quinoa originaria de Chile. El contenido promedio de proteína varió entre un 13.5 a 15.0 %. Sólo fue superior con la aplicación de 225 kg N ha^{-1} . El rendimiento promedio de proteína aumentó desde 134 a 408 kg ha^{-1} . Concluyen mencionando que la dosis de fertilizante nitrogenado no afectó el índice de absorción de agua, el poder de hinchamiento ni el grado de gelatinización. Pero sí influyó sobre el índice de solubilidad en agua, la entalpia de gelatinización, el contenido de proteína y el rendimiento de proteína por hectárea.

2.14 Saponinas en quinoa

A pesar de su buen contenido de nutrientes, las investigaciones realizadas en quinoa concluyen que los aminoácidos de la proteína en la harina cruda y sin lavar no están del todo disponibles, porque contienen sustancias que interfieren con la utilización biológica de los nutrientes. Estas sustancias son los glucósidos denominados saponinas (FAO, 2011).

La mayoría de las variedades de semillas de quinoa contienen saponinas (Jacobsen, 2003). Este componente es un problema porque le dan un sabor amargo al producto (Haros *et al.*, 2009). Las saponinas se concentran en las capas externas del pseudograno (Varriano y DeFrancisco 1984).

Se estima que el contenido de saponinas en granos de diferentes cultivares de quinoa oscila entre 0 y 10 mg / g de peso seco (Koziol, 1992), según Nieto y Madera (1991)

el contenido de saponina en la quinoa varía entre 0 y 10 mg. El nivel máximo aceptable de saponina en la quinoa para consumo humano oscila entre 0.06 y 0.12 por ciento (Bojanic, 2011). Lo cual concuerda con los resultados de pruebas sensoriales realizadas en la Universidad de Ambato, Ecuador, en donde determinó que el límite máximo de aceptación del contenido de saponina en el grano cocido, es de 0.1 por ciento (Nieto y Madera, 1991).

Con base en el contenido total de saponina estos cultivares se clasifican como amargo (saponina alta) o dulce (bajo saponina). La quinoa dulce contiene 0.16 % de saponinas mientras que la quinoa libre es aquella que ha pasado por un proceso de lavado (Kumar *et al.*, 2010).

Se ha informado sobre la variación dependiente del genotipo y del cultivar en el contenido de saponina de las plantas. Miranda *et al.* (2012) evaluaron las propiedades nutricionales en semilla de seis quinoas chilenas y respecto a saponinas reportaron 0.84 % a 3.91 % de MS.

Cáceres (2016) realizó la evaluación sensorial y nutrimental de 12 accesiones de quinoa provenientes de la costa y sierra del Perú, se determinó saponinas por método afrosimétrico y espectrofotométrico. De la evaluación se obtuvo los siguientes resultados: por el método afrosimétrico en quinoa de la sierra se encontró niveles entre 0.11 hasta 0.62 %, para variedades provenientes de la costa reportó valores desde 0.00 % hasta 0.92 %. Por el método espectrofotométrico el contenido de saponinas varió desde 0.16 % hasta 4.26 % para aquellas variedades sembradas en sierra obtenidas, mientras que las sembradas en la costa se observó 2.33 % hasta 4.26 %.

Además de los determinantes genéticos del contenido de saponina, los factores ambientales y agronómicos también pueden influir en la composición de saponinas de las plantas (Etebu, 2012). De acuerdo con lo reportado por Bilalis *et al.* (2012), la fertilización orgánica incrementa los contenidos de saponinas en los granos de quinoa. En la hierba medicinal *Hypericum brasiliense*, el contenido de ácido betulínico aumenta en respuesta a la sequía y la temperatura baja o alta (Nacif de Abreu y Mazzafera, 2005).

Como ya se mencionó la combinación del estrés ambiental y los factores agrícolas, como el anegamiento o la sequía, la fertilización y las temperaturas bajas o altas, influyen en el contenido de triterpenoides y saponinas en las plantas. Se ha demostrado que las temperaturas extremas bajas o altas afectan la síntesis o acumulación de saponinas en plantas. (Schwarzbach *et al.*, 2006). El contenido de saponina también difiere de su estado fenológico, en la etapa vegetativa su concentración es baja y alta en la etapa de floración. A partir de la etapa de llenado de grano es cuando proporcionalmente disminuye el contenido de saponina (Solíz *et al.*, 2002).

En Francia Guillaume *et al.* (2014) determinaron por análisis cromatográfico el contenido de saponina de la semilla, siendo significativamente más alto para el Regalona Baer (329.0 mg 100 g⁻¹ de peso seco) que en Titicaca (213.8 – 238.9 mg 100 g⁻¹ de peso seco).

De la Torre *et al.* (2015) evaluaron el efecto del fotoperiodo y la temperatura sobre la concentración de saponina en tres variedades de quinoa, obteniendo para el tratamiento 8 luz y 16 de oscuridad una concentración de 0.55 mg /l de saponinas, para el tratamiento 16 luz y 8 de oscuridad se obtuvo 0.56 mg/l. Respecto al tratamiento de 20 °C presentó 0.54 mg/l mientras que con 30 °C se presentó 0.57 mg/l. La interacción entre los fotoperiodos y las temperaturas mostraron que para fotoperiodo de día corto y temperatura de 20 °C existe la menor concentración de saponinas totales.

2.15 La quinoa como alimento nutraceutico

2.15.1 Efecto anti-oxidante

Los compuestos fenólicos en quinoa poseen actividad anti-oxidante (Pasko *et al.*, 2009). Los granos de quinoa presentan una alta actividad anti-oxidante superior a la del amaranto (Nsimba *et al.*, 2008). La quinoa puede ser amarga o dulce, esta característica influye en la actividad anti-oxidante, en semillas amargas la actividad anti-oxidante es superior que en semillas dulces. (Esta actividad depende principalmente de la presencia de fenoles y flavonoides, mientras que en semillas

dulces la actividad anti-oxidante fue producto a la presencia de compuestos como fenoles, flavonoides y carotenoides). No obstante durante la cocción en ambos tipos de semillas, disminuye la capacidad anti-oxidante de manera que hay una pérdida de 50.4 % en semillas dulces y de 45.4 % en semillas amargas (Dini *et al.*, 2010).

2.15.2 Actividad anti-cancerígena

Los compuestos fenólicos de hojas de quinoa pueden también ejercer un efecto quimiopreventivo y anti-carcinogénico interviniendo en 351 mecanismos de señalización intracelular dependiente del estrés oxidativo y ROS mediante efectos sinérgicos (Gawlik-Dziki *et al.*, 2013)

2.15.3 Efecto anti-hipertensivo y hipocolesterolémico

En ratones alimentados con dietas ricas en grasas, se utilizaron aislados de proteínas obtenidos a partir de semillas de quinoa (> 10 % de grano, lo cual, disminuyó significativamente los niveles totales de colesterol en plasma e hígado (Takao *et al.*, 2005).

Estudios en ratas evaluando el efecto de la dieta suplementada con semilla de quinoa sobre parámetros bioquímicos en plasma y tejidos cuando son alimentadas con alto contenido de fructosa en la dieta, revelaron que la inclusión de quinoa en la dieta disminuyó los niveles de colesterol total, lipoproteínas de baja densidad (LDL), triglicéridos, glucosa y nivel total de proteínas en el plasma, sin disminución de los niveles de lipoproteínas de alta densidad (HDL, high density lipoproteins). De manera que quinoa en la dieta podrían actuar como un agente protector moderado contra los cambios potenciales inducidos por el consumo de fructosa a través de la reducción de la peroxidación de lípidos y el mejoramiento de la capacidad anti-oxidante en la sangre (plasma), pudiendo además reducir la mayoría de los efectos adversos ejercidos por la fructosa en el perfil lipídico y niveles de glucosa (Pasko *et al.*, 2010).

2.15.4 Actividad anti-inflamatoria e inmunomoduladora

Una de las clásicas enfermedades con un fuerte componente inflamatorio es la enfermedad celiaca, que es una enteropatía autoinmune de carácter crónico gatillada por el gluten dietario encontrado en el trigo, cebada y centeno (Abugoch, 2009). El grano de quinoa representa una alternativa de consumo para pacientes con enfermedad celiaca, debido a su alto valor biológico y baja concentración de prolaminas ($\leq 7\%$), teniendo un distante enlace filogenético con cereales que contienen gluten (Bergamo *et al.*, 2011)

Un tipo de saponina monodesmosídica llamada 3-O- β -D-glucopiranosil ácido oleanólico aislado de semillas de *Randia dumetorum Lam* ha sido descrita con fuerte actividad anti-inflamatoria en dosis de 25 y 100 mg/kg (con valores de LD50 de 3.600 mg/kg en ratones y 1.500 mg/kg en ratas) (Ghosh *et al.*, 1983). Interesantemente, este tipo de saponina monodesmosídica ha sido también reportada en semillas de quinoa (Ma *et al.*, 1989).

La quinoa contiene ácido oleanólico como principal aglicona en semillas y hederagenina en hojas (Mastebroek *et al.*, 2000), las cuales han sido implicadas en diferentes mecanismos moleculares anti-inflamatorios (Wang *et al.*, 2013).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Descripción del sitio experimental

3.1.1 Localización geográfica

El estudio se realizó en el campo experimental de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro-Unidad Laguna ubicada en la región conocida como Comarca Lagunera dentro de la porción norte de México (Figura 3.1), entre las coordenadas geográficas $24^{\circ} 30'$ y 27° latitud norte, y 102° y $104^{\circ} 40''$ de longitud oeste, con una altitud de 1150 msnm



Figura 3.1. Ubicación de la Comarca Lagunera (Disponible en [www. Jvez.20m.com](http://www.jvez.20m.com)).

3.1.2 Clima

Su clima es seco desértico, con lluvia en verano e invierno fresco, la precipitación pluvial media anual es 258 mm y la evaporación media anual es 2000 mm, por lo cual la relación precipitación-evaporación es 1:10; la temperatura media anual es 21°C con máxima de 33.7°C y mínima 7.5°C . El periodo de temperatura baja o helada se presenta en noviembre a marzo, aunque en algunas ocasiones se presentan tempranamente en octubre y tardíamente en abril (García, 1973).

3.2 Descripción del Material vegetativo

Se usaron dos variedades comerciales adquiridas en el mercado de Estados Unidos, la variedad Campesino y Biobio (Bountiful Gardens®), las cuales se describen a continuación:

Variedad Campesino.- La altura máxima de crecimiento varía entre 1.90 a 2 m, las panojas pueden ser de tonalidad rosa a rojo o verde (Figura 3.2).



Figura 3.2. Panojas de quinoa. Variedad Campesino (Izquierda) y Biobio (derecha).

Variedad Biobio. La altura máxima de crecimiento varía entre 1.2 a 1.5 m, las panojas presentan una tonalidad fucsia o rosa (Figura 3.2).

Ambas variedades presentan una germinación que varía de: 3 a 4 días después de siembra (dds) y con 108 a 120 dds para la cosecha.

3.2.1 Porcentaje de germinación

Se realizó una prueba de germinación en el laboratorio de fitomejoramiento de la UAAAN- UL a ambas variedades. El procedimiento fue el siguiente: El primer paso fue desinfectar la semilla con un agente antimicótico (Captan®), para lo cual, se

colocó la semilla dentro de una caja de Petri (Figura 3.3) y se asperjó 0.2 g de producto seco sobre la semilla y se mezcló, en seguida en una caja petri se colocó un papel filtro humedecido con agua destilada y sobre este se colocaron 100 semillas para determinar el porcentaje de germinación de ambas variedades, cada variedad tuvo cuatro repeticiones. Posteriormente las cajas petri fueron colocadas en una germinadora (Seedburo equipment Company modelo 320 PSIG) y se mantuvieron a una temperatura constante de 26 °C en oscuridad. El monitoreo se realizó cada 24 horas, a las 48 horas se humedeció nuevamente el papel filtro y finalmente, 36 horas después se contabilizó y determinó el porcentaje de germinación en ambas variedades.



Figura 3.3 Siembra de semillas para determinar porcentaje de germinación y germinadora.

3.3 Parcela experimental

3.3.1 Análisis de suelo

Para el análisis de suelo, se obtuvo una muestra compuesta de nueve puntos, con una profundidad de 30 cm en un área de 605 m² para cada ciclo PV y OI. La muestra fue trasladada al laboratorio de suelos de la UAAAN-UL y se realizaron análisis físicos para determinar lo siguiente: textura (método de Bouyoucos), densidad aparente (método de parafina), así mismo, se realizó un análisis químico para determinar: Materia Orgánica, Nitrógeno, Fosforo, sulfato, nitratos, pH y conductividad eléctrica. (Cuadro 3.1).

Cuadro 3.1. Análisis físico y químicos del suelo

Análisis	Metodología empleada
Físico	
Textura	Bouyoucos
Densidad aparente	Parafina
Químico	
Materia orgánica	Walk-Ley y black
Nitrógeno	Kjeldahl
Fosforo	Olsen EDTA
Sulfato	Titulación
Nitratos	Titulación
pH	Potenciómetro
Conductividad eléctrica	Conductímetro

3.3.2 Preparación del terreno y siembra

Se realizó un barbecho a una profundidad de 30 cm, seguida de un paso de rastra cruzado, luego el terreno se niveló con escropa, para después delimitar la parcela experimental y repeticiones, el trazado de los surcos se realizó con azadón a una distancia de 80 cm entre surcos. La siembra se realizó, para el ciclo primavera-verano, con tres siembras en tres fechas diferentes (7 y 23 de mayo y 10 de junio del 2016) y el mismo número de siembras se realizaron en el ciclo otoño-invierno (3 y 17 de noviembre y 1 de diciembre de 2016). Las siembras se realizaron en seco, de forma manual usando el método de siembra a chorro, luego, la semilla fue ligeramente cubierta con una rama (Figura 3.4), posterior a la germinación y cuando la planta alcanzó una altura de 7 ± 1 cm se realizó un aclareo hasta obtener una densidad de población de 262,500 plantas ha⁻¹.



Figura 3.4. Siembra, germinación de semilla y aclareo.

Después de realizado el aclareo, se etiquetó las plantas de manera aleatoria en cada parcela (Figura 3.5)



Figura 3.5. Etiquetado de plantas de las parcelas experimentales. Fecha 1.

3.5 Manejo del cultivo

3.5.1 Riego

El riego se realizó utilizando agua subterránea de un pozo profundo ubicado en UAAAN-UL. Se instaló un sistema presurizado de riego por goteo utilizando cintilla Toro® calibre 6000, con espaciamiento entre goteros de 30 cm y un gasto por gotero de 0.935 l/h a 8 PSI (Figura 3.6).



Figura 3.6. Prueba de riego.

3.5.2 Aporque

El aporque tiene como finalidad brindar soporte a la base de las plantas para que no se acamen, esta práctica se realizó en tres ocasiones utilizando un azadón (Figura 3.7), la primera, posterior al aclareo, luego a los 51 dds y finalmente a los 72 dds respectivamente.



Figura 3.7 Aporque del cultivo (F2).

3.5.3 Fertilización

Foliar: Se hicieron tres aplicaciones al follaje las cuales se efectuaron a los 30, 60 y 85 dds y se utilizaron los productos, Humifert® (10-05-05) y Arrancador forte® 15-10-5 a dosis de 2 l ha⁻¹ en 100 L de agua ha⁻¹.

Al suelo: Se realizaron dos aplicaciones cerca del tallo de la planta estas aplicaciones se hicieron a los 45 y 75 dds. Para este fin se utilizó urea (46-0-0), basados en la recomendación 80-80-0 de Mujica (1977).

3.5.4 Control de maleza

El control de maleza se realizó manualmente con la ayuda de azadón, rastrillo y estribo, a intervalos de 15 días durante los primeros 60 días del cultivo (Figura 3.8).



Figura 3.8. Control manual de malezas al cultivo de quinoa.

3.5.5 Cosecha

La cosecha se realizó manualmente cuando se presentó la madurez fisiológica, primero de cada parcela se cosecharon las 5 plantas. Posteriormente se recolectó el resto de la parcela, se etiquetó y se dejó secar a la sombra por 10 días.

3.6 Diseño experimental

El estudio se realizó utilizando un diseño de parcelas subdivididas con 4 repeticiones y donde los factores fueron: seis fechas de siembra, dos variedades y dos tipos de fertilización: al suelo y al suelo + foliar (Figura 3.9 y 3.10).



Figura 3.9.Parcelas experimentales del ciclo otoño-invierno (Fechas 1,2 y 3).



Figura 3.10.Parcelas experimentales del ciclo primavera- verano (Fechas 4, 5 y 6).

Cuadro 3.2 Dimensiones de las parcelas experimentales

Parcela	Factor	Tamaño
	Dimensiones del terreno	28.8*42 m
		36 surcos
Grande	fecha de siembra (6)	42*4.8
		6 surcos
Mediana	variedad (Biobio y Campesino)	5*4.8 m
		6 surcos
Chica	fertilización (al suelo + foliar)	5*1.6 m
		2 surcos

3.6.1 Tratamientos de la parcela experimental

En el cuadro 3.3 se presenta el total de tratamientos de la parcela experimental los cuales son el productos de (6 fechas de siembra * 2 variedades * 2 tipos de fertilización) con un total de 24 tratamientos y 96 parcelas útiles (24 tratamientos * 4 repeticiones).

Cuadro 3.3 Tratamientos del experimento

Tratamiento	Fecha de siembra	variedad	Fertilización
1	1	Biobio	Suelo y Foliar
2	1	Biobio	Foliar
3	1	Campesino	Suelo y Foliar
4	1	Campesino	Foliar
5	2	Biobio	Suelo y Foliar
6	2	Biobio	Foliar
7	2	Campesino	Suelo y Foliar
8	2	Campesino	Foliar
9	3	Biobio	Suelo y Foliar
10	3	Biobio	Foliar
11	3	Campesino	Suelo y Foliar
12	3	Campesino	Foliar
13	4	Biobio	Suelo y Foliar
14	4	Biobio	Foliar
15	4	Campesino	Suelo y Foliar
16	4	Campesino	Foliar
17	5	Biobio	Suelo y Foliar
18	5	Biobio	Foliar
19	5	Campesino	Suelo y Foliar
20	5	Campesino	Foliar
21	6	Biobio	Suelo y Foliar
22	6	Biobio	Foliar
23	6	Campesino	Suelo y Foliar
24	6	Campesino	Foliar

3.6.2 Variables control

Las variables para esta investigación fueron: fechas de siembra, dos variedades y dos tipos de fertilización

3.6.3 Variables respuesta

3.6.3.1 Fenología

Para la fenología se tomó en cuenta cuatro fases de la escala de Mujica (2006):

Emergencia: Los cotiledones aun unidos, emergen del suelo a manera de una cabeza de fósforo y es distinguible solo cuando la mirada se pone al nivel del suelo, en esta etapa es muy susceptible de ser consumido por las aves por su succulencia y exposición de la semilla encima del talluelo, ello ocurre de los 5-6 días después de la siembra, en condiciones adecuadas de humedad.

Inicio panojamiento: La inflorescencia se ve que va emergiendo del ápice de la planta, observándose alrededor aglomeraciones de hojas pequeñas con bastantes cristales de oxalato de calcio, las cuales van cubriendo a la panoja en sus tres cuartas partes. Ello ocurre de los 55 a 60 días de la siembra; así mismo se puede ver amarillamiento del primer par de hojas verdaderas (hojas que dejaron de ser fotosintéticamente activas) y se produce una fuerte elongación del tallo, así como engrosamiento.

