

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA**

**FACULTAD DE AGRONOMÍA**



**VARIACION FENOTIPICA EN UNA POBLACION M<sub>3</sub> DE QUINUA  
(*Chenopodium quinoa* Willd.) VARIEDAD AMARILLA MARANGANÍ  
DESARROLLADA MEDIANTE APLICACIÓN DE RAYOS GAMMA**

**Presentado por:**

**CORAL MILAGROS GERALDINO VALENZUELA**

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE  
INGENIERO AGRÓNOMO**

**LIMA-PERU**

**2018**

## **DEDICATORIA**

A mis abuelitos, mis ángeles.

A mi tío Fernando Geraldino Villalba, con cariño, agrónomo molinero, guía mis pasos desde el cielo.

Por supuesto, a mis padres queridos, Mabel y Carlos, quienes en estos 25 años no me han dado más que pruebas de su amor y paciencia infinita. Los amo.

## **AGRADECIMIENTOS**

A mi asesora de tesis, Dra. Luz Gómez Pando, por la confianza depositada en mí, y su inestimable ayuda en todo este tiempo.

Al Proyecto RLA/5/068 “Aumento del Rendimiento y del Potencial Comercial de los Cultivos de Importancia Económica” (ARCAL CL) – Organismo Internacional de Energía Atómica (OIEA) y al Instituto Peruano de Energía Nuclear (IPEN).

Al Programa de Cereales y Granos Nativos de la UNALM, profesores y técnicos de campo, por el valioso apoyo brindado durante el desarrollo del presente trabajo de investigación.

A mis amigos y compañeros de clase en la universidad que colaboraron durante la fase experimental. Por todo esos momentos gratos compartidos.

# INDICE

I.	INTRODUCCION.....	1
II.	REVISION BIBLIOGRAFICA.....	4
	2.1 CLASIFICACION TAXONÓMICA.....	4
	2.2 LA QUINUA.....	5
	2.3 ORIGEN.....	6
	2.3.1 Origen genético.....	7
	2.4 DOMESTICACION.....	8
	2.5 HISTORIA Y DISTRIBUCION GEOGRAFICA.....	9
	2.6 PRODUCCION DE QUINUA EN EL PERU.....	12
	2.7 DESCRIPCION BOTANICA.....	16
	2.7.1 La planta.....	16
	2.7.2 Sistema radicular.....	16
	2.7.3 Tallo.....	17
	2.7.4 Hojas.....	17
	2.7.5 Inflorescencia.....	17
	2.7.6 Flor.....	18
	2.7.7 Fruto.....	19
	2.7.8 Semilla.....	19
	2.8 ASPECTOS GENERALES DEL CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE LA QUINUA.....	20
	2.8.1 Fases fenológicas de la quinua.....	20

2.9	VARIETADES MEJORADAS DE QUINUA.....	22
2.10	HERRAMIENTAS PARA EL FITOMEJORAMIENTO.....	25
2.11	MUTACIONES.....	26
2.12	TIPOS DE MUTACIONES.....	27
2.12.1	Por su origen.....	27
2.12.2	Por la cantidad de daño en el material genético.....	27
2.12.3	Por el tipo de célula a la que afecta.....	30
2.13	INDUCCION DE MUTACIONES.....	30
2.14	AGENTES MUTAGENICOS.....	31
2.14.1	Físicos.....	32
2.14.2	Químicos.....	33
2.15	DOSIS DE IRRADIACION.....	33
2.16	EFFECTO DE LAS MUTACIONES SOBRE EL MATERIAL VEGETAL.....	34
2.17	INDUCCIÓN DE MUTACIONES EN EL MEJORAMIENTO GENÉTICO DE CULTIVOS.....	35
2.18	MATERIAL PARENTAL.....	36
2.19	MANEJO DE POBLACIONES EN EL PROCESO MUTAGENICO.....	36
2.19.1	Generación M <sub>1</sub> .....	37
2.19.2	Generación M <sub>2</sub> .....	37
2.19.3	Generación M <sub>3</sub> .....	38
2.19.4	Generaciones posteriores.....	38
2.20	INDUCCIÓN DE MUTACIONES EN EL MEJORAMIENTO GENÉTICO DE LA QUINUA.....	38