Inicio de floración: Se presenta cuando las flores hermafroditas apicales de los glomérulos conformantes de la inflorescencia se encuentran abiertos, mostrando los estambres separados de color amarillento, ocurre de los 75 a 80 días de la siembra, en esta fase es bastante sensible a la sequía y heladas, también ocurre amarillamiento y defoliación de las hojas inferiores sobre todo aquellas de menor eficiencia fotosintética.

Madurez fisiológica: Es la fase en la que la planta completa su madurez, y se reconoce cuando los granos al ser presionados por las uñas presenta resistencia a la penetración, ocurre de los 160 a 180 días de la siembra, en esta etapa el contenido de humedad del grano varia de 14 a 16 %; el lapso comprendido desde la floración hasta la madurez fisiológica, viene a constituir el período de llenado de grano.

3.6.3.2 Caracteres agronómicos

Altura de planta: La medición de la altura de planta se realizó al momento de la cosecha; realizando la lectura desde la base del cuello de la planta hasta el ápice de la misma considerando 10 plantas por parcela.

Longitud de panoja principal: La longitud de panoja fue evaluada en la etapa de madurez fisiológica, midiendo desde la base hasta el ápice de la panoja con la ayuda de una cinta métrica, se tomó en cuenta un metro lineal de la parcela útil de cada unidad experimental, el cual fue equivalente a 5 plantas.

Numero de ramas: Se contó el número total de ramas de la planta

Rendimiento ($t\ ha^{-1}$): Para calcular el rendimiento primero se obtuvo la densidad de población para lo cual se tomó en cuenta el número de plantas en 100 m lineales, a parte se dividió 100 m en la distancia entre surcos, una vez que se obtuvo la densidad se multiplicó por el rendimiento por planta y finalmente se dividió entre 1000 para obtener kg.

3.6.3.3 Caracteres de calidad

Después de que se obtuvo el rendimiento de cada fecha de siembra se eligió a la de mayor producción por ciclo agrícola, para determinar compuestos fenólicos totales, flavonoides, capacidad antioxidante, saponinas y proteína.

Determinación de proteína. La Cuantificación de proteína se realizó por el método Kjeldhal de acuerdo a la NOM-F-68-S-1980 " (Norma Oficial Mexicana que establece el procedimiento para determinar proteínas en productos alimenticios).

Para determinar la proteína en semilla de quinoa se pesó en la balanza analítica (ADN HR-200) aproximadamente un gramo de muestra y se colocó en un matraz Kjeldahl se añadieron 2 g de sulfato de cobre, 10 g de sulfato de sodio anhidro, 25 cm^3 de ácido sulfúrico y unas perlas de vidrio. Se colocó el matraz en el digestor y calentó cuidadosamente a baja temperatura hasta que todo el material estuvo digerido (Figura 3.11 a), se aumentó gradualmente la temperatura hasta que la disolución estuvo completamente clara y se dejó por 30 minutos más a esa temperatura. Se enfrió y añadió de 400 de agua para disolver completamente la muestra, se agregaron 4 gránulos de zinc y 50 cm^3 de solución acuosa de hidróxido de sodio en concentración 1:1 (Figura 3.11 b).



Figura 3.11. Determinación de proteína a) Etapa de digestión y b) Adición de hidróxido de sodio.

Inmediatamente se conectó el matraz a un sistema de destilación, al cual previamente se había colocado en la salida del refrigerante un matraz Erlenmeyer de 500 cm³ que contenía 50 cm³ de ácido bórico y unas gotas del reactivo Shiro Tashiro como indicador (Figura 3.12 a).



Figura 3.12. Determinación de proteína a) Destilación y b) Titulación.

Se destiló hasta que hubo pasado todo el amoníaco, hasta que unas gotas de destilado no presentaran alcalinidad con el papel indicador de pH, aproximadamente 30 cm³. Se retiró el matraz recibidor y se tituló el destilado con ácido clorhídrico 0.1 N hasta que las primeras gotas de destilado hicieron virar el color del indicador de violeta a verde (Figura 3.12 b). El porcentaje de nitrógeno presente en la muestra se calculó mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Porcentaje de nitrógeno} = \frac{V * N * 0.014 * 100}{m}$$

En donde:

V = Volumen de ácido clorhídrico empleado en la titulación en cm³

N = Normalidad del ácido clorhídrico.

m = Masa de la muestra en g.

0.014 = Miliequivalente del nitrógeno

El porcentaje de proteínas se obtuvo multiplicando el porcentaje de nitrógeno obtenido por el factor 6.25.

Determinación de saponinas. La determinación de saponinas se hizo mediante el método afrosimétrico.

Se pesaron 0.50 +/- 0.02 g de granos enteros de quinoa y se colocaron en un tubo de ensayo, posteriormente se añadieron 5 ml de agua destilada y se tapó. Se puso en marcha el cronómetro y se agitó el tubo vigorosamente durante 30 segundos. El tubo se dejó en reposo durante 30 minutos, luego se agitó otra vez durante 20 segundos. Nuevamente se dejó en reposo durante 30 minutos más, luego se agitó otra vez durante 30 segundos. Al tubo se agito por última vez y se dejó el tubo en reposo 5 minutos, luego se midió la altura de la espuma al 0.1 cm más cercano (Figura 3.13 a y b).



Figura 3.13. Determinación de saponinas a) semilla del ciclo PV y b) semilla del ciclo OI.

Las lecturas y peso de la muestra se incluyeron en las siguientes fórmulas para obtener el porcentaje de saponinas:

$$\text{mg de saponinas peso fresco}^{-1} = \frac{0.646 * \text{altura de la espuma en cm} * 0.104}{\text{Peso de la muestra en g}}$$

$$\text{Porcentaje de saponinas} = \frac{0.646 * \text{altura de la espuma en cm} * 0.104}{\text{Peso de la muestra en g} * 10}$$

Preparación de muestras para la determinación de compuestos fenólicos totales y flavonoides: Las muestras de grano se molieron en una licuadora Hamilton Beach y se almacenaron a temperatura ambiente (Figura 3.14) para la obtención de extractos (Ramos *et al.*, 2012).



Figura 3.14 Semillas molidas.

Obtención de Extractos: En tubos CORNING Centrisar TM con tapa de rosca y capacidad de 15 ml se mezclaron 150 mg de muestra seca (figura 3. 15 a) y 5 ml de metanol al 70 %, después fueron colocados en un agitador Test Tube Rocker a 20 rpm (marca UNICO modelo L-TTR-200) durante cuatro horas. Los tubos fueron centrifugados durante cinco minutos a 3000 rpm (Figura 3.15 b) y el sobrenadante fue extraído para su análisis.



Figura 3.15. Obtención de extractos a) muestra con etanol y b) centrifuga.

Compuestos Fenólicos Totales: El contenido de compuestos fenólicos totales en extracto metanólico fue cuantificado con base en el método Folin-Ciocalteu (*Singleton et al.*, 1998). Se tomaron 300 μl de la dilución de la muestra y se agregaron 1680 μl de agua destilada y 120 μl de reactivo de Folin - Ciocalteu, se mezcló vigorosamente en vortex a 2500 rpm durante 10 s, después se dejó reposar durante 30 minutos. Transcurrido ese tiempo, se agregaron 0.9 ml de carbonato de sodio al 7.5 % (p/v) y se mezcló en vortex a 2500 rpm durante 10 segundos, luego se dejó reposar a temperatura ambiente durante 30 min y se leyó la absorbancia a 765 nm en espectrofotómetro GENESYS 6. El contenido fenólico se calculó mediante una curva patrón usando ácido gálico (Sigma, St. Louis, Missouri, EEUU) los análisis se realizaron por triplicado. Los fenólicos totales se expresaron como equivalentes mg de ácido gálico GAE/g, a partir de una curva de calibración ($R^2= 0.9911$, $Y=0.0229x+0.0053$).

Determinación de flavonoides: Se tomaron 0.5 ml de la dilución de la muestra y se depositaron en tubos (Falcon) CORNING Centrisar TM con tapa de rosca con capacidad de 15 ml posteriormente se agregaron 1.5 ml de etanol, 0.1 ml de acetato de potasio y 0.1 de AlCl_3 y 2.8 ml de agua destilada, la mezcla se agitó vigorosamente en vortex a 2500 rpm durante 10 s, luego se dejó reposar a

temperatura ambiente durante 30 min y se leyó la absorbancia a 415 nm en espectrofotómetro GENESYS 6. El contenido de flavonoides se calculó mediante una curva patrón ($r^2=0.9981$, $y = .05319 x - 0.0848$) usando ácido gálico (Sigma, St. Louis, Missouri).



Figura 3.16 Determinación de flavonoides a) adición de agua destilada b) lectura de absorbancia.

3.6.3.4 Fotoperiodo

Con el fin de conocer las horas luz presentes a lo largo del año en Torreón, Coahuila se consultó la página web <https://www.sunearthtools.com>, en esta página se capturó la ubicación de la zona de estudio (25.5578747 N), también se buscó el fotoperiodo de la ciudad de Biobio, Chile (33.4690913 S) la cual se sospecha que es el origen de la variedad Biobio, además se observaron las horas luz de dos de las ciudades con mayor producción de quinoa Oruro-Bolivia (17°58' 00'' S) y Puno-Perú (15°50'00''S 70°02'00''W).

3.6.3.5 Análisis estadístico

Los datos agronómicos obtenidos durante el ciclo primavera verano fueron analizados con el programa SAS 9.4

Para las variables altura final, rendimiento, ancho de panoja, numero de panojas y altura de panojas se utilizó un modelo de efectos fijos con e PROC GLM bajo una estructura de parcelas subdivididas.

IV. RESULTADOS

En relación al norte árido de México y en específico a la Comarca Lagunera no se tiene registrada superficie para la producción del cultivo de Quinoa. En ese contexto esta investigación fue el establecimiento e implementación de este cultivo como oportunidad para la producción de granos de alta calidad nutricional.

Para dar respuesta a los objetivos planteados en esta investigación, a continuación, se presentan los resultados de los datos obtenidos de la siguiente manera: Características del medio físico, Análisis y características del suelo, Porcentaje de germinación de dos variedades de Quinoa, Manejo agronómico del cultivo y relaciones agroclimáticas en dos ciclos agrícolas primavera-verano (PV) y otoño invierno (OI), así como, análisis nutracéutico de la semilla de Quinoa.

4.1 Características del medio físico

4.1.1 Localización geográfica del área

La Comarca Lagunera se encuentra localizada en la porción suroeste del estado de Coahuila y noreste de Durango, entre los paralelos 26° 51' 00'' y 24° 22' 48'' de latitud norte y los meridianos 101°51' 36'' y 104° 48' 36'' de longitud oeste (Santamaria *et al.*, 2006). Según Rojas (1998) la distribución geográfica de la quinoa 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 4000 m.s.n.m. en el altiplano que comparten Perú y Bolivia, existiendo así, quinoa de costa, valles, valles interandinos, puno y altiplano. Al respecto, la literatura menciona que el cultivo se puede desarrollar fuera del centro de origen, esta información se ha documentado ampliamente, ya que países como Dinamarca (Jacobsen *et al.*, 2010), Italia, (Pulvento *et al.*, 2010), Turquía. (Yazar *et al.*, 2014), Grecia (Iliadis *et al.*, 1999), Pakistán, Kenia (Jacobsen, 2003), Estados Unidos (Jacobsen, 2003), Canadá (Laguna, 2003) y Brasil (Bertero, 2001) han establecido este cultivo a nivel experimental y semi-comercial, obteniendo resultados favorables.

Por otra parte, La Comarca Lagunera se encuentra a una altitud de 1150 msnm y de acuerdo al reporte de Mujica *et al.* (2001), el cultivo crece y se adapta desde el nivel del mar hasta cerca de los 4,000 msnm, de manera que el cultivo puede desarrollarse sin ningún problema en esta región.

4.1.2 Análisis y características del suelo

Este ensayo se realizó en dos ciclos agrícolas Primavera-verano y Otoño-invierno siguiendo el ejemplo de Coulibaly *et al.* (2014), donde evaluaron la adaptación de la quinoa a condiciones agroclimáticas en Mali y realizaron pruebas agronómicas en ciclos de cultivo en la estación seca (noviembre a marzo), y húmeda (junio a agosto).

Uno de los pasos previos al establecimiento del cultivo fue analizar el suelo, para esto, se tomó una muestra compuesta de la superficie total en que se estableció el cultivo. Los resultados obtenidos muestran un suelo con una textura franco arcillosa, de acuerdo con Mujica *et al.* (2004), la quinoa se desarrolla bien en este tipo de suelos.

El suelo presentó un pH de 8.12, de acuerdo con clasificación de los suelos en función del pH medido en relación suelo: agua (1:2) realizada por Castellanos *et al.* (2000), corresponde a un pH alcalino (8.1 a 8.8); a este respecto, Mujica *et al.* (2001), menciona que el pH ideal para la quinoa son los cercanos a la neutralidad, sin embargo, se obtienen producciones buenas en suelos alcalinos de hasta 9.5 de pH (FAO, 2011).

El suelo contenía 0.7907 % de materia orgánica, según la clasificación de los suelos de zonas desérticas bajo riego en función del contenido de la materia orgánica según Castellanos *et al.* (2000) se encuentra ubicada en el rango de 0.75 a 1, bajo la denominación de contenido *medio bajo*. Por la materia orgánica este tipo de suelo no es ideal para el cultivo de quinoa ya que la FAO (2016), indica que los suelos óptimos poseen alto contenido de materia orgánica.

El suelo posee una conductividad eléctrica de 3.99 ms/cm, corresponde a un suelo ligeramente salino (en el rango de 2-4 dS/m), por lo tanto, es posible que se afecte el

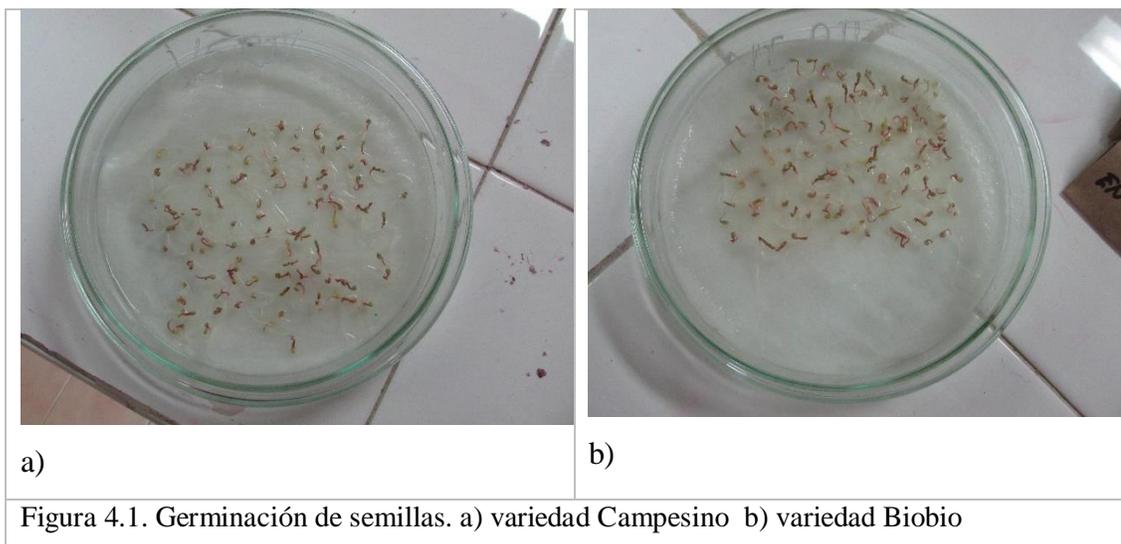
rendimiento de cultivos sensibles, sin embargo, la quinoa es tolerante a la salinidad (halofita facultativa) como se ha demostrado en los Salares Bolivianos (Jacobsen *et al.*, 2003) y en Punjab de Pakistán (Munir, 2011). Además la producción de semilla se ve aumentada por una salinidad moderada (EC en los rangos de 5-15dS/m) de los suelos (Yazar *et al.*, 2014).

Además de las características ya mencionadas el suelo tenía: 0.2548 % de nitrógeno, 4.77945 ppm de fósforo, 140 ppm de sulfato y 416 ppm de nitratos.

4.2 Porcentaje de germinación

Previo a la siembra se determinó el porcentaje de germinación, para ello se acudió al laboratorio a realizar la siembra de la semilla distribuida en cuatro repeticiones (100 semillas por repetición).

Una vez que pasaron 24 horas después de la siembra, se observó la radícula de la semilla, sin embargo el conteo se realizó hasta que pasaron 48 h donde se observó que los germinados presentaron una elongación de la raíz y además de los cotiledones aun unidos (a manera de una cabeza de fósforo) como lo describe Mujica (2006). La variedad biobio presentaba una coloración purpura, mientras la variedad Campesino mostró una coloración verde. La Figura 4.1, presenta las semillas germinadas para las dos variedades a) Campesino, b) Biobio.



Se obtuvo un porcentaje de germinación que varía del 96 al 99 % para variedad Campesino y del 98 al 99 % para la variedad Biobio (Figura 4.2), obteniendo una media 97.5 y 98.5 % respectivamente.

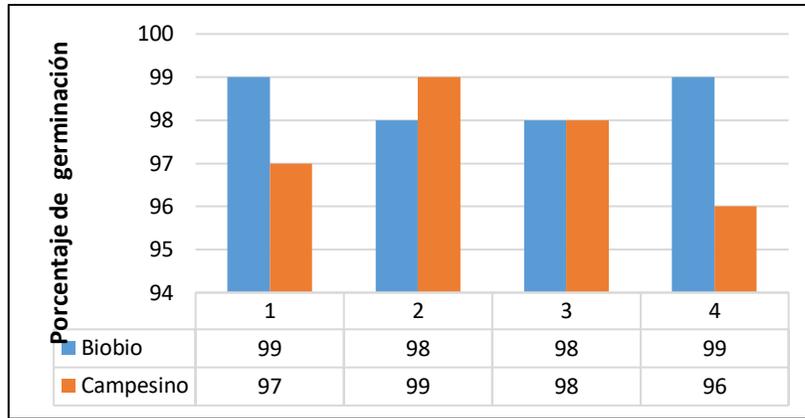


Figura 4.2 Porcentaje de germinación.

Los datos coinciden con Jacobsen y Bach (1998) citado por Bertero (2014) los cuales estudiaron la influencia de la temperatura sobre la tasa de germinación en semillas de quinoa. Las semillas alcanzaron el 100 % de germinación en 30 °C, lo que implica que bajo alta temperatura y humedad adecuada toda la semilla germinará en aproximadamente un día.

4.3 Fenología del cultivo

La fenología estudia los cambios externos visibles de las plantas durante su desarrollo vegetativo y reproductivo (Mujica *et al.*, 1997). Además la duración de etapas del desarrollo es uno de los determinantes principales de la adaptación de una especie (Bertero, 2014).

Los eventos más importantes en el ciclo de vida de un cultivo anual son: la emergencia, la iniciación floral, la floración (usualmente identificada como el momento de antesis o aparición de las anteras) y la madurez fisiológica (Ritchie, 1991 citado por Bertero, 2014).

4.3.1 Germinación

En la Figura 4.3 se muestra el comportamiento de la germinación en dos ciclos agrícolas (PV, OI y de las dos variedades, se puede observar que no existe diferencia en los días a germinación entre las fechas del Ciclo PV ya que en F1, F2 y F3 germinaron dos días después de la siembra (dds), ambas variedades mostraron un comportamiento similar en el ciclo mencionado (Figura 4.3).

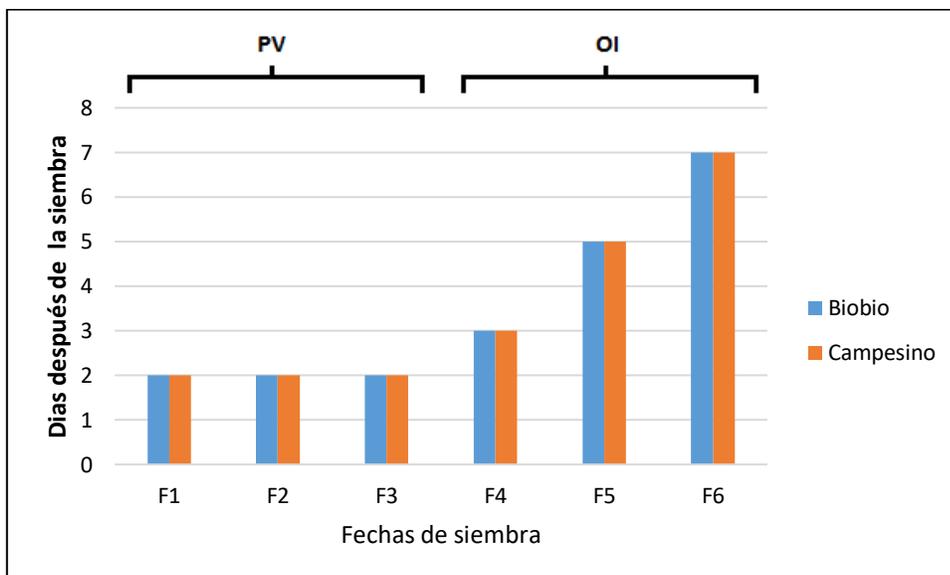


Figura 4.3 Germinación en dos variedades de quinoa en los ciclos PV (2016) y OI (2016-2017).

A diferencia del ciclo PV en el ciclo OI si hubo diferencia en la germinación entre fechas pero no entre variedades. En la F4 ambas variedades germinaron a los tres dds (Figura 4.3). A este respecto, Zapata (2015) y Jiménez (2015), reportan, para la variedad Campesino, germinación a los cinco y seis dds respectivamente, en fechas similares a las de este estudio.

Por otra parte, la F5 germinó a los 5 dds y la F6 germinó a los 7 dds. Estos resultados difieren al reporte de Mendoza (2013), quien reporta datos de ocho a 13 dds para la germinación de la semilla. Sin embargo, estos resultados se encuentran dentro del rango del límite inferior que indican Mujica y Canahua (1989) y Condori (2008), quienes reportan valores entre 7 a 10 y 7.62 a 10.12 dds respectivamente para que se realice la germinación. Es de importancia resaltar que las dos variedades reaccionan

igual a la germinación en PV y OI, sin embargo, la semilla requiere de más días para su germinación cuando la fecha de siembra es más próxima al invierno.

4.3.2 Desarrollo de la inflorescencia

En la figura 4.4 se muestra el inicio de panojamiento en dos ciclos agrícolas (PV y OI) y de las dos variedades. Se puede observar que el inicio de panojamiento entre fechas y variedades se manifestó en diferentes dds. En un ciclo agrícola e igual variedad los días para que se presente en esta etapa difieren únicamente en dos o tres días, por ejemplo: la variedad Biobio en el F1,F2 y F3 (ciclo PV) presento la fase a los 28, 26 y 24 dds respectivamente.

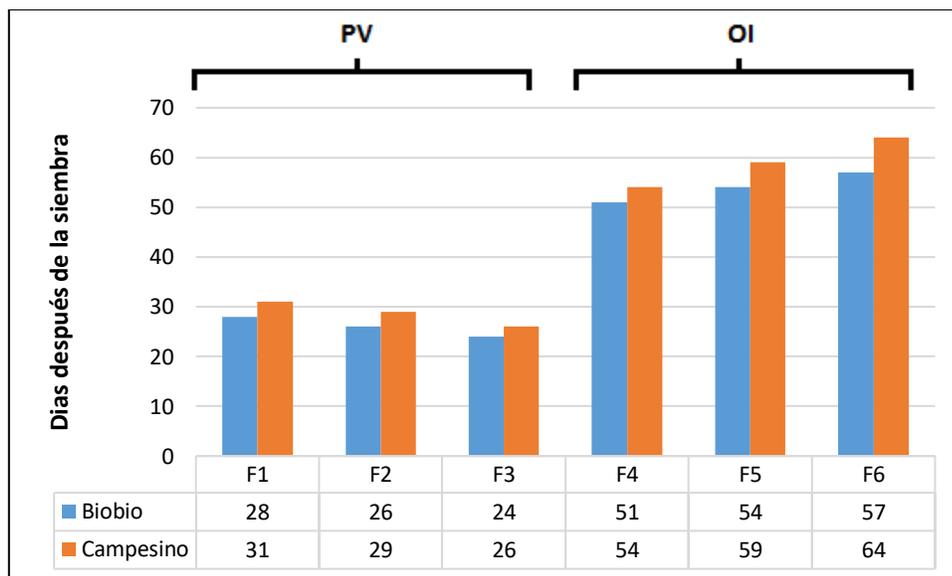


Figura 4.4 Inicio de panojamiento en dos variedades de quinoa en dos ciclos agrícolas PV (2016) y OI (2016-2017).

Sin embargo, las siembras por ciclo PV y OI (F4,F5 y F6) muestran una variación mayor, por ejemplo, la variedad biobio en el ciclo PV, el inicio de panojamiento se presentó en el rango 24 a 28 dds, mientras que en el ciclo OI se presentó entre los 51 a 54 dds. Este comportamiento se observó en la variedad Campesino, con valores de 26 a 31 dds en el ciclo PV y 54 a 64 dds en el ciclo OI (Figura 4.4). Esto difiere a lo

encontrado en Bouchane-Marruecos en donde mencionan que esta etapa se presentó 40 a 50 dds (Filali, 2011).

En las fechas del ciclo OI, la fase de desarrollo de la inflorescencia se encontró dentro de rangos establecidos por Mendoza (2013), y donde menciona que los días para la fase de desarrollo de la inflorescencia, varían de 42,33 a 66,33 dds, así mismo, Mujica (2006) indica que el panojamiento se presentó entre los 51 a los 99 días.

Para el ciclo PV, la fecha de siembra tiene relación directa con el inicio de la inflorescencia y para ambas variedades, cuando la fecha de siembra se aleja de la primavera F3 se observa una disminución de los dds en la aparición de la inflorescencia, por el contrario para el ciclo OI cuando la fecha de siembra es próxima al verano se alargan los dds para la aparición de la inflorescencia F6.

4.3.3 Floración

En la figura 4.5 se puede observar que la floración en fechas y variedades se manifestó en diferentes dds (comportamiento similar que el desarrollo de la inflorescencia). Al respecto, la variedad Biobio en el ciclo PV, la floración se presentó entre los 39 y 40 dds y en el ciclo OI entre los 81 a 87 dds (Figura 4.5) lo cual es semejante a lo encontrado por Zapata (2015) que refiere para esa variedad la floración se da a los 82 dds.

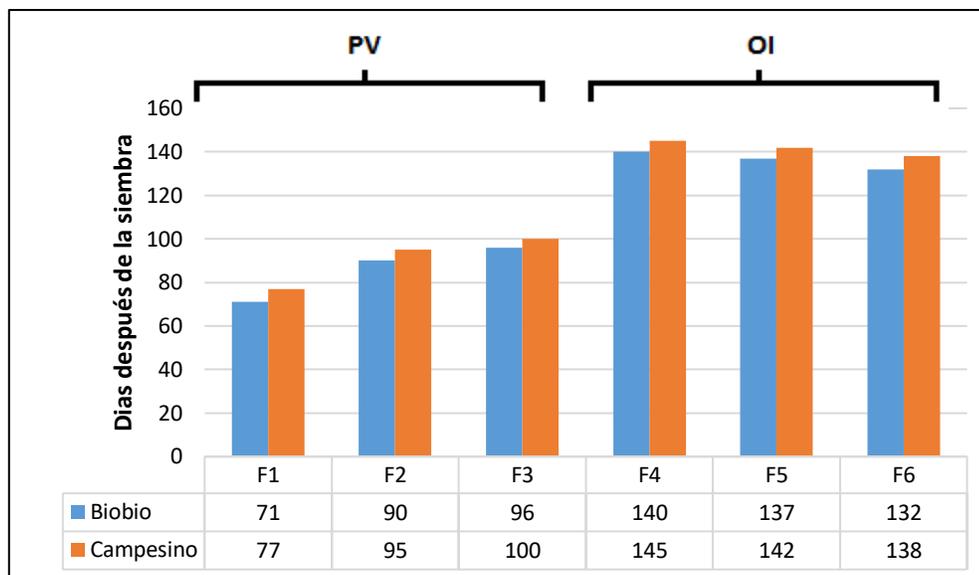


Figura 4.5 Floración en dos variedades de quinoa en dos ciclos agrícolas PV (2016) y OI (2016-2017).

De la misma manera, la variedad Campesino presentó floración en un rango de 42 a 44 dds en las fechas de PV y 84 a 91 dds en OI (Figura 4.5). Estos resultados son similares a los reportes de Jiménez (2015) y Zapata (2015), ya que en el ciclo OI para la variedad Campesino reportan 86 y 91 dds respectivamente. Por otra parte, Mendoza (2013), señala valores entre 56.67 a 74.33 dds para la fase de floración y Huaranga (2015), reporta un rango de 72 a 109 días. Sin embargo, también existen reportes (Condori, 2008), en donde señalan una variación mayor a la encontrada en este estudio, con valores del orden de 117.38 a 124.38 días.

Esta etapa se puede presentar en diferentes fechas incluso en una misma región, ya que Noulas *et al.* (2014) reportan que en Grecia se presenta 60 días después de su germinación también de este sitio Iliadis & Karyotis (2000) reporta 59 a 77 días después de su germinación después de haber evaluado 25 variedades.

4.3.4 Madurez fisiológica

En la Figura 4.6 se puede observar que las parcelas con la variedad Biobio cultivadas en el ciclo PV, maduraron entre los días 71 a 96 dds. En el caso de la F1 en las dos variedades, las plantas solo produjeron panícula y flores, pero no alcanzaron a producir grano, esto coincide con Iliadis y Karyotis (2000) informaron que, de la evaluación de 25 de las variedades de quinoa originarias de Europa y América Latina, sólo seis variedades europeas y dos variedades latinoamericanas produjeron semilla, mientras que las 17 variedades restantes procedentes de América Latina produjeron sólo panículas y flores.

Las plantas cultivadas en OI maduraron entre 132 a 140 dds. Al respecto, la literatura reporta valores de 124 dds en el norte de México (Zapata, 2015). Coulibaly *et al.* (2014) reportan 90-100 días para las accesiones de Chile y hasta 108-119 dds para las accesiones de Argentina cultivadas en Mali. En Grecia se presentó la etapa de madurez en un rango de 100-124 días después de la germinación (Iliadis y Karyotis 2000), en Europa del sur el rango fue de 100–116 días para las variedades que fueron capaces de madurar (Mujica *et al.*, 2001).

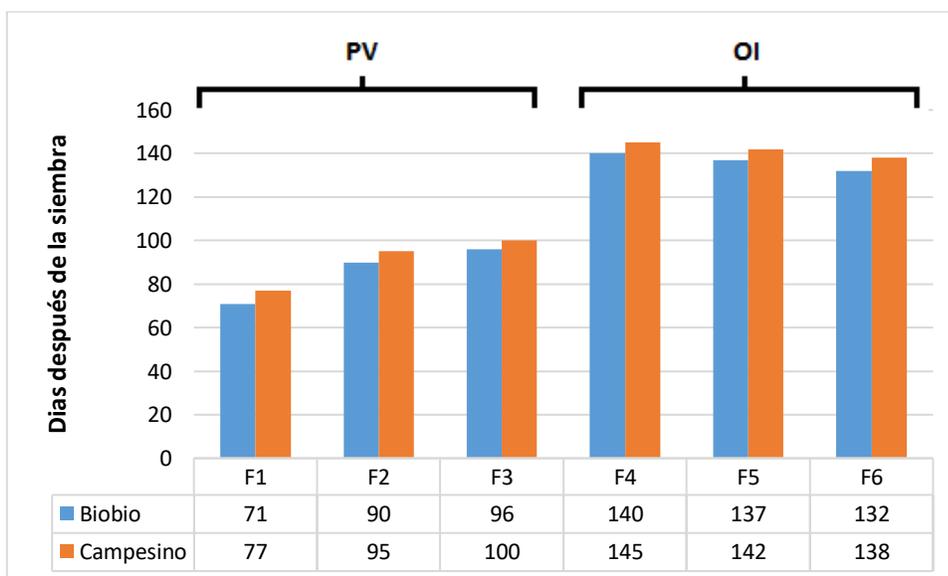


Figura 4.6 Madurez fisiológica en dos variedades de quinoa en dos ciclos agrícolas PV (2016) y OI (2016-2017).

Por otra parte, la variedad Campesino establecida en el ciclo PV, se cosecharon entre los 77 y 100 dds y las cultivadas en el ciclo OI se cosecharon entre 138 y 145 dds (Figura 2). Esta información coincide con Zapata (2015) y Huaranga (2015), quienes reportan madurez fisiológica a los 142 dds y 136 a 201 dds respectivamente. Sin embargo, estos resultados difieren con el reporte de Jiménez (2015), quien señala valores del orden de los 113 dds para esta variedad, así mismo, Mujica (2001) menciona un período de crecimiento de hasta 180 días en Europa del Norte.

4.3.5 Germinación Pre Cosecha

Una de las desventajas al sembrar en el ciclo PV es que coincide la cosecha con las lluvias estacionales lo que genera germinación del grano en la panoja antes de cosecharlo lo que representa pérdida en el rendimiento, a diferencia del ciclo OI donde no se presentan lluvias en invierno lo que no afecta el rendimiento del cultivo. Días previos a la cosecha del cultivo, en F2 se presentó (en ambas variedades) la germinación en los granos de algunas panojas debido a que las lluvias estacionales coincidieron con la maduración de la semilla. En la Figura 4.7 se puede observar la precipitación en la segunda mitad del mes de agosto.

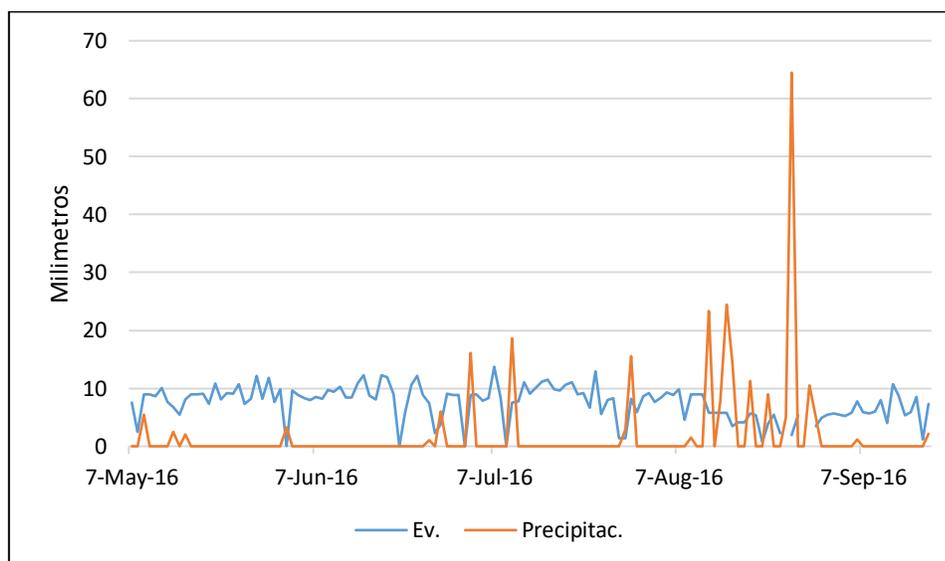


Figura 4.7 Relación precipitación pluvial y cosecha de la quinoa (período mayo-septiembre 2016).

Esto coincide con lo mencionado por Peterson y Murphy (2014) los cuales indican que esta problemática se presentó en las pruebas de evaluación de variedades en el 2010 y el 2013 que se llevaron a cabo en el este del Estado de Washington ya que las lluvias tempranas a finales del verano produjeron la germinación pre-cosecha de muchas variedades (datos sin publicar). Este fenómeno también ha sido observado en Holanda en donde hay precipitaciones durante todo el año (Ceccato *et al.*, 2011).

4.4 Variables agronómicas

Las variables agronómicas monitoreadas para los ciclos PV y OI fueron: Altura de planta (cm), número de ramas, longitud de panojas (cm) y rendimiento (kg ha⁻¹), a continuación se presentan los resultados.

4.4.1 Fecha de siembra

La fecha de siembra fue significativa para las variables estudiadas. La mayor altura se presentó en la fecha 3 dentro del Ciclo Primavera-Verano (PV) con una altura de 104.17 cm y la altura más baja se presentó en la fecha 1 del mismo ciclo de cultivo con una altura de 1.75 cm (Cuadro 4.1). Estos resultados coinciden con Tapia (2000), en donde menciona que las plantas pueden tener tamaño muy variable, según el medio ecológico donde se cultiven. Al respecto, Jiménez (2015) reporta una altura de 109.45 cm en quinoa cultivada en el norte de México. Mientras en Grecia, Iliadis y Karyotis (2000) reportan un promedio de alturas de (90-157 cm). En Turquía la altura de planta fue de 50.8 cm hasta 75.3 cm en la siembra normal y entre 47.0- 75.3 cm para la siembra tardía.

Para la variable número de ramas, las fechas 3 y 6 en los ciclos primavera-verano (PV) y Otoño-Invierno (OI) presentaron el mayor número de ramas. Así mismo, las fechas 2 y 5 presentaron el menor número de ramas, con valores del orden de los 8 y 10 respectivamente para cada fecha (Cuadro 4.1).

Cuadro 4.1. Rendimiento, altura de planta, número de ramas y longitud de panoja bajo diferentes fechas de siembra quinoa (*Chenopodium quinoa* W.) en la Comarca Lagunera. 2016.

Ciclo agrícola	Fecha de siembra	Rendimiento (kg/ha)	Altura de planta (cm)	Número de ramas	Longitud de panojas (cm)
Primavera - Verano	F1) 7 de mayo	-	52 ^{cd}	-	-
	F2) 23 de mayo	412 ^c	87 ^b	8 ^b	17 ^a
	F3) 10 de junio	501 ^{bc}	104 ^a	13 ^a	15 ^a
Otoño - invierno	F4) 3 de nov	586 ^b	-	-	-
	F5) 17 de nov	556 ^{bc}	62 ^c	10 ^b	16 ^a
	F6) 1 de dic	975 ^a	83 ^b	12 ^a	19 ^a
	EEM	51.472	5.74	1.42	0.79
	P-value	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001
	R2	0.89	0.94	0.86	0.81

EEM=Error Estándar de la Media; R²= Coeficiente de determinación; Literales diferentes entre columnas indica significancia estadística (p<0.05).