III.	MATERIALES Y METODOS.....	40
3.1	UBICACIÓN DEL EXPERIMENTO.....	40
3.2	MATERIALES, EQUIPOS E INSUMOS.....	40
3.2.1	Material genético.....	40
3.2.2	Materiales.....	41
3.3	METODOLOGIA.....	42
3.3.1	Labores culturales.....	42
3.3.1.1	En campo.....	42
3.3.1.2	En casa de mallas.....	43
3.3.2	Evaluaciones.....	44
3.3.2.1.	En campo.....	44
3.3.2.2.	En casa de mallas.....	45
3.3.3	Diseño experimental.....	46
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	47
V.	CONCLUSIONES.....	78
VI.	RECOMENDACIONES.....	79
VII.	BIBLIOGRAFIA.....	80
VIII.	ANEXOS.....	91

## INDICE DE TABLAS

Tabla 1	Superficie nacional cosechada de quinua en hectáreas, periodo 2009-2014	13
Tabla 2	Producción (t) de quinua en los principales países productores	13
Tabla 3	Producción de quinua nacional y regional en miles de toneladas, período 2012-2016	14
Tabla 4	Rendimiento de quinua por regiones (kg/ha)	15
Tabla 5	Indicadores de quinua a nivel nacional	16
Tabla 6	Variedades comerciales de quinua	23
Tabla 7	Variedades nativas de quinua en el Altiplano de Puno	24
Tabla 8	Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica color de tallo púrpura, en una población M <sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma en condiciones de campo.	48
Tabla 9	Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica ausencia de ramificación, en la población M <sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.	49
Tabla 10	Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica presencia de estrías de tallo color: verde claro, rosado, gris y amarillo, en la población M <sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.	50
Tabla 11	Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación característica ausencia de axilas pigmentadas, en una población M <sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.	51

Tabla 12	Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica borde de hoja basal entero, en una población M <sub>3</sub> quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.	54
Tabla 13	Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica número de dientes en hoja basal menor a tres, en la población M <sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.	54
Tabla 14	Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica tipo de panoja no diferenciada, en una población M <sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.	56
Tabla 15	Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica forma de panoja tipo glomerulada y tipo intermedia, en la población M <sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.	56
Tabla 16	Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica densidad de panoja tipo laxa y tipo intermedia, en la población M <sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.	57
Tabla 17	Número de plantas según tipo de mutación en la población M <sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí, desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas.	59
Tabla 18	Número de plantas según el tipo de mutación por ausencia de clorofila en la población M <sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas.	65

Tabla 19	Altura media de planta (cm) en la población M <sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas.	67
Tabla 20	Análisis de varianza (ANOVA) en una población M <sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas.	67
Tabla 21	Valores medios y prueba de Tukey de la altura de planta (cm) en la población M <sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas.	68
Tabla 22	Número de plantas según el rango de altura en una población M <sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas.	68
Tabla 23	Número de mutantes precoces, panojas desarrolladas y frecuencia de mutación en la población M <sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas.	69
Tabla 24	Tipo y frecuencia de mutaciones en la generación M <sub>2</sub> y generación M <sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí irradiada con rayos gamma a la dosis de 150 Gy.	72
Tabla 25	Tipo y frecuencia de mutaciones en la generación M <sub>2</sub> y generación M <sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí irradiada con rayos gamma a la dosis de 250 Gy.	72
Tabla 26	Número de plantas y frecuencia de mutación para una población M <sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.	74

Tabla 27	Número de plantas y frecuencia de mutación para una población M <sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas.	76
----------	--	----

## INDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1</b>	Distribución geográfica mundial de quinua	11
<b>Figura 2</b>	Zonas de producción de quinua en el Perú	12
<b>Figura 3</b>	Tipos de mutaciones génicas	28
<b>Figura 4</b>	Gráfico de barras comparativo de las frecuencias de mutación para una generación M <sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.	75
<b>Figura 5</b>	Gráfico de barras comparativo de las frecuencias de mutación para la generación M3 de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas	77

## INDICE DE ANEXOS

- Anexo 1:** Variedades de especies vegetales cultivadas y desarrolladas.....91  
por aplicaciones de mutagénesis (información condensada  
de FAO/OIEA Mutant Variety Database).
- Anexo 2:** Lista de Caracteres descritos por Bioversity International-FAO.....92  
(2013). Descriptor para *Chenopodium quinoa* Willd. y parientes  
silvestres.
- Anexo 3:** Distribución de poblaciones M<sub>3</sub> de quinua desarrolladas a 150.....96  
y 250 Gy de radiación gamma, en casa de mallas y en campo.
- Anexo 4:** Escala de Gustaffson para mutaciones clorofílicas.....97