Por otra parte, en la variable longitud de la panoja, no se observaron diferencias significativas (p>0.05) en todas las fechas. La fecha en que se produjo un mayor tamaño de panojas fue en F6 con 19 cm, mientras que la fecha que presentó un menor tamaño de panoja es la fecha 3 (Cuadro 4.1). Estos resultados varían con respecto a lo encontrado por Jiménez (2015) que reporta 37.29 cm para quinoa cultivada en el norte de México.

En rendimientos de los dos ciclos agrícolas hubo diferencia significativa. Esto coincide con Coulibaly *et al.* (2014), quienes encontraron diferencias significativas entre temporadas de siembra, ellos mencionan que en Mali se probaron siembras en temporada de lluvia (junio a octubre) y en temporada seca (noviembre a marzo) y se reportan rendimientos que fluctúan entre 0.5 y 2.5 t ha⁻¹, no obstante la época de

siembra no siempre influye en el rendimiento. Los autores Spehar y Santos (2002), en las Sabanas de Brasil han recomendado dos variedades que presentan rendimientos respectivos similares independientemente de la fecha de siembra.

El rendimiento de la siembra del 7 de mayo fue nulo (Cuadro 4.1), ya que solo presentó panoja y flores y no alcanzó a producir grano. Esto coincide con resultados de investigaciones realizadas en Grecia por Noulas *et al.* (2014), que indican que la siembra tardía en Grecia en (mayo) era inadecuada presentando rendimientos de 0 kg ha⁻¹, y 90 kg ha⁻¹

Para la F2 el rendimiento fue de solamente 412 kg ha⁻¹, para la siembra 3 el rendimiento se incrementó 89 kg ha⁻¹. En las siembras del ciclo OI la F5 fue la que obtuvo menor rendimiento con 556 kg ha⁻¹, en este ciclo de cultivo se encuentra la mejor fecha de siembra (1 de diciembre) con un rendimiento 975 kg ha⁻¹ (Cuadro 4.1).

Las plantas de PV fueron más altas, sin embargo las plantas de OI obtuvieron mayor rendimiento (Cuadro 4.1), al respecto Tapia (2000) indica que bajo condiciones de producción intensiva, se ha presentado un alto rendimiento de grano con plantas inferiores a 1 m de altura.

El resultado alcanzado es superior al obtenido en Canadá (Laguna, 2003), también al obtenido por Filali 2011 en Bouchane, Marruecos donde se obtuvieron 930 kg ha⁻¹ en seco, y comparable con los obtenidos para Estados Unidos 1,000 kg ha⁻¹ (Jacobsen, 2003).

El rendimiento obtenido es inferior que: Dinamarca (2 t ha⁻¹), Rabat, Marruecos (2.346 t ha⁻¹); Khénifra, Marruecos (1.4 t ha⁻¹); Grecia (1.990 t ha⁻¹); Kenia 4 t ha⁻¹; Turquía 1690 a 2120 kg ha⁻¹; Italia 1.5 t ha⁻¹, 3.3 t ha⁻¹; Pakistán 2.7 t ha⁻¹ y (Jacobsen, 2003; Benlhabib *et al.*, 2004; Jacobsen *et al.*, 2010; Azouz, 2009; Pulvento *et al.*, 2010; Yazar *et al.*, 2014; Bhargava; Noulas *et al.*, 2014; y Ohrib, 2014).

Sin embargo, el rendimiento es superior a lo obtenido por productores comerciales en Bolivia, al respecto, FAOSTAT (2016), reporta rendimientos entre 368 a 341 kg ha⁻¹

en el periodo 2005-2014 y para el mismo periodo, se reporta rendimientos de 388 a 647 kg ha⁻¹ para Ecuador.

4.4.2 Variedad

Como ya se ha mencionado anteriormente en este experimento se usaron dos variedades: Campesino originaria de Ecuador y BioBio que tiene como origen Chile.

El factor variedad (Cuadro 4.2) fue significativo ($p < 0.05$) solo en la variable número de ramas, donde la variedad Campesino mostró el mayor número de ramas/planta, en el orden de 9.98 y la variedad Biobio presentó el menor número de ramas con 7.62 ramas/planta.

Cuadro 4.2. Rendimiento, altura de planta, numero de ramas y longitud de panoja para dos variedades de quinoa (*Chenopodium quinoa W.*) en la Comarca Lagunera. 2016.

Variedad	Rendimiento (kg/ha)	Altura de planta (cm)	Número de ramas	Longitud de panojas (cm)
Campesino	656 ^a	80 ^a	10 ^a	14 ^a
Biobio	556 ^a	76 ^a	8 ^b	13 ^a
EEM	61.926	3.19	0.93	0.47
P-value	0.0699	0.1323	0.0237	0.094
R²	0.89	0.94	0.86	0.81

EEM=Error Estándar de la Media, R²= Coeficiente de determinación, Literales diferentes entre columnas indica significancia estadística ($p < 0.05$).

Respecto a las variable altura de planta no se observaron diferencias ($p > 0.05$) entre variedades; la altura de planta se encontró en el orden de los 75 a 80 cm (Cuadro 4.2), inferior a lo encontrado por Zapata (2015) que reporta una altura de planta para la variedad Campesino de 83.46 cm y 83.74 cm para la variedad Biobio. Estos resultados sugieren que ambos genotipos muestran un comportamiento similar en esta región climática.

En la variable longitud de panoja no se observaron diferencias significativas ($p > 0.05$). La longitud de panojas de la variedad Biobio fue de 13 cm y la de Campesino fue de 14 cm (Cuadro 4.2). Este resultado fue inferior a lo que indica

Zapata (2015) una altura de panoja de 32.75 cm para la variedad Campesino y 45.75 cm para Biobio.

De acuerdo con el Cuadro 2, en rendimiento la variedad Campesino produjo 656 kg/ha, y la variedad biobio kg ha⁻¹, según la prueba de Tukey 556 kg ha⁻¹ no hay diferencia estadística ($p>0.05$), sin embargo hay una diferencia de 100 kg entre las variedades que se deberá considerar para elegir entre variedades.

4.4.2 Tipo de fertilización

Durante las últimas décadas, la aplicación foliar de nutrientes se ha convertido en un procedimiento establecido para aumentar el rendimiento y mejorar la calidad de los productos vegetales (Romemheld y El-Fouly, 1999). Este procedimiento también puede disminuir la utilización de nutrientes y contaminación ambiental mediante la reducción de fertilizantes añadidos al suelo (Abou El-Nour, 2002).

La aplicación foliar de nitrógeno ha demostrado ser una técnica eficaz de fertilización nitrogenada y rápida distribución a partir de las hojas a otras partes de la planta. Ahmed *et al.* (2011), mencionaron que los fertilizantes foliares pueden evitar pérdidas debidas a la desnitrificación, lixiviación e inmovilización, a menudo asociadas con la fertilización con N al suelo. Especialmente cuando la capacidad de absorción radicular es deteriorada por la baja humedad del suelo o la condición de suelo salino. Además el nitrógeno aplicado de manera foliar aumenta la síntesis de clorofila en las hojas.

En el Cuadro 4.3 se puede observar que el factor tipo de fertilización fue significativo para las variables estudiadas ($p<0.05$).

En relación con los tratamientos de fertilización se encontraron diferencias ($p<0.05$) en las variables altura de planta y número de ramas. Al respecto, la aplicación foliar + suelo, presentó la mayor altura y número de ramas, con valores de 87.47 cm y 11.05 ramas, respectivamente (Cuadro 4.3). Estos resultados coinciden con los obtenidos por Pospisil *et al.* (2006), que informó fertilización nitrogenada afecta la altura de planta quinoa, también hubo aumentos en el número de ramas basales con el aumento de la dosis de N de suelo o aplicación foliar hasta el más alto. En otras palabras, la

adición de nitrógeno al suelo dio como resultado una altura de planta significativamente más alta que las plantas que solo recibieron fertilización foliar.

Cuadro 4.3. Rendimiento, altura de planta, numero de ramas y longitud de panoja bajo dos tipos de fertilización en quinoa (*Chenopodium quinoa W.*) en la Comarca Lagunera. 2016.

Tipo de aplicación	Rendimiento (kg/ha)	Altura de planta (cm)	Número de ramas	Longitud de panojas (cm)
Foliar	457 ^b	68 ^b	7 ^b	12 ^a
foliar+ suelo	755 ^a	87 ^a	11 ^a	15 ^a
EEM	37.755	1.71	0.7	0.45
P-value	<0.0001	<0.0001	<0.0001	0.1587
R ²	0.89	0.94	0.86	0.81

EEM=Error Estándar de la Media; R²= Coeficiente de determinación; Literales diferentes entre columnas indica significancia estadística (p<0.05).

Para la variable longitud de panoja, no se observó efecto de tratamientos ($P > 0.05$) (Cuadro 3). De acuerdo con Guillaume *et al.* (2014), la absorción de nitrógeno aumenta altamente desde la etapa de panoja y recomienda administrar la primera entrada de N en la etapa de 3-4 hojas (30 a 40 kg por hectárea) y una segunda entrada en la etapa de 8-10 hojas, en este experimento la fertilización no se administró de esa forma.

El tratamiento de fertilización influyó significativamente en rendimiento, como se observa en el cuadro (Cuadro 4.3). La prueba de Tukey ($\alpha=0.05$) confirma que existen diferencias significativas entre los diferentes tipos de fertilización siendo el tratamiento a fertilización (Al suelo + foliar) el que se traduce en mayor producción.

En relación con el rendimiento, este fue superior en los tratamientos donde el complemento de fertilización (Foliar + al suelo) obtuvo 775 Kg ha⁻¹ contra 457 Kg ha⁻¹ de los tratamientos a los que se le aplicó únicamente fertilización foliar (Cuadro 4.3). La diferencia en el rendimiento se puede deber a que el fertilizante foliar no cumplió con las necesidades nutrimentales del cultivo, al respecto Guillaume *et al.*

(2014.) menciona que el componente de rendimiento afectado por una deficiencia de nitrógeno es principalmente la cantidad de semillas por panoja; el peso y tamaño de la semilla se ven menos afectados por la necesidad de nitrógeno. En Francia trabajaron con diferentes niveles de fertilización nitrogenada donde obtuvieron rendimientos desde 1.9 hasta 3.4 t ha⁻¹ además concluyeron que la relación entre el rendimiento y la necesidad de nitrógeno es lineal

4.5 Características Agroclimáticas

Los cambios fenológicos se deben a factores ambientales como también a mecanismos internos de regulación, por lo que la interacción de ambos, se estudia mediante la observación directa de las distintas fases fenológicas del cultivo y su medio ambiente físico (Mujica *et al.*, 1997).

En el desarrollo de la quinoa se deben tomar en cuenta los factores: temperatura, fotoperiodo, status hídrico y radiación. De estos, los más relevantes para el cultivo son la temperatura y fotoperíodo, y su importancia relativa depende de la sensibilidad de las plantas en cada fase (Hall, 2001).

4.5.1 Fotoperiodo

El fotoperiodo en un punto de la tierra es un factor que se deriva de las coordenadas de una región, por lo que sólo varía durante el año, pero no entre años. En la Comarca Lagunera, el fotoperiodo varía de 10.62 horas en enero a 13.67 horas en junio (Santamaría *et al.*, 2006).

En la figura 4.8 se muestra el fotoperiodo de Torreón-Coahuila (25.5578747 N), el de la ciudad de Biobio, Chile (33.4690913 S) la cual se presume que sea el origen de la variedad Biobio, también se pueden observar las horas luz de Oruro-Bolivia (17°58' 00'' S), una de las ciudades con mayor producción de quinoa, en la misma situación se encuentra Puno-Perú (15°50'00''S 70°02'00''W).

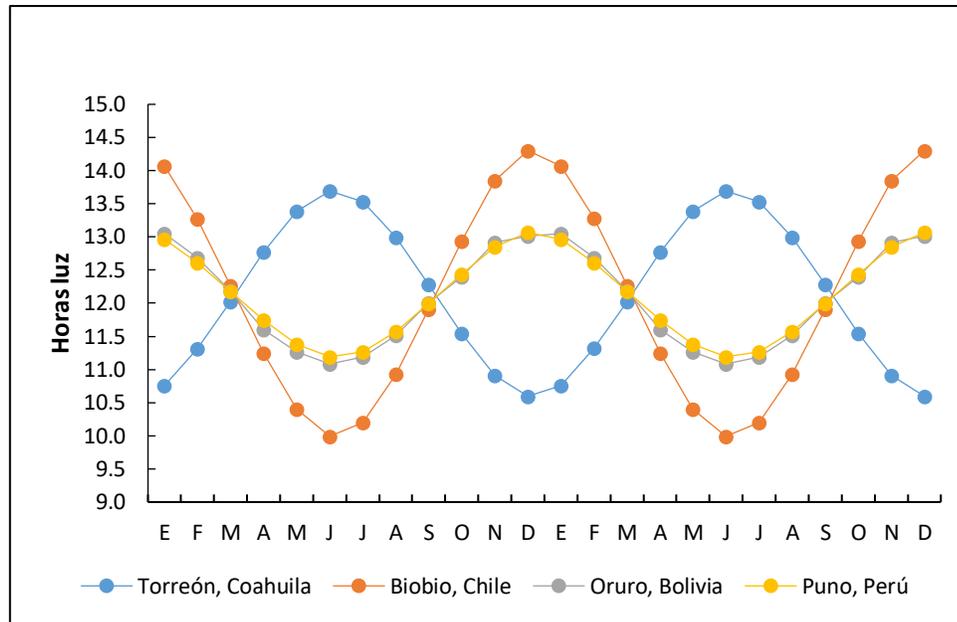


Figura 4.8. Fotoperiodo de dos años para Torreón-Coahuila, Biobio-Chile, Oruro-Bolivia y Puno-Perú.

En esta figura se puede observar que las ciudades de Oruro y Puno tienen un fotoperiodo semejante, con máximos apenas por encima de las 13 horas luz y mínimos de 11 a 11.3 cm horas luz, estos fotoperiodos son diferentes al de Torreón y al de la región de Biobio ya que presenta máximos por encima de los 14 h de luz y mínimos de 10 h luz.

En la Figura 4.9 se muestra los resultados para fotoperiodo de la variedad Campesino en el ciclo PV, y donde el fotoperiodo alcanzó un máximo de 13.7 y un mínimo 12.05 horas luz. Así mismo, en el ciclo OI se desarrolló en un mínimo de 10.63 y máximo de 12.84 horas luz. El rango de 13.29 a 13.71 horas luz no influyó en la etapa de germinación, sin embargo, el rango 10.63 a 11.06 horas luz esta etapa se retrasó a menor cantidad de horas luz.

El panojamiento en el ciclo PV se presentó a los 31, 29 y 26 dds respectivamente. Dados estos resultados, se intuye que conforme disminuye la duración del periodo de luz, la etapa de panojamiento y floración se adelanta. Por otra parte, en siembras del

ciclo OI esta tendencia es mas notoria, ya que una mayor cantidad de días con pocas horas luz retrasan el inicio del panojamiento y floración. La madurez fisiológica tambien se ve afectada por el fotoperiodo, ya que a mayor cantidad de horas luz despues de la floración más rápido se presenta la madurez fisiológica.

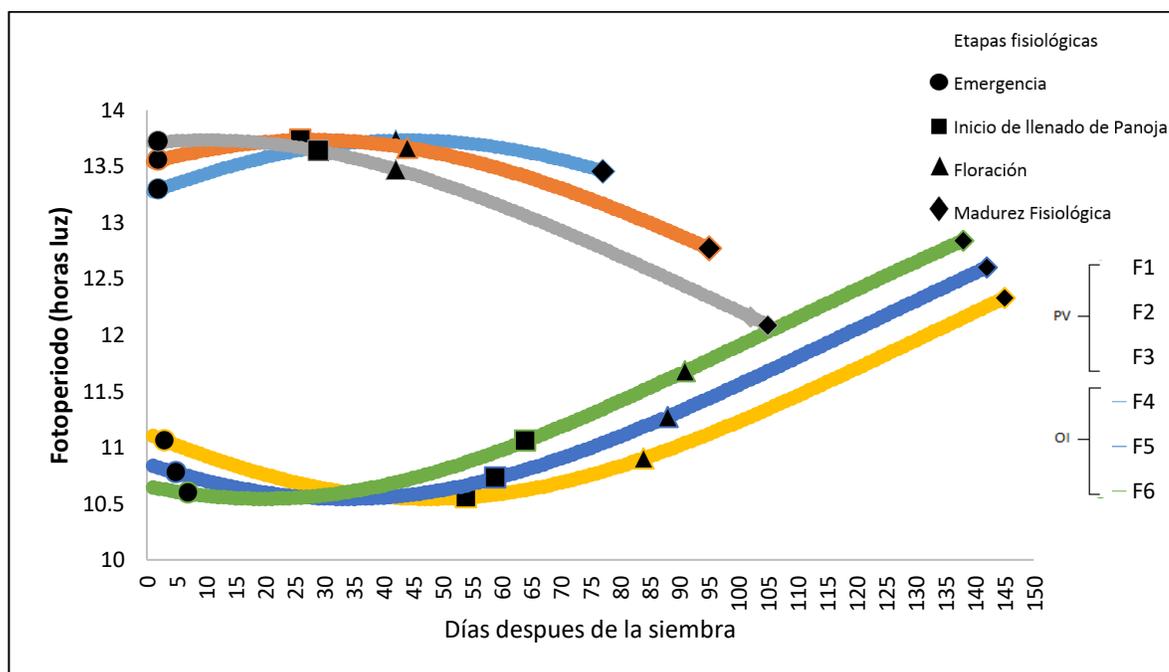


Figura 4.9. Fotoperiodo y etapas fenológicas de la variedad Campesino.

En la figura 4.10, se observa que de la variedad Biobio en el ciclo PV se cultivó en fotoperiodo con un máximo de 13.7 y un mínimo 12.31 horas de luz. Al respecto, Christiansen *et al.* (2010), reportaron que fotoperiodos de más de 12 h ocasionan importantes efectos perjudiciales en el desarrollo de la quinoa. A este respecto, en la fechas 2 y 3 se obtuvo menor rendimiento que en las siembras de OI, las cuales se desarrollaron en fotoperiodos inferiores a 12 h en la mayoría del ciclo de cultivo.

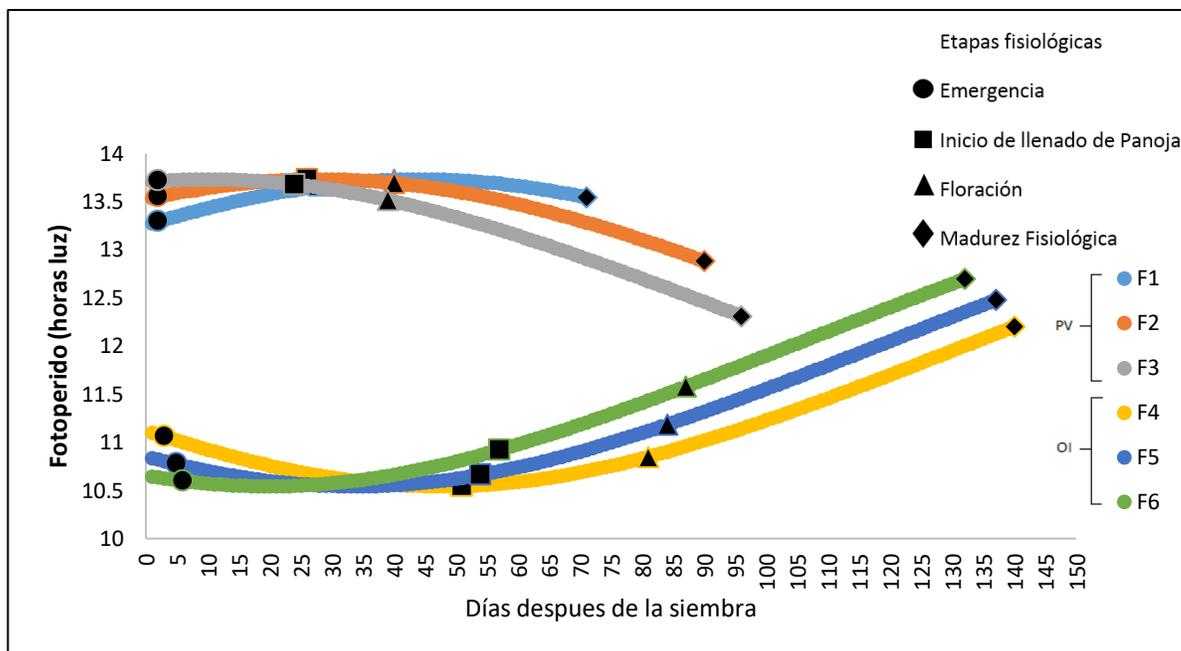


Figura 4.10 Fotoperíodo y etapas fenológicas de la variedad biobio.

El comportamiento bajo la influencia del fotoperíodo en ambas variedades es similar, ya que se observa la misma tendencia en la fenología. A mayor cantidad de días con pocas horas luz se atrasan las etapas de panojamiento y floración, sin embargo, se adelantan la germinación y la madurez fisiológica (Figura 4.9 y 4.10). Esta información coincide con Bertero *et al.* (1999), que mencionan que todas las etapas de desarrollo en quinoa son sensibles a cambios en el fotoperíodo, pero particularmente la fase reproductiva.

Los efectos más importantes de un fotoperíodo extendido se observan después de la floración como una interrupción de las etapas de llenado y maduración de semillas y en cambio se observa un continuo crecimiento vegetativo y de floración (Bertero *et al.*, 1999, 2004; Christiansen *et al.*, 2010). En este sentido, las fechas del ciclo PV, presentan el comportamiento que indican los autores, especialmente en F1, donde únicamente hubo formación de panículas y flores también se acortó el ciclo de cultivo. Además en este ciclo las plantas de la F3 alcanzaron una mayor altura y número de ramas en comparación con las fechas de OI (Figura 4.9 y 4.10).

5.5.2 Temperatura

La sensibilidad al fotoperíodo no es la razón principal por la que algunas variedades de estudió no produjeron semilla, esto pudo deberse a las altas temperaturas ($> 32\text{ }^{\circ}\text{C}$) y a días largos (durante la antesis) (Iliadis & Karyotis (2000). El llenado del grano se ve afectado por una combinación de ambos factores: temperatura alta, en particular en combinación con el largo fotoperíodo típico de las latitudes templadas, y que los fotoperíodos largos también afectan la viabilidad del polen (Bertero *et al.*, 1999). En la Figura 4.11, se muestran períodos de temperatura elevada en la Comarca Lagunera, en donde se observan temperaturas por encima de los $35\text{ }^{\circ}\text{C}$, en este sentido y recordando que la quinoa cultivada en la F1 no produjo semilla, se constata que las elevadas temperaturas son uno de los motivos para la obtención de este resultado. Al respecto, (AAFRD 2005) menciona que, si durante la época de floración la temperatura supera los $35\text{ }^{\circ}\text{C}$, el polen se seca y en consecuencia se presenta una disminución de la fertilización y producción de semilla. De igual forma, en Grecia la alta temperatura fue considerada desfavorable para la producción de semillas de quinoa (Iliadis y Karyotis 2000).

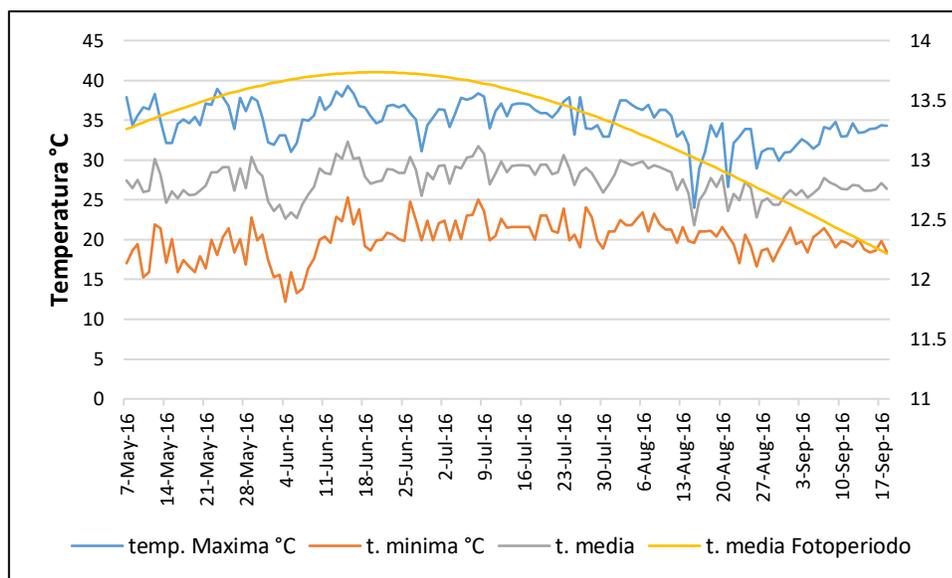


Figura 4.11. Temperatura y fotoperíodo del periodo mayo- septiembre de 2016 (ciclo PV).

En este sentido, la mayor barrera a la quinoa en América del Norte es la temperatura excesivamente alta durante el ciclo PV (Johnson y Croissant, 1985). Sin embargo, se ha encontrado que variedades originarias del sur y centro de Chile presentan una mayor tolerancia al calor y presentaron los mejores rendimientos en las pruebas realizadas en Washington y Colorado (Johnson 1990; datos sin publicar). Por lo anterior, en este estudio, se trabajó con variedades originarias de Ecuador (Campesino) y Chile (Biobio) (zonas donde las variedades son más tolerantes al calor), sin embargo, para este estudio, en la F1 ninguna variedad tuvo éxito, esto coincide con Meehl *et al.* (2007), que señalan una mayor tolerancia al calor, esta adaptación, sigue siendo deficiente para aquellas áreas que comúnmente la temperatura supera los 35 °C.

Las siembras de ciclo OI tuvieron mayor éxito debido al comportamiento de la temperatura. En la figura 4.12 se puede observar que la temperatura media del ciclo OI se encuentra principalmente entre los 15 y 25 °C lo que indica que en este periodo el cultivo de quinoa se puede desarrollar en esta región. Según FAO (2011) la temperatura óptima de crecimiento y desarrollo, dependiendo de las variedades, están en el rango de 15 a 20 °C.

También se puede observar que en el 80 % de ciclo OI la temperatura máxima se encuentra en el rango de 15.5 a 36.8 °C. Mientras que la temperatura mínima fluctuaba entre 10 y 5 °C, al inicio y final del periodo se presentaron temperaturas mínimas por encima de los 15 °C del 17 de noviembre hasta el 25 de febrero se presentaron descensos inferiores a los 5 °C.

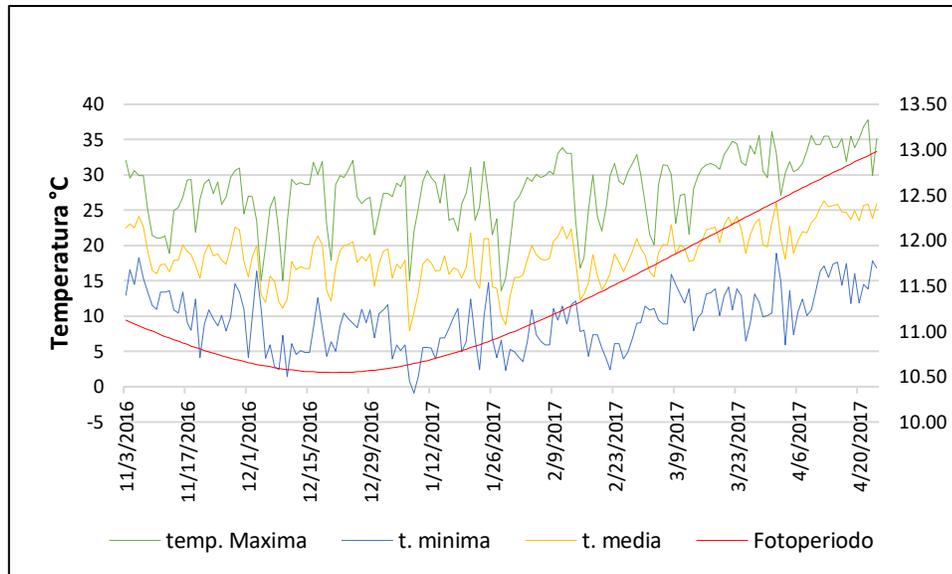


Figura 4.12 Temperatura y fotoperiodo en noviembre 2016 - abril 2017 (ciclo OI).

En la figura 4.12 se puede observar que la temperatura mínima no fue inferior a los 0 °C, excepto al 8 de enero que se presentó una temperatura de -9 °C, la planta de quinoa no se vio obligada a presentar mecanismos de escape y tolerancia causado por bajas temperaturas, ya que según Valencia (2003) estos mecanismos se activan a menos 1 °C, mientras que Mujica *et al.* (2004) menciona que puede tolerar hasta menos 8 °C.

4.5.3 Radiación

La radiación es importante, por que regula la distribución de los cultivos sobre la superficie terrestre y además influye en las posibilidades agrícolas de cada región (Mujica *et al.*, 2004). Una de las adaptaciones más notables que exhibe la quinoa es su extraordinaria tolerancia a la radiación solar (Prado *et al.*, 2011).

En la figura 13 se puede observar que durante el desarrollo de las fechas de siembra PV el lugar de experimentación presentaba radiaciones de hasta 660 cal/cm²/día, de acuerdo con Vacher *et al.* (1998) mencionados por Mujica *et al.* (2001), una radiación global elevada favorece una fotosíntesis intensa y una producción vegetal importante,

lo que coincide con los resultados de este estudio ya que la fecha de siembra tres perteneciente al ciclo PV obtuvo la mayor altura y mayor número de ramas (Cuadro 4.3), no obstante, la radiación no fue benéfica para el rendimiento sobre todo para la F1 en la cual no se obtuvo producción de grano.

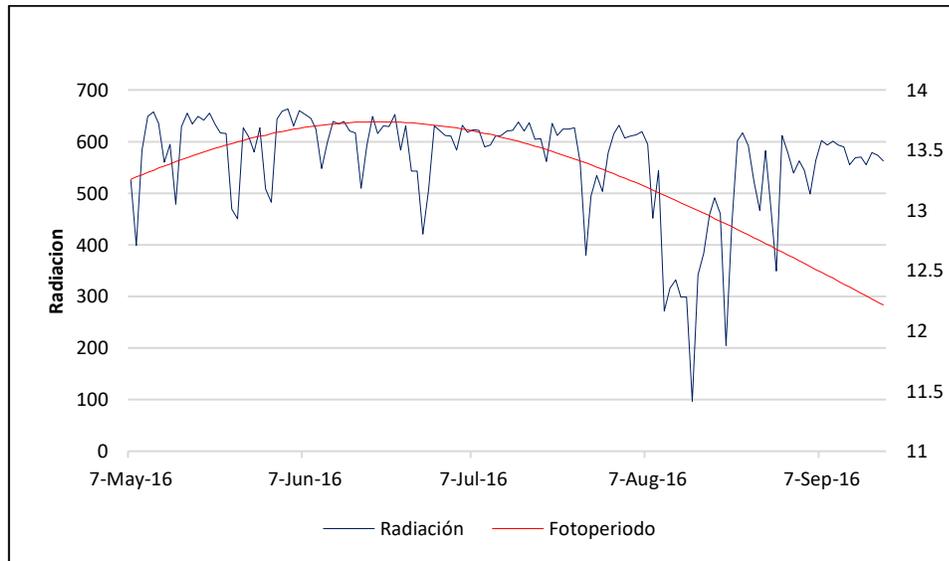


Figura 4.13 Radiación y fotoperiodo de mayo a septiembre de 2016 (PV).

En la figura 4.14 observa la radiación presente durante el ciclo OI, la cual indica que hasta el 8 de febrero la radiación se mantuvo por debajo de $500 \text{ cal/cm}^2/\text{día}$ a partir de esa fecha la radiación fue en ascenso, disminuyendo únicamente el 19 de febrero y los días 4, 9, 12 y 23 de marzo. Y finalmente el 22 de abril superar los $600 \text{ cal/cm}^2/\text{día}$.

La radiación del sitio de experimento del ciclo PV es semejante a la de la zona de mayor producción de quinoa del Perú (Puno), el promedio anual de la radiación global que recibe la superficie del suelo, asciende a $462 \text{ cal/cm}^2/\text{día}$, y en la costa de Arequipa alcanza a $510 \text{ cal/cm}^2/\text{día}$. Mientras que en el altiplano central de Bolivia (Oruro), la radiación alcanza a $489 \text{ cal/cm}^2/\text{día}$ y en La Paz es de $433 \text{ cal/cm}^2/\text{día}$ (Frere *et al.*, 1975 citado por Mujica 2001).

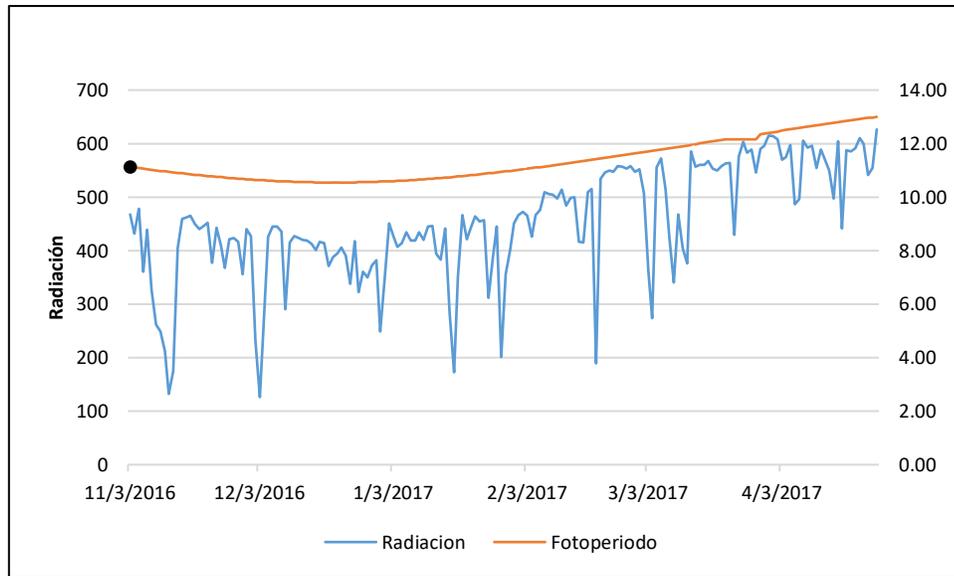


Figura 4.14 Radiación global y fotoperiodo del periodo noviembre-abril 2016 (OI).

Otra ventaja del ciclo OI es que no presentó lluvias durante la siembra y germinación de los cultivos (Figura 4.15), por lo que no existió peligro de que se presentara la geminación pre-cosecha y tampoco hubo gran riesgo de pérdida de semilla que pudo ser causado por lluvia torrencial en donde la erosión de suelo es importante (Coulibaly *et al.*, 2014).

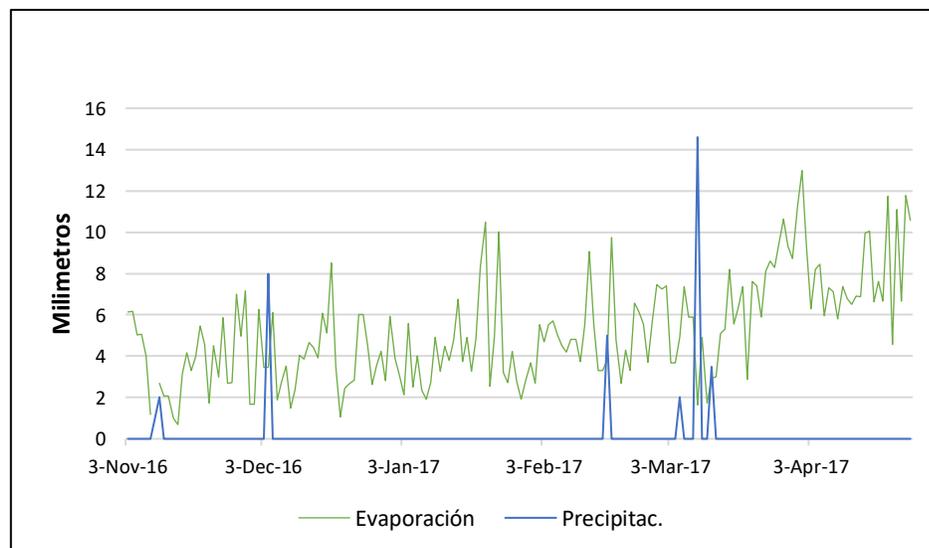


Figura 4.15 Evaporación y precipitación del periodo noviembre-abril 2016.

4.6 Análisis nutrimental de la semilla

El interés reciente por la quinoa, tanto en la zona de los Andes, como en los países de la zona templada ha hecho que los trabajos de mejora se centren no sólo en los aspectos agronómicos, sino también a la caracterización de los componentes del grano (Carrera *et al.*, 2005). Además, cuando se propone un cultivo alternativo en una región es necesario conocer si el producto puede competir a nivel nutrimental con aquellos productos del padrón de cultivos regionales y/o con el producto del centro de origen. Por lo anterior, se determinaron algunos componentes básicos (compuestos fenólicos, flavonoides, proteína y saponina) a muestras de grano de las fechas que presentaron mayor rendimiento (F1 y F6).

4.6.1 Compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos son metabolitos naturales secundarios que surgen biogénicamente de la vía del shikimato/fenilpropanoide, o la vía del acetato/malonato de policétido. En esta categoría se incluyen: fenilpropanoides, cumarinas, flavonoides, lignina y taninos. Estos compuestos cumplen una amplia gama de funciones fisiológicas en las plantas (Lattanzio, 2013). Los compuestos fenólicos son los metabolitos más extensamente distribuidos en el reino plantae.

No se encontró diferencia significativa para compuestos fenólicos (cuadro 4.4) en el ciclo agrícola y entre variedades ($p > 0.05$), sin embargo, es notorio que el grano del ciclo OI fue superior al de PV, con valores promedio de 9.33 mg AG equiv/g BS. Así mismo, entre variedades, la variedad Campesino presentó mayor contenido de compuestos fenólicos, del orden de 9.29 mg AG equiv/g BS.