## RESUMEN

Semillas de quinua (*Chenopodium quinoa* W.) de la variedad Amarilla Maranganí fueron sometidas a 150 Gy y 250 Gy de radiación gamma. Se obtuvo una generación M<sub>3</sub>, la cual se sembró en dos condiciones: en campo (plantas provenientes de selección individual), y en una casa de mallas (plantas provenientes de selección masal). Se encontraron mutaciones para ambas dosis de radiación gamma, para caracteres cualitativos y también cuantitativos. Se observó un espectro similar de mutaciones en ambas dosis de radiación, siendo mayor el número de mutantes y la frecuencia de mutación para la dosis de 250 Gy. En condiciones de campo la mutación de mayor frecuencia fue la ausencia de axilas pigmentadas en el tallo para ambas dosis. Para las condiciones de casa de mallas la mutación más frecuente fue la precocidad, para ambas dosis. Se detectó un patrón similar en el espectro de mutaciones en la generación M<sub>2</sub> y la generación M<sub>3</sub>

**Palabras claves:** radiación gamma, quinua, Amarilla Maranganí, mutaciones.

## I. INTRODUCCION

La quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) es una especie nativa de la región andina cultivada desde hace miles de años por los antiguos pobladores. Presenta características agronómicas especiales que hacen posible su adaptación a las condiciones adversas ambientales. Por otro lado, posee un alto valor nutritivo al contener proteínas de mayor calidad que los cereales y otras especies vegetales. Además genera beneficios sociales, culturales y económicos en los países productores como Perú, Bolivia y Ecuador.

Todas estas ventajas, sumadas a las estrategias promocionales de los países productores para incentivar el consumo de este grano, han generado una demanda creciente en estos últimos años tanto en el mercado interno como el externo.

Actualmente se cultiva en más de 70 países, entre ellos Francia, Inglaterra, Suecia, Dinamarca, Holanda e Italia. También se está desarrollando con éxito en Kenia, India y Estados Unidos, siendo este último el mayor importador a nivel mundial hasta la fecha (AGRODATA PERU, 2017). Según datos extraídos de FAOSTAT, en el período 2006-2016, la superficie cultivada y la producción total en los principales países productores se duplicaron e incluso quintuplicaron. Para el caso de Perú, las áreas sembradas han aumentado de una manera sostenida, de 29 mil hectáreas al 2005, a 38 mil al 2011, a 47 mil el 2013 y 64 mil hectáreas en 2016.

El volumen de la producción también ha crecido en los últimos años, alcanzando las 114 mil toneladas en el 2014. Al año 2016 la producción nacional solo alcanzo las 79 mil toneladas. Debido a la baja de los precios internos e internacionales se observa un estancamiento productivo en las regiones costeras principalmente (MINAGRI-DEEIA, 2017).

Aun es necesario mejorar la productividad para poder satisfacer una creciente demanda del mercado internacional y las condiciones que esto supone, no solo en volúmenes sino también calidad.

Existen diferentes formas de lograr el incremento de la productividad, entre ellas destaca el uso de variedades rendidoras de calidad y resistentes a estreses bióticos y abióticos. El

desarrollo de estas variedades puede lograrse mediante diferentes metodologías tales como: selección masal, selección individual, hibridaciones, retrocruzas e inducción de mutaciones. La inducción de mutaciones o “mutagénesis inducida” es una técnica vigente desde mediados del siglo XX. Esta herramienta del mejoramiento convencional implica cambios en el material genético de un individuo que son heredables. Junto con otros métodos de mejoramiento clásico o convencional puede acelerar el proceso de mejora genética en los cultivos al aumentar la variabilidad y la probabilidad de encontrar alelos de interés. Durante la última década ha habido un interés creciente por la mutagénesis, usándose no solo para el desarrollo de nuevas variedades sino también para el descubrimiento de genes, la comprensión de sus funciones y mecanismos de acción. Se habla de más de 3200 variedades vegetales obtenidas por medio de la mutagénesis inducida, no solo aquellas de uso alimentario sino también ornamental y forestal ([www.iaea.org](http://www.iaea.org)).