El tipo de fertilización influyó en el contenido de compuestos fenólicos, el tratamiento de aplicación foliar superó al tratamiento aplicación foliar + al suelo con valores de 9.52 mg AG equiv/g BS y 8.92 mg AG equiv/g BS respectivamente (Cuadro 4.4).

Cuadro 4.4. Comparación de medias de compuestos fenólicos por el método de Tukey

Factor	Nivel	Compuestos fenólicos †
Ciclo agrícola	Primavera-verano	9.33 ^a
	Otoño-invierno	9.12 ^a
Variedad	Campesino	9.29 ^a
	Biobio	9.15 ^a
Tipo de fertilización	Foliar	9.52 ^a
	Foliar y al suelo	8.92 ^b

† Datos expresados como mg equivalente de ácido gálico por g base seca. Medias con diferente letra en la misma columna y factor indican diferencia significativa ($p \leq 0.05$), según la prueba de Tukey.

Los resultados obtenidos para compuestos fenólicos fueron superiores a lo reportado por Valencia *et al.* (2017) y Mendoza (2015), en quinoa peruana, encontraron compuestos fenólicos totales entre 0.783 a 3.437 mg GAE/g y de 99.7 a 166.4 mg AGE/100g semilla respectivamente. Por otra parte, los resultados coinciden con lo reportado por Dini *et al.* (2010), donde la semilla de quinoa amarga en precocción contenían una mayor cantidad de compuestos fenólicos (86.4 /14.1 mg GAE / 10 g) que quinoa dulce (77.2/16.7 mg GAE/10 g).

4.6.2 Flavonoides

Los flavonoides son los compuestos con mayor presencia dentro de los compuestos fenólicos. Los flavonoides son importantes para el desarrollo normal de las plantas; estos se encuentran localizados en la membrana del tilacoide de los cloroplastos (Torrensén *et al.*, 1997).

Al igual que los compuestos fenólicos, no se encontró diferencia significativa ($P>0.05$) para contenido de flavonoides para ciclo de cultivo y variedades. No obstante hay una tendencia notoria, el ciclo PV presentó mayor contenido de flavonoides (1.57 mg de quercetina/gr BS vs 1.42 mg de quercetina/gr BS del ciclo OI). En el mismo sentido la variedad Biobio presentó mayor contenido de flavonoides (1.56 mg de quercetina/gr BS). Para tratamientos de fertilización se encontró diferencia significativa ($P<0.05$), el tratamiento de fertilización foliar fue superior (1.54 mg de quercetina/gr BS) al tratamiento foliar + suelo (1.45 mg de quercetina/gr BS) (Cuadro 4.5).

Cuadro 4.5 Comparación de medias de flavonoides por el método de Tukey

Factor	Nivel	Flavonoides †
Ciclo agrícola	Primavera-verano	1.57 ^a
	Otoño-invierno	1.42 ^a
Variedad	Campesino	1.49 ^a
	Biobio	1.50 ^a
Tipo de fertilización	Foliar	1.54 ^a
	Foliar y al suelo	1.45 ^b

† Datos expresados como mg equivalente de ácido gálico por g base seca. Medias con diferente letra en la misma columna y factor indican diferencia significativa ($p\leq 0.05$), según la prueba de Tukey.

El contenido de flavonoides encontrado en este estudio fue superior a lo reportado por Valencia *et al.* (2017), Barton *et al.* (2009) y Repo-Carrasco *et al.* (2010); que reportaron flavonoides totales entre 0.199 a 1.029 mg CE/g muestra, 375 mg AGE/100 g de semilla y 59 mg/ 100 g respectivamente. Por otra parte, estos

resultados pueden compararse con el reporte de Dini *et al.* (2010), donde, en quinoa amarga, se encontraron contenidos superiores (13.9 / 3.5 mg CE / 10 g) a la quinoa dulce (8.1/1.0 mg CE /10 g).

4.6.3 Proteína

Una característica fundamental de la quinoa es que el grano, hojas e inflorescencias son fuentes de proteínas de muy buena calidad. (FAO, 2011). Respecto al contenido de proteína en el grano, se encontró diferencia entre ciclos, variedades y tipo de fertilización ($p < 0.05$) (Cuadro 4.6).

El contenido de proteína en el ciclo PV fue superior a la del ciclo OI (6.02 y 5.15% respectivamente (Cuadro 4.6). La variedad Biobio, presentó el mayor contenido de proteína con valores de 5.87 %, mientras que la variedad Campesino presentó valores de 5.3%. Entre tipos de fertilización se encontró diferencia, observando que el tratamiento donde se aplicó fertilizante foliar más nitrógeno al suelo es inferior al tratamiento foliar. Estos resultados coinciden con lo reportado por Abou-Amer and Kame (2011), donde el aumento de la concentración de N en fertilizantes nitrogenados también se asoció con aumento de proteínas.

Cuadro 4.6 Comparación de medias de proteína por el método de Tukey

		% Proteína
Ciclo agrícola	Primavera-verano	6.02 ^a
	Otoño-invierno	5.15 ^b
Variedad	Campesino	5.3 ^b
	Biobio	5.87 ^a
Tipo de fertilización	Foliar	5.59 ^a
	Foliar y al suelo	5.18 ^b

Medias con diferente letra en la misma columna y factor indican diferencia significativa ($p \leq 0.05$), según la prueba de Tukey. P value: < 0.0001 , R^2 : 0.96, C.V. 6.59

Los niveles de proteína encontrados son inferiores a los reportados por Repo-Carrasco *et al.* (2010), donde el contenido en proteína promedio de 10 variedades fue de 12.61 g/100 g y al reporte de Miranda *et al.* (2012), donde describieron aspectos nutricionales en semilla de seis cultivares originarios de Chile, encontrando niveles de 11.32 % a 16.10 % de proteína. Sin embargo, otros reportes señalan un contenido de proteína menor al este estudio, al respecto, Cáceres (2016) obtuvo niveles de 2.24 a 3.81 % para quinoa cultivada en la costa y señala que el contenido de proteína no solo difiere según la latitud de origen de la semilla, sino también del clima donde se cultivó, ya que, en variedades provenientes de la sierra peruana los valores de proteína se encuentran en el rango de 16.65 a 24.17 %.

4.6.4 Saponinas

Las saponinas son triterpenoides o esteroides que contienen una o más moléculas de azúcar en su estructura (Ávalos y Pérez-Urria, 2009). La mayoría de las variedades de semillas de quinoa contienen saponinas (Jacobsen, 2003). Este componente es un problema porque le dan un sabor amargo al producto (Haros *et al.*, 2009). Las saponinas se concentran en las capas externas del seudocereal (Varriano y De Francisco 1984).

En el Cuadro 4.7 se puede observar que se encontró diferencia significativa en el contenido entre ciclos agrícolas y variedades ($p < 0.05$), sin embargo, en el tipo de fertilización no se encontró diferencia ($p > 0.05$). El ciclo PV presentó mayor contenido de saponinas (5.47 %) respecto del ciclo OI (1.51 %). Entre variedades, se observó un mayor contenido en el variedad Campesino (3.69 %). La fertilización foliar presentó menor contenido de saponinas (3.42 %) que el tratamiento de fertilización foliar más aplicación al suelo (3.56 %). Los resultados obtenidos y la literatura presenta una gran variación, al respecto, Koziol (1992), estima que el contenido de saponinas en granos de diferentes cultivares de quinoa oscila entre 0 y 10 mg / g de peso seco, mientras que Nieto y Madera, (1991) señalan que el contenido de saponina en la quinoa varía entre 0.1 y 5 por ciento.

Cuadro 4.7 Comparación de medias de saponinas por el método de Tukey

Factor	Nivel	% Saponina
Ciclo agrícola	Primavera-verano	5.47 ^a
	Otoño-invierno	1.51 ^b
Variedad	Campesino	3.69 ^a
	Biobio	3.29 ^b
Tipo de fertilización	Foliar	3.42 ^a
	Foliar y al suelo	3.56 ^a

Medias con diferente letra en la misma columna y factor indican diferencia significativa ($p \leq 0.05$), según la prueba de Tukey. P value: 0.1436, R²: 0.7430, C.V.: 46.26.

Los resultados coinciden con lo mencionado por Kaziol (1990) el cual analizó 69 variedades de quinoa también con un método afrosimétrico y encontró rangos de concentración de 0.01 a 4.65 % sobre la base de materia seca, también coinciden con lo reportado por Romero (1981) que encontró en ocho variedades de quinoa concentraciones de saponinas estimadas por un método afrosimétrico en rangos de 0.4 a 5.6 % sobre base de peso seco.

Según Kaziol (1993) hay dos tipos de quinoa de acuerdo a su concentración de saponinas, las dulces están libres de saponinas o tienen menos de 0.11 % sobre base de peso fresco y las amargas contienen más del 0.11 %. Las variedades usadas en este estudio son amargas ya que poseen concentraciones superiores a 0.11 %

V. CONCLUSIONES

En fecha de siembra hubo diferencia significativa ($P < 0.05$) en rendimiento, altura de plantas, y número de ramas. El mayor rendimiento y número de ramas se encontraron en el ciclo OI, donde la fecha F6 mostró mejor comportamiento con 975 kg ha⁻¹. En altura de planta se encontró mayor altura en las fechas del ciclo PV, donde la fecha 3 fue la que mayor altura alcanzó con 104 cm. La F3 y F6 en los ciclos PV y OI presentaron el mayor número de ramas. En longitud de la panoja no se observó diferencia significativa ($P > 0.05$) en las fechas de siembra.

En variedades no se encontró diferencia significativa ($P > 0.05$) en rendimiento, altura de planta y longitud de panoja. En la variable número de ramas se observó diferencia significativa ($P > 0.05$).

El tratamiento de fertilización influyó significativamente en rendimiento ($P < 0.05$). En longitud de panoja, no se observó efecto de tratamientos ($P > 0.05$). En las variables altura de planta y número de rama se encontró diferencia significativa ($P < 0.05$).

En las variables de calidad los compuestos fenólicos y flavonoides, el ciclo agrícola y variedad no fueron significativos ($P > 0.05$). Mientras que el tratamiento de fertilización fue significativo ($p < 0.05$) para las dos variables.

Respecto al contenido de proteína en el grano, se encontró diferencia entre ciclos, variedades y tipo de fertilización ($p < 0.05$). Se encontró diferencia significativa en el contenido de saponinas entre ciclos agrícolas y variedades ($p < 0.05$), sin embargo, en el tipo de fertilización no se encontró diferencia ($p > 0.05$).

De acuerdo a los resultados y considerando que los mejores rendimientos se presentaron en el ciclo OI, donde se puede obtener una mayor producción de grano con menor uso de agua, y donde el tipo de fertilización influye significativamente en altura de planta, número de ramas y rendimiento, así como en el contenido de compuestos fenolicos y flavonoides. Se concluye que el cultivo de Quinoa (*Chenopodium quinoa* Wild), bajo condiciones de riego en la Región Lagunera, puede considerarse como una oportunidad para la producción de grano

VI. LITERATURA CITADA

- Abou El-Nour E. A. A. (2002). Can supplemented potassium foliar feeding reduce the recommended soil potassium? Pakistan. *Journal of Biological Science*, 5(3), 259-262.
- Abou-Amer, A. I. and Kamel, A. S. (2011). Growth, Yield and Nitrogen Utilization Efficiency of Quinoa (*Chenopodium quinoa*) under Different Rates and Methods of Nitrogen Fertilization. Egypt. J. Agron., 33(2), 155-166 (2011).
- Abugoch, L. E. (2009). Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd): Composition, chemistry, nutritional and functional properties. *Advances in Food and Nutrition Research* 58:1-31.
- Aguilar, P. C. y Jacobsen, S. E. (2003). Cultivation of Quinoa on the Peruvian Altiplano. *Food Reviews Intenational*, 19 (2), 31 - 41.
- Ahmed, A. G., Tawfik, M. M. and Hasanein, M. S. (2011). Foliar feeding of potassium and urea for maximizing wheat productivity in sandy soil. *Australian Journal of Basic and Applied Sciences*, 5(5), 1197-1203, ISSN 1991-8178.
- Aitken, S. J. (1987). Manual agrícola. Edit. "Wayar & Soux". La Paz - Bolivia. p. 111 112.
- Alegría, B. S. (1998). Efecto de la fertilización nitrogenada sobre la quinoa en dos épocas y dos espaciamientos de siembra en el altiplano central. Tesis Ing. Agr. Facultad de Agronomía. Universidad Mayor de San Andres. La Paz - Bolivia. p. 3-4.
- Álvarez, R. (2009). "Identificación de genotipos del Banco de Germoplasma de quinua (*Chenopodium quinoa* Wild) de la UNALM por tolerancia a sales. Tesis para optar el grado de ingeniero agrónomo. Universidad Nacional Agraria- La Molina (UNALM. Lima - Perú. 103 páginas.
- Apaza, W. (1995). Efectos de densidad y niveles de fertilidad en el rendimiento de quinua - Tesis de Ing. Agrónomo en la Universidad Nacional Agraria- La Molina (UNALM).

- Aron, P. M. and Kennedy J. A. (2008). Flavan-3-ols: nature, occurrence and biological activity. *Molecular Nutrition and Food Research*, 52:79 –104.
- Aroni J. G. (1991). Fertilización química en el cultivo de quinua en condiciones del altiplano sur, Comunidad Chacala Prov. Quijarro. Tesis de grado UATF. Potosi - Bolivia. 73 p.
- Ávalos, G. A. y Pérez-Urria, C. I. (2009). Metabolismo secundario de plantas. *Reduca (Biología)*. Serie Fisiología Vegetal. 2(3):119-145, 2009 ISSN: 1989-3620 119.
- Azouz, Y. (2009). Analyse des systèmes de culture dans deux régions la CR de Bouchane (Rhamna) et la CR de Mnabha (Préfecture de Marrakech): Le Quinoa comme culture alternative à introduire. Mémoire de 3ème cycle d'Ingénieur d'état en Agronomie, Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Rabat, Marruecos, 88 pp.
- Bartolome, C. S. (1993). Efecto del estiercol, urea y abono foliar en quinua. Tesis de grado UATF. Potosi - Bolivia. 103.
- Barton, H., Zagrodzki, P., Gorinstein, S., Folta, M., Zaczwieja, Z. (2009). Anthocyanins, total polyphenols and antioxidant activity in amaranth and quinoa seeds and sprouts during their growth. *Food Chemistry*. 115: 994-998.
- Basra, S. M .A., Iqbal, S., and Afzal, I. (2014). Evaluating the response of nitrogen application on growth, development and yield of quinoa genotypes. *International Journal of Agriculture and Biology* 16: 886–892.
- Bavec F., Bavec, M. (2006). Organic production and use of alternative crops. Boca Raton, New York, London: Taylor & Francis: CRC Press.
- Benhabiba O., Jacobsen S. E., Jellen R., Jeff M., Choukrallah R., y Oussible M., (2014). El estado de la producción e investigación de la quinua en Marruecos. Capitulo Número 6.15. In: Bazilem D., Bertero, D. y Nieto, C., “Estado del arte de la quinua en el mundo en 2013”: FAO (Santiago de Chile) y CIRAD, (Montpellier, Francia): pp. 574-59.
- Bergamo, P., Maurano, F., Mazzarella, G., Iaquinto, G., Vocca, L., Rivelli, AR., De-Falco, E., Gianfrani, C., and Rossi, M. (2011). Immunological evaluation of the

- alcoholsoluble protein fraction from gluten-free grains in relation to celiac disease. *Mol Nutr Food Res.*55:1266-70.
- Bertero, H. D. 2003. Response of developmental processes to temperature and photoperiod in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). *Food Reviews Intenational*, 19(1 y 2), 87-97.
- Berti, M., Wilckens, R., Hevia, F., Serri, H. y Vidal, I.(2000). Fertilización nitrogenada en quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). *Ciencia e Investigación Agraria*, 27 (2), 81-90
- Bhargava, A. (2014). Quinoa en el subcontinente indio. Capitulo Numero 6.21. In: Bazile, D., Bertero D. y Nieto C., “Estado del arte de la quinua en el mundo en 2013”: FAO (Santiago de Chile) y CIRAD, (Montpellier, Francia): pp. 619-634.
- Bhargava, A. and Srivastava, S. (2013). Quinoa: Botany, production and uses. Wallingford, Oxfordshire, UK: CABI.
- Bhattacharya, A., Sood, P. and Citovsky, V. (2010). The roles of plant phenolics in defence and communication during *Agrobacterium* and *Rhizobium* infection. *Molecular Plant Pathology* 11: 705 – 719.
- Bilalis, D., Kakaboukis, I., Triantafyllidis, V., Karkanis, A. and Hela, D. (2012). Seed and saponin production of organic quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) for different Tillage and Fertilization. *Not Bot Horti Agrobo* 40(1):42-46.
- Bioversity International, FAO, PROINPA, INIAF y FIDA. (2013). Descriptores para quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) y sus parientes silvestres. Bioversity International, Roma, Italia; Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación, Roma, Italia; Fundación PROINPA, La Paz, Bolivia; Instituto Nacional de Innovación Agropecuaria y Forestal, La Paz, Bolivia; Fondo Internacional de Desarrollo Agrícola, Roma, Italia. Recuperado el 24 de enero del 2016.
- Bojanic, A. (2011). La Quinoa: Cultivo milenario para contribuir a la seguridad alimentaria mundial. Oficina Regional para América Latina y el Caribe. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO)

- (en línea). Consultado 1 abr. 2017. Disponible en:http://www.fao.org/fileadmin/templates/aiq2013/res/es/cultivo_quinoa_es.pdf.
- Cáceres, R. M. C. (2016). Evaluación sensorial del sabor amargo de doce accesiones de quinua (*Chenopodium Quinoa* Willd.) y su correlación con el contenido de saponinas. Universidad Nacional Agraria La Molina. Facultad De Industrias Alimentarias. Lima, Perú.
- Cardoso de Moraes, F. L. F. (2013). Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Uma Revisão Bibliográfica. Universidade De Brasília - UnB Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária - FAV Curso Engenharia Agrônômica, Brasília – DF.
- Carrera, M. M., Galan, S. V., Gonzalez, T. F., Hidalgo, F. C. L., Maroto, B. J. V., Mateo, B. J. M., Navarro, F. J., Puerta, C. C., Rojo, H. C. y Zaragoza, A. S. (2005). Prontuario de agricultura. Cultivos agrícolas. Ministerio de agricultura, pesca y alimentación. Ediciones mundiprensa. Madrid-Barcelona-Mexico. Pp: 405-515
- Carrillo, T. W. I., Vilcacundo, R. y Carpio, C. (2015). Compuestos bioactivos derivados de amaranto y quinua. *Actualización en nutrición* 16:18-22
- Castellanos, Z. J., Uvalle Bueno, A. y Aguilar S. (2000). Manual de Interpretación de Análisis de Suelos y Aguas. Informes sobre cursos y publicaciones del INCAPA. México. 226 p.
- Ceccato, D. V., Bertero, H. D. and Batlla, D. (2011). Environmental control of dormancy in quinoa (*Chenopodium quinoa*) seeds: two potential genetic resources for pre-harvest sprouting tolerance. *Seed Science Research*, 21: 2,133.
- Choukr-allah, R., Rao, N. K., Hirich, A., Shahid, M., Alshankiti, A., Toderich, K., Gill, S., and Rahman Butt, K.U. (2016). Quinoa for marginal environments: Toward future food and nutritional security in MENA and Central Asia regions. *Frontiers in Plant Science*. 7:346, doi: 10.3389/fpls.2016.00346
- Cline, W. R. (2007). Global warming and agriculture: impact estimates by country. Center for Global development, Washington DC.