Las mutaciones inducidas son al azar, impredecibles, pudiendo ser beneficiosas o perjudiciales, por lo que se da la valoración de cada una de ellas en relación a la afectación sobre el rendimiento y demás caracteres agronómicos de interés por medio de la evaluación de los cambios producidos en la morfología y fisiología de la planta. Por ello, resulta importante determinar y cuantificar la variación fenotípica, así como el tipo de mutación ocurrida en una población desarrollada mediante el empleo de agentes mutagénicos.

La inducción artificial de mutaciones puede realizarse mediante el uso de mutágenos químicos, como la azida sódica, el etil- metano- sulfonato, etc.; y/o mutágenos físicos, como los rayos X, rayos gamma, entre otros.

De acuerdo a lo presentado anteriormente, la hipótesis a comprobar en este trabajo fue:

**La inducción de mutaciones en la quinua, empleando radiación gamma, permite la generación de nueva variación genética expresada en la aparición de mutaciones o cambios en características de las plantas diferentes al material original.**

Para dar comprobación de esta hipótesis se trazan los objetivos siguientes:

- 1.- Caracterizar fenotípicamente la generación  $M_3$  de quinua Amarilla Maranganí desarrollada por aplicación de 150 y 250 Gy de radiación gamma e identificar mutaciones a nivel de campo y de casa de mallas.
- 2.- Comparar la frecuencia y espectro de mutaciones de la generación  $M_2$  con la frecuencia de la generación  $M_3$ .
- 3.- Evaluar el grado de variabilidad fenotípica generada en la  $M_3$  de quinua Amarilla Maranganí desarrollada por aplicación de diferentes dosis de rayos gamma.

## II. REVISION BIBLIOGRAFICA

### 2.1. Clasificación taxonómica

Según Tapia (1976):

Reino	:	<i>Plantae</i>
División	:	<i>Tracheophyta</i>
Sub División	:	<i>Spermathophytina</i>
Clase	:	<i>Magnoliopsida</i>
Subclase	:	<i>Caryophyllidae</i>
Orden	:	<i>Caryophyllales</i>
Familia	:	<i>Amaranthaceae</i>
Sub Familia	:	<i>Chenopodioideae</i>
Género	:	<i>Chenopodium</i>
Tribu	:	<i>Chenopodieae</i>
Especie	:	<i>Chenopodium quinoa</i> Willdenow

De acuerdo al sistema de clasificación APG III (2009), por sus siglas en inglés *Angiosperm Phylogeny Group*, se clasificó a las *Chenopodiaceae* como subfamilia de la familia *Amaranthaceae* en base a datos moleculares.

El género *Chenopodium* es cosmopolita, pero se concentra principalmente en las regiones templadas y subtropicales.

Dado a su gran plasticidad ecológica y rusticidad, el género ha proporcionado un número alto de especies gracias a un proceso largo de adaptación y diversificación para sobrevivir en ambientes con fuertes limitantes.

El género *Chenopodium* tiene una amplia distribución mundial, con cerca de 250 especies (Giusti, 1970). Está constituido en su mayoría por especies no cultivadas y poco estudiadas, aunque algunos miembros han sido cultivados en diversas áreas geográficas: *C. album* L. en Europa; *C. giganteum* D. Don, o árbol de espinaca en Asia Central; *C. berlandieri* Moq. var. *Nuttalliae* en América Central; y *C. pallidicaule* Heller, y *C. quinoa* en América del Sur (Maughan *et al.*, 2006; Sederberg, 2008). Así mismo, *Chenopodium berlandieri* se encuentra distribuida en Norteamérica y *Chenopodium hircinum* en los Andes y la Pampa argentina de Sudamérica (Fuentes *et al.*, 2009).

En el boletín técnico de la FAO (2011) “La quinua, cultivo milenario para contribuir a la seguridad alimentaria mundial”, se indica que existen especies cultivadas como plantas alimenticias: como productoras de grano, *Chenopodium quinoa* Willd. y *Chenopodium pallidicaule* Aellen, en Sudamérica; como verduras *Chenopodium nuttalliae* Safford y *Chenopodium ambrosioides* L. en México; como verduras o medicinales *Chenopodium carnosolum* Moq. y *Chenopodium ambrosioides* L. en Sudamérica.