- Condori, C. O. (2008). Evaluación participativa del riego deficitario y de fertilización orgánica sobre el desarrollo y rendimiento de quinua (*Chenopodium quinoa*) en el altiplano sur. Tesis. Universidad Mayor De San Andrés. Facultad de agronomía. La paz-Bolivia.
- Coulibaly, A. K. A., Sangare, A. A., Konate, M. A., Traore, S. A., Ruiz, K. B. B., Martinez, E. A. B., Zurita, A. R. B., E., Antognoni, F. C., Biondi, S. C., Maldonado, S. D., Leon, P. E. y Bazile, D. (2014). Evaluación de Quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) y adaptación a las condiciones agroclimáticas de Mali, África Oeste: Un ejemplo de colaboración Sur-Norte-Sur. Capítulo Numero 6.31. In: Bazile, D., Bertero, D. y Nieto, C., "Estado del arte de la quinua en el mundo en 2013": FAO (Santiago de Chile) y CIRAD, (Montpellier, Francia): pp. 635-646.
- Croteau, R., Kutchan, T. M. and Lewis, N. G. (2000). "Natural Products (Secondary Metabolites)". En: Buchanan, Gruissem, Jones (editores). Biochemistry and Molecular Biology of Plants. American Society of Plant Physiologists. Rockville, Maryland, Estados Unidos. Capítulo 24.
- David, P. F. y Norton, R. A. (1995). Browning-associated mechanism of resistance to insects in corn callus tissue. *J. Chem. Ecol.* 21:583-600.
- De la Torre, H. J., Gonzalez, J. L. and Martinez E. (2015). Efecto del fotoperiodo y la temperatura sobre la concentración de saponina en tres variedades de quinua. Conference Paper. May 2015.
- Debeaujon, I., Nesi, N., Perez, P., Devic, M., Grandjean, O., Caboche, M. and Lepiniec, L. (2003). Proanthocyanidin-accumulating cells in Arabidopsis testa: regulation of differentiation and role in seed development. *The Plant Cell*, 15: 2514 - 2431
- Delgado, P. A. I., Palacios, C. J. H. y Betancourt G.C. (2009). Evaluación de 16 genotipos de quinua dulce (*Chenopodium quinoa* Willd) en el municipio de Iles, Nariño (Colombia). *Agron. Colomb.*, 27 (2) Bogotá May/Aug. 2009.

- Dini, I., Tenore, G. C. and 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.
- El-Behri, A., Patnam, D.H. and Schitt, M. (1993) Nitrogen fertilizer and cultivar effects on yield and nitrogen use efficiency of grain amaranth. *Agron. J.*, 85: 120-128.
- Etebu, E. (2012). Postharvest pathology and phytochemicals of *Irvingia gabonensis* (Aubry-Lecomte ex O'Rorke) fruits and wastes. *Agric Sci Res*. 2:285–94.
- Evans, C. A. R., Miller, N. J., Bolwell, P. G., Bramley, P. M, and Pridham J. B. 1995. The relative antioxidant activities of plant-derived polyphenolic flavonoids. *Free Rad. Res.*, 22 (4), 375-83.
- Evans, R. C. A., Miller, N. J., Bolwell, P. G., Bramley, P. M. and Pridham, J. B. (1995). The relative antioxidant activities of plantderived polyphenolic flavonoids. *Free Radic Res*, 22(4), 375-83.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura), University of Cardaba and IAS - CSIC, KU Leuven University y University of California. (2012). Crop Yield Response to Water. Herbaceous crops. FAO Irrigation and Drainage. Paper 66. Páginas: 230 - 235.
- FAO. (1990). “I Seminario Nacional sobre Fertilidad de Suelos y uso de Fertilizantes en Bolivia”. Santa Cruz - Bolivia.
- FAO. (2001). Mujica, A.; Jacobsen, S.E.; Izquierdo, J.; y Marathee, J. P. (Editores). Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.); Ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro FAO. Santiago de Chile.
- FAO. (2011). La quinoa, cultivo milenario para contribuir a la seguridad alimentaria mundial. Oficina regional para America Latina y El Caribe.
- Faraa, M. y Tahara, S. (1999). Fungal metabolism of flavonoids and related phytoalexins. *Phytochemistry*, 2:1-33.

- Fernández, V. S. O. (1996). Selección de mutantes de *Chenopodium Quinoa Willd.* en la generación M. Cuantificación de saponinas en las variedades Isluga y Barandales adaptadas al Valle de Toluca. Tesis para obtener el título de biólogo. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Ciencias. México. D. F.
- Filali, K. (2011). Caractérisation et évaluation du rendement de lignées de quinoa (*Chenopodium quinoa*) dans la région de Rhamna. Mémoire pour l'obtention de Diplôme de Master en Biotechnologies et Amélioration Génétique, Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II, Rabat, Marruecos, 82pp.
- García, E. (1973). Modificaciones al Sistema de Clasificación Climática de Köppen. Instituto de Geografía. UNAM. México, D. F. 217 p.
- García, M., Raes, D., Taboada, C., Miranda, R., Yucra, E., Aliaga, S., Saavedra, D., Condori, J. y Callisaya, A. (2011). Compendio de Investigación Proyecto QUINAGUA. Informe Final, Facultad de Agronomía Universidad Mayor de San Andres, La Paz.
- Garrido, M. (2013) Evaluación del rendimiento de nueve genotipos de quinoa (*Chenopodium quinoa Willd*) bajo diferentes disponibilidad de humedad en ambiente mediterraneo. *Idesia*, 31 (2).
- Gawlik-Dziki, U., Świeca, M., Sułkowski, M., Dziki, D., Baraniak, B. and Czyż, J. (2013). Antioxidant and anticancer activities of *Chenopodium quinoa* leaves extracts – In vitro study. *Food and Chemical Toxicology* 57:154- 160.
- Ghosh, D., Thejomoorthy, P., and Veluchamy (1983). Antiinflammatory and analgesic activities of oleanolic acid 3-/3-glucoside (RDG-1) from *Randia dumetorum* (Rubiaceae). *Indian J Pharmacol* 15:331-342.
- Gómez, L. y otros. 2014. Perú. En: Estado del Arte de la Quinoa en el Mundo en 2013. Editado por la FAO. pp. 450-455.
- Gonzales, U. J. y De la Torre, H. J. (2009). Efecto del fotoperiodo y la temperatura sobre la concentración de saponinas en tres genotipos de quinua (*Chenopodium quinoa Willd*) provenientes de diferentes latitudes. *!quique - Chile*. Página 2.

- Good Planet.info. (2011). "Le quinoa, "graine des Incas", pousse désormais dans le Val de la Loire." Disponible en: <http://www.goodplanet.info/Contenu/Depeche/Le-quinoagraine-des-Incas-pousse-desormais-dans-le-Val-de-Loire/%28language%29/fre-FR>.
- Guillaume, P., Brasse, C. and Mehinagic, E. (2014). Quinoa d'Anjou: Comienzo del Sector de Quinoa Francesa. Capitulo Numero 6.12. In: Bazile, D., Bertero, D. y Nieto, C., "Estado del arte de la quinoa en el mundo en 2013": FAO (Santiago de Chile) y CIRAD, (Montpellier, Francia). Pp: 534-541
- Hall, A.E. (2001). Crop responses to environment, CRC Press, Boca Raton, FL.
- Harborne, J. (1984). Phytochemical methods. Springer, v.278.
- Haros, M., Carlsson, N. G., Almgren, A., Alminger, M., Sandberg, A. S., and Andlid T. (2009). Phytate degradation by human gut isolated Bi-dobacterium pseudocatenulatum ATCC27919 and its probiotic potential. *International Journal of Food Microbiology*, 135: 7-14.
- Hevia, H. F., Wilckens E. R., Berti D. M. y Badilla B. R. (2001). Características del almidón y contenido de proteína de quinoa (*chenopodium quinoa*) cultivada bajo diferentes de nitrógeno en Chillan. *Agro sur*, 29 (1), Valdivia ene. 2001.
- Hirich, A., Chourkr-Allah, R. and Jacobsen, S.E. (2014). Quinoa in Morocco-Effect of sowing dates on development and yield. *Journal of agronomy and crop science*. <https://doi.org/10.1111/jac.12071>
- Huiza, L. Z. (1994). Efecto del deficit hidrico a marchites intensa sobre el ritmo de crecimiento de la quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). Tesis de grado en Ing. Agronomica. Facultad de Agronomía. Universidad Mayor de San Andres. La Paz, Bolivia.
- Iliades. C., Karyotis T. H. and Jacobsen S. (1999). 'Effect of sowing date on seed quality and yield of Quinoa (*Chenopodium quinoa*) in Greece', En: Crop development for the cool and wet regions of Europe: Workshop on Alternative crops for sustainable agriculture of the COST Action 814, BioCity, Turku, Finlandia, pp. 226-231.

- Iliadis, C. and Karyotis, T. H. (2000). 'Evaluation of various Quinoa varieties (*Chenopodium quinoa* Willd.) originated from Europe and Latin America', En: Crop development for the cool and wet regions of Europe: Proceedings of the final conference of the COST Action 814, eds. G Parente & J Frame, Luxembourg, Office for Official Publications of the European Communities, ISBN 92-894-0227-X. pp. 505–509.
- Iliadis, C., Karyotis T. H. and Jacobsen S. E. (2001). 'Adaptation of quinoa under xerothermic conditions and cultivation for biomass and fibre production'. En: Jacobsen, SE, Mujica A & Portillo Z (eds). Memorias, Primer Taller Internacional sobre Quinoa – Recursos Geneticos y Sistemas de Producción, UNALM, Lima, Peru. Editor CIP, pp. 371–378. D.
- Iliadis, C., Karyotis, T. H. and Noulas, C. H. (2004). 'Breeding of new quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) varieties with adaptation to neutral and saline–sodic soils' En: European Agriculture in a global context: proceedings of the VIII European Society for Agronomy Congress, eds. S Jacobsen, CR Jensen & J Porter, Copenhagen, Denmark, pp. 399–400.
- Iliadis, C., Karyotis, T.H. and Mitsibonas (1997). 'Research on Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) and Amaranth (*Amarantus caudatus*) in Greece', En: Crop development for the cool and wet regions of Europe: Workshop on small grain cereals and pseudocereals of the COST Action 814, eds. R Ortiz & O Stølen, Wageningen, Países Bajos, pp. 85–91.
- Jacobsen S. E. (2014). Adaptación y posibilidades para la quinua en las latitudes septentrionales de Europa. Capitulo Numero 6.11. IN: BAZILE D., Bertero D. y Nieto C., "Estado del arte de la quinua en el mundo en 2013": FAO (Santiago de Chile) y CIRAD, (Montpellier, Francia): pp. 520- 533.
- Jacobsen, S. E. (1998). FAO. El potencial de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) para Europa. Recuperado de: http://www.rlc.fao.org/es/agricultura/produ/cdrom/contenido/libro_14/cap4_6.htm

- Jacobsen, S. E. (2003). The Worldwide Potential for Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). *Food Reviews International* 19:167-177.
- Jacobsen, S. E. (2003). The Worldwide Potential for Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Food Reviews International*, 19(1), 167-177.
- Jacobsen, S. E. y Risi, J. (1998). FAO. Distribución geográfica de la quinua fuera de los países andinos. Recuperado de: http://www.fao.org/tempref/GI/Reserved/FTP_FaoRlc/old/prior/segalim/prodalim/prodveg/cdrom/contenido/libro03/cap3.htm
- Jacobsen, S. E. y Valdez, A. (1999). Primer taller internacional de quinua. Libro de resúmenes. CIP. Lima, Perú. 126 páginas.
- Jacobsen, S. E., Jorgensen, I. and Stolen, O. (1994). Cultivation of quinoa (*Chenopodium quinoa*) under temperate climatic condition in Denmark. *J. Agric. Sci.* 122: 47-52.
- Jacobsen, S. E., Monteros, C., Christiansen, J. L., Bravo, L.A, Corcuera, L. J. y Mujica, A. (2005). Plant response of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) to frost at various phenological stages. *European Journal of Agronomy* 22: 131 - 139.
- Jiménez, B. D. J. (2015). Evaluación del crecimiento y producción de quínoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) en siembra directa y trasplante en la Comarca Lagunera. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Unidad Laguna. Torreón, Coahuila, México.
- Kammann, C. I., Schmidt, H., Messeschmidt, N., Linsel, S., Steffens, D., Müller, C., Koyro, H., Conte, P. and Joseph, S. (2015). Plant growth improvement mediated by nitrate capture in co-composted biochar. *Nature-Scientific Reports*. 5:11080, DOI: 10.1038/srep11080
- Khan, N., Adhami, V. M., Mukhtar, H., (2010). Apoptosis by dietary agents for prevention and treatment of prostate cancer. *Endocrine-Related Cancer* 17 :39 – 52.
- Koziol, M. J. (1990). Afrosimetric estimation of threshold saponin concentration for bitterness in quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). *J. Sci. Food Agric.* 54:211-219.

- Koziol, M. J. (1992). Composición química y evaluación nutricional de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd). *J Food Composanal.* 5: 35-68.
- Kuljanabhadgavad T., Piyanut Thongphasuk P., Chamulitrat W. and Wink M. (2008). Triterpene saponins from *Chenopodium quinoa* Willd. *Phytochemistry* 69:1919–1926.
- Kumar, V., Sinha, A. K., Makkar, H. P. S and Becker, K. (2010) Dietary Roles of Phytate and Phytase in Human Nutrition A Review. *Food Chemistry* 120:945-959.
- Laguna, P. 2003.La Cadena Global de la Quinua: un reto para la Asociación Nacional de Productores de Quinua.. En "La Gestión Económica-Ambiental en las Cadenas Globales de Mercancías en Bolivia", Editores del libro: Cesar Romero Padilla, Wim Pelupessy, IESE-PROMECA-IVO 3, pp: 89-195, Cochabamba, Bolivia. ISBN: 99905-0-186-6.
- Lattanzio, V. (2013). Phenolic Compounds: Introduction Chapter. In book: Natural products, Chapter: 50. Phenolic Compounds: Introduction, Publisher: Springer-Verlag Berlin Heidelberg, Editors: K.G. Ramawat, J. M. Merillon, pp.1543-1580.
- Lehninger, A., Nelson, D. y Cox, M. (2000). "Principios de bioquímica". Editorial Omega.
- Lepiniec, L., Debeaujon, I., Routaboul, J. M ., Baudry, A., Pourcel, L., Nesi. N. and Caboche, M. (2006). Genetics and biochemistry of seed flavonoids. *Annual Review of Plant Biology* 57:405 - 430
- Ignat, I., Volf, I. and Popa, V. I. 2011. A critical review of methods for characterisation of polyphenolic compounds in fruits and vegetables. *Food Chemistry* 126: 1821-1835.
- Lin, J. K., Weng, M. S. and Grotewold, E. 2006. Flavonoids as nutraceuticals . The science of flavonoids, Berlin Springer. 213 – 238 pp.
- Lincoln T. y Zeiger, E. 2006. Secondary Metabolites and Plant Defense. Plant Physiology, Fourth Edition. Sinauer Associates, Inc. 2006. Capítulo 13.

- Loh, J., Garcia, M. and Stacey G. 1997. Nod V and Nod W, a second flavonoid recognition system regulating nod gene expression in *Bradyrhizobium japonicum*. *J. Bacteriology*, 179 (9), 3013-3020.
- Ma, W. W., Heinstein, P. F. and McLaughlin J. L. (1989). Additional toxic, bitter saponins from the seeds of *Chenopodium quinoa*. *J Nat Prod*, 52:1132-1135.
- Maliro, M. F. A., Guwela, V., Nyaika, J., Murphy, K. M. (2017). Preliminary studies of the performance of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) genotypes under irrigated and rainfed conditions of central Malawi. *Frontiers in Plant Science*. 8:227, doi: 10.3389/fpls.2017.00227
- Manach, C., Regeat, F., Texier, O., Agullo, G. and Remesy, C. 1996. Bioavailability, metabolism and physiological impact of 4-oxo-flavonoids. *Nutr. Res.*, 16:517-544.
- Manach, C., Scalbert, A., Morand, C., Rémesy, C. and Jimenez, L. (2004). Polyphenols: food sources and bioavailability. *The American journal of clinical nutrition*, 79 (5), 727-747.
- Martins Da Silva, E. (2006). Polyphenols from the Amazonian plant *Inga edulis*: process optimisation for the production of purified extracts with high antioxidant capacity. Págs.226. s.l., Université catholique de Louvain.
- Mastebroek, H. D., Limberg, H., Gilles, T. and Marvin, H. J. P. (2000). Occurrence of saponins in leaves and seeds of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). *Journal of the Sciences of Food and Agriculture* 80, 152-156.
- Mendoza C. J. R. (2015). Compuestos fenolicos, acidos grasos y capacidad antioxidante en quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd)" Arequipa-Perú 2015 Para optar al Título Profesional de Ingeniera en Industrias Alimentarias. TESIS .Universidad Nacional de San Agustín De Arequipa Facultad de Ingeniería de Procesos Escuela Profesional de Ingeniería de Industria alimentarias.
- Mendoza, C. J. R. (2015). Compuestos fenolicos, acidos grasos y capacidad antioxidante en quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa. Arequipa, Perú.

- Mendoza, C. J. R. (2015). Compuestos Fenólicos, Ácidos Grasos y Capacidad Antioxidante En Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). Tesis de licenciatura. Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa- Facultad de Ingeniería de Procesos Escuela Profesional de Ingeniería de Industrias Alimentarias. AREQUIPA-PERÚ.
- Mendoza, S. V. (2013). Comparativo de accesiones de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) en condiciones de costa central. Tesis de Ing. Agrónoma en la Universidad Nacional Agraria- La Molina (UNALM).
- Meyers, R. L. (1998). Nitrogen fertilizer effect on grain Amaranth. *Agron. J.* 90:597-602.
- Middleton, E., Kandaswami, C. and Theoharides, T. C. (2000). The Effects of Plant Flavonoids on Mammalian Cells: Implications for Inflammation, Heart Disease, and Cancer. *Pharmacological reviews* 52: 673–751.
- Miller, N. J., Castelluccio C., Tijburg L., Evans C. R. (1997). The antioxidant properties of the theaflavins and their gallate stress-radical scavenger or metal chelators?. *Trends in Plant Science* 2(4).
- Miranda, M., Vega G, A., López, J., Parada, G., Sanders, M., Aranda, M., Uribe, E. and Di, K. (2010). Impact of air-drying temperature on nutritional properties , total phenolic content and antioxidant capacity of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd). *Industrial Crops & Products*, 32 (3), 258-263.
- Miranda, M., Vega, G. A., Quispe, F.I., Rodríguez, M. J., Maureira, H. and Martínez, E. A. (2012). Nutritional aspects of six quinoa (*Chenopodium quinoa wild.*) ecotypes from three geographical areas of Chile. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 72 (2), 175-181.
- Morel, I., Lescoat, G., Cogrel, P., Sergent, O., Padeloup, N., Brissot, P., Cillard, P. and Cillard, J. (1998). Antioxidant and iron-chelating activities of the flavonoid catechin, quercetin and diosmetin, an iron-loaded rat hepatocyte cultures. *Biochem. Pharmacol* 1:13-19.