Hoy en día las especies cultivadas de este género y especialmente *C. quinoa*, están ganando importancia por su excelente calidad de proteínas (buen equilibrio entre todos los ácidos aminos) y alto contenido de una variedad de minerales y vitaminas (Vega-Gálvez *et al.*, 2010).

## 2.2. La quinua

De acuerdo a Bioversity International *et al.* (2013), la quinua recibe diferentes nombres comunes que varían según el idioma y la localidad del país.

En Perú: Quinua, Jiura, Quiuna; en Colombia: Quinua, Suba, Supha, Uba, Luba, Ubalá, Juba, Uca; en Ecuador: Quinua, Juba, Subacguque, Ubaque, Ubate; en Bolivia: Quinua, Jupha, Jiura; en Chile: Quinua, Quingua, Dahuie; en Argentina: Quinua, quiuna.

- Español: Quinua, Quinoa, Quingua, Triguillo, Trigo inca, Arrocillo, Arroz del Perú, Kinoa.
- Inglés: *Quinoa, kinoa, sweet quinoa, peruvian rice, Inca rice, petty rice.*

- Francés: *Anserine quinoa, Riz de peruo, Petit riz de Peruo, Quinoa.*
- Italiano: *Quinua, Chinua.*
- Portugués: *Arroz miudo do Perú, Espinafre do Perú, Quinoa.*
- Alemán: *Reisspinat, Peruanischer reisspinat, Reismelde, Reis-gerwacks, Incaweizen.*
- India: *Vathu*
- China: *Han*
- Quechua: *Kiuna, Quinua, Parca*
- Aymara: *Supha, Jopa, Jupha, Jauira, Aara, Ccallapi, Vocali, Jiura.*
- Azteca: *Huatzontle.*
- Chibcha: *Suba, Supha, Pasca*

### **2.3. Origen**

La quinua es uno de los cultivos más antiguos del área andina de Sudamérica, con aproximadamente 7.000 años de cultivo (Jacobsen, 2003), en cuya domesticación y conservación han sido partícipes grandes culturas como la Tiahuanacota y la Incaica (Bonifacio, 2001).

Según Vavilov (1950) aquel lugar donde se encuentra la mayor variedad de una especie de planta, es bastante probable que sea su lugar de origen, especialmente si se encuentran formas silvestres de una planta cultivada. En base a lo establecido, aquellos autores que han escrito sobre el origen de la quinua están de acuerdo en considerarla originaria de los Andes.

Cabe resaltar que aún no se tiene lugar ni fecha exacta sobre el desarrollo de las especies cultivadas de quinua; sin embargo, se han planteado diversas hipótesis.

Bukasov (1965), quien visitó México, Centroamérica y Colombia como miembro de una expedición rusa para coleccionar especies cultivadas, considera que su cultivo en los Andes del Perú y Bolivia es muy antiguo y que de allí fue llevada hacia el norte hasta Colombia y hacia el sur hasta Chile. En cambio Voltz (citado por Bukasov, 1965) supone que se habría originado entre los Chibchas que vivían en la sabana de Bogotá, de donde habría sido llevada al altiplano. La opinión anterior tiene poca sustentación en vista de que estudios posteriores (Gandarillas, 1977) muestran concluyentemente que el centro de origen va desde el sur del nudo de Pasco hasta el altiplano boliviano, por la diversidad de ecotipos observados.

Mujica *et al.* (2001) afirman que en los alrededores del Lago Titicaca de Perú y Bolivia, la quinua muestra la mayor distribución de formas, diversidad de genotipos y de progenitores silvestres, encontrándose la mayor diversidad específicamente entre Potosí (Bolivia) y Sicuani-Cusco (Perú).

Otros autores se refieren a diferentes centros de origen ubicados en los valles interandinos y opinan que las quinuas hubieran sido llevadas al altiplano del lago Titicaca, constituyéndose este en el gran centro de diversificación (Tapia y Fries, 2007).

### **2.3.1. Origen genético**

Existen cuatro especies de *Chenopodium* relacionados con la quinua, distribuidos en los Andes, y los cuales son potenciales progenitores de las especies evolucionadas actuales: *C. carnosolum*, *C. hircinum*, *C. incisum*, *C. petiolare* (Mujica y Canahua, 1989)

Algunas de estas, posiblemente durante la evolución de *C. quinoa* hayan participado con aportes significativos a su genoma, explicando en cierta forma el comportamiento de la quinua cultivada, como por ejemplo la tolerancia a la salinidad, característico de *C. carnosolum*, resistencia a sequía de *C. petiolare* y resistencia al frío de *C. pallidicuale*, siendo estas tres especies diploides ( $2n=2x=18$ ) (Mujica y Jacobsen, 2006).

Hay bastante evidencia sobre el origen poliploide de la quinua, faltando aun determinar los padres diploides que intervinieron en su constitución genética.

Mujica *et al.* (2001), sugieren la participación de dos especies diploides en el origen de *C. quinoa*, por lo que sería un anfiploide con herencia disómica, siendo su pariente silvestre más cercano *C.hircinum*.

Gandarillas (1977) menciona que en el origen de la quinua participaron las especies silvestres diploides *Chenopodium hircinum* y *C. petiolare* que tienen 18 cromosomas, los cuales al cruzarse dieron origen a la quinua cultivada *C. quinoa* que tiene 36 cromosomas, que es la suma del número de cromosomas de las anteriores.

## 2.4. Domesticación

Existen pocas evidencias arqueológicas, lingüísticas, etnográficas e históricas sobre la quinua. Sin embargo, existen evidencias claras de la distribución de los parientes silvestres, botánicas y citogenéticas, lo que posiblemente demuestra que su domesticación tomó mucho tiempo, hasta conseguir la planta domesticada.

Algunas de las evidencias arqueológicas halladas indican que el proceso de domesticación se inició alrededor de los 5,000 años A.C en Ayacucho, Perú. (Uhle 1919; Lumbreras *et al.*2008).

Towle (1961) menciona varios hallazgos arqueológicos de quinua, consistentes en ramas fructíferas terminales y granos sueltos, encontrados en diferentes regiones del Perú y en la zona costera de Arica, Chile.

Toro (1964) estudiando quinuas del Altiplano de Puno y Cusco, relaciona la antigüedad del cultivo y el origen de la domesticación de la quinua, con el actual uso de las voces quechua *kiuna* y aimará *jupha* y *jiura*, y las ve como pruebas de que las poblaciones de la raza aimará y quechua fueron las primitivas domesticadoras de esta planta.

Nordstrom (1990) señala que los *Chenopodium* fueron domesticados en los Andes de Perú antes de 3,000 A.C.; en base a estudios de dos caracteres muy evidentes que separan las formas silvestres de las domesticadas, sobresaliendo el grosor de la testa o cubierta de las semillas.

Eisentraut (1998), señala que las formas domesticadas de *Chenopodium* ya estaban presentes en el Arcaico Tardío - Formativo Temprano, en base a estudios realizados en los sitios Arqueológicos de Camata y Quelcatani en el oeste de la Cuenca del lago Titicaca del Perú. El estado de domesticación lo hizo observando el grosor de la cubierta del grano, la configuración de la forma de los márgenes y los patrones de la superficie de la testa, en muestras silvestres, malezas y formas domesticadas.

Existen también hallazgos arqueológicos de quinua en tumbas de Tarapacá, Calama, Arica y diferentes regiones del Perú, consistentes en semillas e inflorescencias, encontrándose abundante cantidad de semillas en sepulturas indígenas de los Tiltil y Quillagua (Chile) (Mujica *et al.*, 2001).

Así mismo, Murray (2005) realizó estudios de domesticación de *Chenopodium* en *Jiskairumoko* (Proyecto Arqueológico *Ch'amak Pacha*), un yacimiento arqueológico precolombino (aproximadamente entre 3,000-1,400 A.C.) situado a 54 km al sudeste de la región de Puno, Perú. En los restos botánicos encontrados en el yacimiento se observó una abundancia de formas de *Chenopodium*, lo que indicaría una fuerte dependencia alimentaria en base a estos grupos de plantas.

La domesticación de la quinua, se dio por muchísimo tiempo y refleja el especial interés por este cultivo. Es por este proceso de selección que se dio lugar a grandes variaciones morfológicas, lo que permitió obtener la quinua actual, tal y como la conocemos, de alta productividad y semillas claras.