- Mujica, Á. (1997). Cultivo de quinua. Editado por el Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA). Impreso en Lima. pp. 9-18; 27-30, 35-38; 58; 61; 64-80;108.
- Mujica, A. (2006). Descriptores para la caracterización del cultivo de quinua. Manual para caracterización in situ de cultivos nativos. INIEA Lima, Perú. 90 pp.
- Mujica, Á. y Canahua, A. (2001). Agronomía del cultivo de la quinua. En: Quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.): Ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro. Editado por la F AO. Impreso en Chile. 361 pag.
- Mujica, A. y Jacobsen, S. (1999). Resistencia de la quinua a la sequía y otros factores abióticos adversos y su mejoramiento. I Curso Internacional sobre Fisiología de la Resistencia a Sequía en Quinua: 25-38.
- Mujica, A., Jacobsen, S. E., Izquierdo, J. y Marathee, J. P. (2001). Quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) Ancestral Cultivo Andino, Alimento del Presente y Futuro. Capítulo 11: Agronomía del Cultivo de la Quinua. FAO. Santiago - Chile.
- Munir, H. (2011). Introduction and assessment of Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) as a potential climate proof grain crop. Tesis de doctorado. University of Agriculture, Faisalabad, Pakistan.
- Nacif de Abreu, I. and Mazzafera, P. (2005). Effect of water and temperature stress on the content of active constituents of *Hypericum brasiliense* Choisy. *Plant Physiol Biochem.* 43:241–8.
- Nakazato, Y., Tamogami, S., Kawai, H., Hasegawa, M. and Kodama, O. (2000). Methionine induced phytoalexin. Production in rice leaves. *Biasci. Biotechnol. Biochem*, 64 (3), 577-583.
- Nieto, C. y Madera, J. (1991). Evaluación agronómica y calidad farinológica de diez ecotipos de quinua. En: Tercer Congreso Internacional de Cultivos Andinos (Memorias). La Paz, Bolivia. pp. 167-179.
- Nina, A. G. (1992). Efecto de fertilización orgánica y química en el cultivo de quinua var. Toledo anaranjado en salinas de García Mendoza. Tesis de grado UATF. Potosí -Bolivia. 112p.

- Noulas, C., Karyotis, T. y Iliadis, C. (2014). Grecia. Capitulo Numero 6.16. In: Bazile D., Bertero D. y Nieto C., "Estado del arte de la quinua en el mundo en 2013": FAO (Santiago de Chile) y CIRAD, (Montpellier, Francia): pp. 592-618.
- Nsimba, R. Y., Kikuzaki, H. and Konishi, Y. (2008). Antioxidant activity of various extracts and fractions of *Chenopodium quinoa* and *Amaranthus spp.* seeds. *Food Chemistry* 106(2): 760-766.
- ONU. (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura). (2013). Quinoa. Recuperado el 16 de enero del 2016 de <http://www.fao.org/quinoa/es/>
- Orestes, J. y Nogueiras, C. (2008). Las saponinas y sapogeninas esferoidales. Revista Ciencias.com. Universidad Central "Marta Abreu" de Las Villas, Santa Clara. Cuba, 1-5.
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (2011). La quinua: cultivo milenario para contribuir a la seguridad alimentaria mundial. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/017/aq287s/aq287s.pdf>.
- Oyoo, M. E., Khaemba, J., Githirib, S. M. y Ayiecho P. O. (2014). Producción y utilización de la Quinoa (Willd) más allá de sus tradicionales zonas de cultivo: un caso de Kenia Capitulo Numero 6.32. IN: Bazile D., Bertero D. y Nieto C., "Estado del arte de la quinua en el mundo en 2013": FAO (Santiago de Chile) y CIRAD, (Montpellier, Francia): pp. 647-664.
- Palombini, S., Claus, T., Maruyama, S. A., Gohara, A. K., Henrique, A., Souza, P., Souza, N.E., Visentainer, J. V., Terezinha, S., Gomes, M. and Matsushita, M. (2013). Evaluation of nutritional compounds in new amaranth and quinoa cultivars. *Food Sci. Technol*, 33(2), 339-344.
- Pasko, P., Barton, H., Zagrodzki, P., Gorinstein, S. and Folta, M. (2009). Anthocyanins, total polyphenols and antioxidant activity in amaranth and quinoa seeds and sprouts during their growth. *Food Chemistry* 115: 994-998.
- Pasko, P., Barton, H., Zagrodzki, P., Izewska, A., Krosniak, M., Gawlik, M., Gawlik, M. and Gorinstein, S. (2010). Effect of Diet Supplemented with Quinoa Seeds on

- Oxidative Status in Plasma and Selected Tissues of High Fructose-Fed Rats. *Plant Foods Hum Nutr* 65:146-151.
- Pérez, C. D., Ros, B. G. y Periago, C. M. J. (2002). Aminoácidos esenciales y no esenciales de harinas de cereales infantiles en distintas fases de procesamiento industrial y su relación con índices químicos de la calidad proteica. *Archivos Latinoamericanos de Nutrición*. ALAN 52, 2002, 2 supl.2.
- Pérez, M. L., González, J. A. y Prado, F. E. 2015. Efectos de la Radiación Ultravioleta B (UVB) sobre diferentes variedades de Quinoa. Efectos sobre la morfología en condiciones controladas. *Bol. Soc. Argent. Bot*, 50 (3) Córdoba set. 2015.
- Peters, N. K., Frost, J. W. y Long, S. R. (1996). A plant flavone luteolin induces expression of *Rhizobium meliloti* nodulation genes. *Science*, 233: (977-980).
- Peterson A. J. Y, Murphy K. M., (2014). La Quinoa en los Estados Unidos y Canadá. Capítulo Numero 6.41. In: Bazile D., Bertero D. y Nieto C. (Editores). "Estado del arte de la quinoa en el mundo en 2013": FAO (Santiago de Chile) y CIRAD, (Montpellier, Francia): pp. 665-680.
- Podsedek, A. (2007). Natural antioxidants and antioxidant capacity of Brassica vegetables: A review. *Food Science and Technology*, 40 (1), 1-11.
- Pospisil, A., Pospisil, M., Varga, B. and Svevnjak, S. (2006). Grain yield and protein concentration of two amaranth species as influenced by nitrogen fertilization. Fac. Agric., Univ of Zagreb, Dept. Field Crop Production. *European Journal of Agronomy*, 25:250-253.
- Prado, F. E., Rosa. M., Prado. C., Podazza. G., Interdonato. R., González, J. A. and Hilal, M. (2011). UV-B radiation, its effects and defense mechanisms in terrestrial plants. In: Parvaiz, A. & M.N.V. Prasad (eds.), *Environmental Adaptations and Stress Tolerance of Plants in the Era of Climate Change*, pp. 57-83. Springer Science+Business Media, New York.
- PROIMPA S.A. Catálogo de Quinoa Real. Cochabamba - Bolivia. Pp.26

- PROINPA. (2011). La quinua, cultivo milenario para contribuir a la seguridad alimentaria mundial. FAO oficina regional para América Latina y el Caribe. 58 páginas. Disponible en http://www.ibce.org.bo/publicaciones/docu_rec.asp (Instituto boliviano de comercio exterior).
- Pulvento, C., Riccardi, M., Biondi, S., Orsini, F., Jacobsen, S.E., Ragab, R., Andria R. D., Lavini, A. (2014). La quinua en Italia: investigación y perspectivas. Capitulo Numero 6.13. In: Bazile D., Bertero D. y Nieto C., “Estado del arte de la quinua en el mundo en 2013”: FAO (Santiago de Chile) y CIRAD, (Montpellier, Francia): pp. 442- 557.
- Quillatupa, R. (2009). Caracterización de las fases fenológicas, determinación de unidades de calor y rendimiento de 16 genotipos de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) en condiciones de la malina. Lima - Perú. 158 páginas.
- Ramos, N., Sanabria, M.E., Rodríguez, D.A., Ulacio, D. (2012). Efecto del extracto etanólico de albahaca genovesa (*Ocimum basilicum* var. Genovese) sobre *Cercospora apii* Fressen y el tizón temprano del celery (*Apium graveolens*). *Revista Científica UDO Agrícola*, 12: 472-478.
- Renaud, S. and Gueguen, R. (1998). The French paradox and wine drinking. *Novartis Foundation Symposium*, 216: (208 - 217).
- Repo-Carrasco, R., Julio, P. J. y Encina, Z. C. R. (2011). Desarrollo y elaboración de un snack extruido a partir de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) y maíz (*Zea mays* L.). *Ingeniería Industrial* 29:(209-224).
- Repo-Carrasco-Valencia, R., Hellstrom, J. K., Pihlava, J. M., Mattila, P. H. (2010). Flavonoids and other phenolic compounds in Andean indigenous grains: Quinoa (*Chenopodium quinoa*), kañiwa (*Chenopodium pallidicaule*) and kiwicha (*Amaranthus caudatus*). *Food Chemistry*, 120 (1), 128-133.
- Risi, J. and Galwey, N.W. (1991). Genotype interaction in the Andean grain crop Quinoa (*Chenopodium quinoa*) in temperate environments. *Plant Breeding*, 107 (2), 141-147 <https://doi.org/10.1111/j.1439-0523.1991.tb00542.x>

- Röemheld, V. and El-Fouly, M. M. (1999). Foliar nutrient application: Challenge and limits in crop production. Proc. 2nd International Workshop on "Foliar Fertilization" April 4-10 Bangkok, Thailand: 1-32.
- Rojas, W., Pinto M., Soto, J. L. y Alcocer E. (2010). Valor nutricional, agroindustrial y funcional de los granos andinos. In: W. Rojas, M. Pinto, J.L. Soto, M. Jagger y S. Padulosi (eds). Granos Andinos: Avances, logros y experiencias desarrolladas en quinua, cañahua y amaranto en Bolivia. Bioersivity International, Roma, Italia. pp 151- 164.
- Romero R. J. A. (1981). Evaluación de las características físicas, químicas y biológicas de ocho variedades de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd). Tesis de maestro. Instituto de Nutrición de Centro America y Panama. Universidad de San Carlos de Guatemala, Guatemala.
- Romo, S., Rosero, A., Forero, C. and Ceron, E. (2006). Nutritional potencial of quinua our (*Chenopodium quinoa*) piartal variety in colombian andes part one. Facultad de Ciencias Agropecuarias. 4, 1; 2006.
- Rosas, H. G. F. (2015). Evaluación agronómica de diez variedades de quinua (*Chenopodium quinoa* willd) bajo dos sistemas de cultivo en La Unión-Leticia, Tarma". Universidad Nacional Agraria 'La molina' Facultad De Agronomía. Tesis de ingeniero agrónomo. Lima-Perú.
- Ruffino, A. M. C., Rosa, M., Hilal, M., González J. A. and Prado F. E. (2010). The role of cotyledon metabolism in the establishment of quinoa (*Chenopodium quinoa*) seedlings growing under salinity. *Plant Soil* 326: 213-224.
- Ruiz, R. A., and Bertero, H. D. (2008). Light interception and radiation use efficiency in temperate quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) ecotypes. *European Journal of Agronomy* 29: 144-152.
- Sajjad, A., Munir, H., Ehsanullah, Anjun, S. A., Tanveer, M., Rehman, A. (2014). Growth and development of chenopodium quinoa Genotypes at different sowing dates. *Journal of Agricultural Research*, 52 (4), 535-546.

- Salah N., Miller N.J., Paganga G., Tijburg L., Bolwell G.P., and Rice-Evans C. (1995). Polyphenolic flavonols as scavenger of aqueous phase radicals and as chainbreaking antioxidants. *Arch. Biochem. Biophys* 2: 339-346.
- Sánchez, A. V. (2011). Influencia de la plasticidad de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) sobre su constante térmica en El Altiplano Boliviano. La Paz, Bolivia.
- Schwarzbach, A., Schreiner, M. y Knorr, D. (2006). Effect of cultivars and deep freeze storage on saponin content of white asparagus spears (*Asparagus officinalis* L.). *Eur Food Res Technol*, 222, pp. 32-35.
- Shahzad, M. and Shahid, I. (2014). Evaluating the Response of Nitrogen Application on Growth, Development and Yield of Quinoa Genotypes. In: *International Journal of Agriculture & Biology*, 16 (5), 886-892.
- Singleton, V. L., Orthofer, R. and Lamuela-Raventós, R. M. (1998). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology*. 1998, 299, 152-178.
- Singleton, V. L., Rossi, J. A. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphotungstic acid reagents. *American Journal of Enology Viticulture*, 16 (1), 2349-2351.
- Solíz, G. J. B., Jasso de Rodriguez, D., Rodríguez, G. R., Angulo, S. J.L., and Méndez, P. G. (2002). Quinoa saponins: Concentration and composition analysis. p. 110–114. In: J. Janick and A. Whipkey (eds.), Trends in new crops and new uses. ASHS Press, Alexandria, VA.
- Soto, M. J. L. (2010). Granos andinos avances, logros y experiencias desarrolladas en quinua, cañahua y amaranto en bolivia. Capítulo IX Tecnología del cultivo de granos andinos. *Bioversity Internacional* (Instituto Internacional de Recursos Fitogenéticos (IPGRI)). Bolivia. 178 páginas.
- Soto, V. M. R. (2013). Metabolitos secundarios y ruta del ácido Shikimico. Universidad Nacional de Trujillo. Facultad de Farmacia y bioquímica.

- Spehar, C. R., Da Silva, R. J. E., De Barros, S. R. L., Ramirez, A. J. L. y Fernandes De Jesus, S. F. (2014). Avances y desafíos de la producción y utilización de la quinua en Brasil. Capítulo Numero 6.42. In: Bazile D., Bertero D. y Nieto C., “Estado del arte de la quinua en el mundo en 2013”: FAO (Santiago de Chile) y CIRAD, (Montpellier, Francia): pp. 681-706.
- Spehar, R. C. y Santos, R. L. B. (2006). Agronomic performance of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) under two moisture regimes in a brazilian savannah soil. *Bioscience Journal*, 22 (1), 61-66.
- Stikic, R., Glamoclija, D., Demin, M., Vucelic-radovic, B., Jovanovic, Z., Milojkovic-Opsenica, D., Jacobsen, S. and Milovanovic, M. (2012). Agronomical and nutritional evaluation of quinoa seeds (*Chenopodium quinoa* Willd) as an ingredient in bread formulations. *Journal of Cereal Science*, 55(2), 132-138.
- Suca, A. F. and Suca, A. C. A. (2008). Competitividad de la Quinoa Una Aplicación del Modelo de Michael Porter. EUMED, Lima.
- Sunearthtools. (2012). Horas luz en un punto específico de la tierra. Disponible en: https://www.sunearthtools.com/dp/tools/pos_sun.php?lang=es#txtSun_4
- Takao, T., Watanabe, N., Yuhara, K., Itoh, S., Suda, S., Tsuruoka, Y., Nakatsugawa, K. and Konishi, Y. (2005). Hypocholesterolemic effect of protein isolated from quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) seeds. *Food Science and Technology Research* 11(2): 161-167.
- Tapia M., (2014). El largo camino de la quinua: ¿Quiénes escribieron su historia?. In: Bazile D., Bertero D. y Nieto C., “Estado del arte de la quinua en el mundo en 2013”: FAO (Santiago de Chile) y CIRAD, (Montpellier, Francia): pp. 3.
- Tapia, M. (1982). The Environment, Crops and Agricultural Systems in the Andes and Southern Peru. IICA.
- Tapia, M. (1997). Cultivos Andinos Sub Explotados y su Aporte a la Alimentación. Segunda Edición. FAO. Santiago de Chile, (Chile). p 129-149.

- Tapia, M. E. (2000). Capítulo III Agronomía de los cultivos andinos. Granos andinos: quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) In: Morón. C. (ed.) Cultivos andinos subexplotados y su aporte a la alimentación.
- Tapia, M. E., Sánchez, I., Morón, C., Ayala, G., Fries, A M. y Bacigalupo, A. (2000). Cultivos andinos subexplotados y su aporte a la alimentación. FAO. Segunda Edición. Santiago - Chile. 170 páginas.
- Tapia, M. y Fries, A. (2007). Guía de Campo de los cultivos Andinos. FAO- Roma, ANPE Lima. Primera Edición. 209 páginas.
- Thompson, E. P., Wilkins, C., Demidchik, V., Davies, J. M. and Glover, B. J. (2010). An Arabidopsis flavonoid transporter is required for anther dehiscence and pollen development. *Journal of Experimental Botany*, vol. 61:(439 - 451).
- Törrönen, R., Häkkinen, S., Kärenlampi, S. and Mykkänen, H. (1997). Flavonoid and phenolic acids in selected berries. *Cancer Letters*, 114 (1-2), 191-192.
- Tudela, E. R. V. (1999). Fertilización nitrogenada en quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) bajo riego - secano y distancia entre surcos en el altiplano central. Tesis de grado. Oruro-Bolivia. p. 47, 49-50.
- Tuisima, L. and Fernández, E. (2014). An Andean Ancient Crop, *Chenopodium quinoa* Willd. *Agricultura tropical et subtropical*, 47 (4), 142-146.
- Valencia, Z., Cámara, F., Capa, K., Catacora, P. y Quispe, F. (2017). Compuestos bioactivos y actividad antioxidante de semillas de Quinoa Peruana (*Chenopodium Quinoa* W.). *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 83 (1), 16-29.
- Valencia-Chamorro, S. A. (2003). Quinoa. In: Caballero B.: Encyclopedia of Food Science and Nutrition. Vol. 8. Academic Press, Amsterdam: 4895–4902.
- Varriano-Marston, E. and De Francisco, A. (1984). Ultrastructure of quinoa fruit (*Chenopodium quinoa* Willd). *Food Microstruct.* 3:165–173.

- Wang, X., Liu, R., Zhang, W., Zhang, X., Liao, N., Wang, Z., Li, W., Qin, X. and Hai, C. (2013). Oleanolic acid improves hepatic insulin resistance via antioxidant, hypolipidemic and anti-inflammatory effects. *Mol Cell Endocrinol* 376: 70-80.
- Wilckens, R., Hevia, F., Serri, H. y Urbina, A. (1994). Comportamiento y caracterización de ecotipos de quinua. Proyecto de Investigación. Universidad de Concepción.
- Yamasaki, H., Sakihama, Y., Elkihara, N. (1997). Flavonoid peroxidase reaction as a detoxification mechanism of plant cells against H₂O₂. *Plant Physiol*, 115 (4), 1405-1412.
- Yassen, A., Abou ElNour, E. A. A. and Shedeed, S. (2010). Response of wheat to foliar spray with urea and micronutrients. *Journal of American Science*, 6 (9), 14-22.
- Yazar, A., Incekaya, C., Semih, S. M. y Tekin, S. (2014). Experimentación y producción de quinua en Turquía. Capítulo Numero 6.12. In: Bazile, D., Bertero D. y Nieto C., "Estado del arte de la quinua en el mundo en 2013": FAO (Santiago de Chile) y CIRAD, (Montpellier, Francia): pp. 558- 573.
- Zapata, R. O. A. (2015). Crecimiento y producción de cinco variedades de Quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) en la Comarca Lagunera. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Unidad Laguna. Torreón, Coahuila, México.