Entre las principales modificaciones se encuentran: la condensación de la inflorescencia en el extremo terminal de la planta, el incremento del tamaño de la planta y la semilla, la pérdida de los mecanismos de dispersión de la semilla, reducción de la testa, pérdida de la dormancia para la germinación, así como pérdida de los altos niveles de pigmentación (Mujica *et al.*, 2001)

Durante el proceso de domesticación de la quinua el hombre andino llegó a obtener las variedades actuales, tales como las quinuas Chullpi para sopas, las quinuas Pasankalla para tostado, las Coytos para harina, las Reales para la pissara o graneado, la Utusaya para resistir a la salinidad, las Witullas y Achachinos para resistir el frío, las Kcancollas para resistir la sequía, las Quellus o amarillas para alto rendimiento, las Chewecas para resistir el exceso de humedad, las Ayaras por valor nutritivo (alto balance de aminoácidos esenciales y proteína), y las Ratuquis por precocidad (Mujica *et al.*, 2001).

## **2.5. Historia y distribución geográfica**

Mujica *et al.* (2001) afirman que la distribución del cultivo inicia con las culturas pre incas, y se consolida su expansión en el imperio incaico, extendiéndose desde Pasto-Colombia hasta el río Maule en Chile y Catamarca en Argentina.

Dice Gandarillas (1979), “en el norte del Perú el cultivo de la quinua fue común, pero en asociación con maíz. Al sur alcanzó importancia tanto en el callejón de Huaylas como en el valle del Mantaro, donde fue ampliamente cultivada por la tribu de los Huancas”.

A la llegada de los españoles, la quinua tenía un desarrollo tecnológico apropiado y una amplia distribución tanto en el territorio inca como fuera de él. El primer cronista español que reporta el cultivo de quinua fue Pedro de Valdivia quien al observar los cultivos alrededor de Concepción, menciona: “los indios para su alimentación siembran también la quinua entre otras plantas”, posteriormente el Inca Garcilaso de la Vega, en sus Comentarios Reales dice: “el segundo lugar de las mieses que se crían sobre la faz de la Tierra dan a lo que llaman “quinua” y en español “mijo” o arroz pequeño: porque en el grano y el color se le asemeja algo” (Mujica, 1993; citado por Estrada *et al.*, 2014). Este historiador también hace referencia a la primera exportación de granos de quinua al viejo mundo, la cual fue un fracaso al perderse la viabilidad de las semillas.

La quinua en América del Sur se extiende desde los 5° Latitud Norte, hasta los 43° Latitud Sur (Colombia, Ecuador, Perú, Bolivia, Argentina y Chile) y su distribución altitudinal varía desde el nivel del mar hasta los 4000 m, con mayor diversidad en el altiplano de Perú y Bolivia (FAO, 2011).

En el pasado no se podía observar cultivos de quinua en la Costa peruana ni en ceja de selva, su cultivo ahora está distribuido desde Piura hasta Tacna.

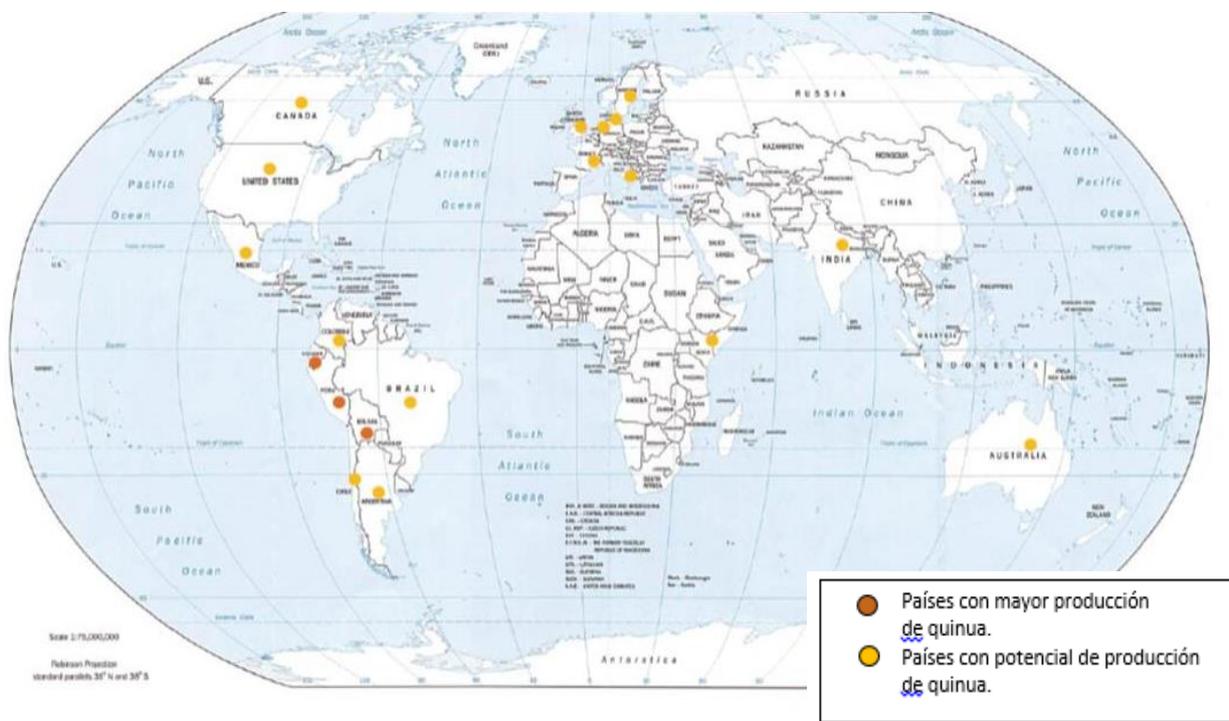
En el Perú la producción de quinua se concentra principalmente en el altiplano y los valles interandinos, donde se han adaptado variedades procedentes del altiplano (Apaza, *et al.*, 2013). El INIA (Instituto Nacional de Innovación Agraria) señala la presencia de 100 cultivares y alrededor de 3000 ecotipos, registrados para el Perú (Nolasco *et al.*, 2013). En ocho bancos de germoplasma que se encuentran en las Estaciones Experimentales del INIA: en Illpa (Puno), Andenes (Cusco), Canaán (Ayacucho), Santa Ana (Huancayo) y Baños del Inca (Cajamarca), y en la Universidad Agraria La Molina de Lima, la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco y la Universidad Nacional del Altiplano de Puno (Gómez y Eguiluz, 2011 ).

A continuación se presenta un resumen de distribución de la quinua, de acuerdo a los países de la región y sus zonas tradicionales de producción (Rojas *et al.*, 2010):

- En Colombia en el departamento de Nariño, en las localidades de Ipiales, Puesres, Contadero, Córdova, San Juan, Mocondino y Pasto.
- En Ecuador en las áreas de Carchi, Imbabura, Pichincha, Cotopaxi, Chimborazo, Loja, Latacunga, Ambato y Cuenca.

- En Perú se destacan las zonas de Cajamarca, Callejón de Huayllas, Valle del Mantaro, Andahuayllas, Cusco y Puno (altiplano).
- En Bolivia en el altiplano de La Paz, Oruro y Potosí y en los valles interandinos de Cochabamba, Chuquisaca, Potosí y Tarija.
- En Chile en el altiplano Chileno (Isluga e Iquique) y Concepción. También existen reportes de quinuas cultivadas en la Novena y Décima región (Barriga *et al.*, 1994).
- En Argentina se cultiva en forma aislada en Jujuy y Salta. El cultivo se amplió también hacia los Valles Calchaquíes de Tucumán (Gallardo y González, 1992).

La distribución geográfica de la producción mundial de quinua se presenta en la Figura 1 (FAO, 2011).



**Figura 1. Distribución geográfica mundial de quinua**

FUENTE: FAO, 2011.

Sin embargo, producto de más de veinte años de trabajo que se viene desarrollando en países potenciales de Europa, Asia, África, Australia, Norteamérica y de la región, la producción de la quinua se encuentra en franco proceso de expansión hacia diferentes espacios geográficos del planeta por sus extraordinarias características de adaptación y adaptabilidad.

El cultivo de la quinua ha trascendido las fronteras continentales. Es cultivada en Francia, Inglaterra, Suecia, Dinamarca, Holanda e Italia. En los Estados Unidos se produce en Colorado y Nevada y en Canadá en las praderas de Ontario. Por ejemplo, en Kenia la semilla mostró altos rendimientos (4 t/ha) y en el Himalaya y las planicies del norte de la India, el cultivo puede desarrollarse con éxito con un buen rendimiento. (FAO, 2011).

## 2.6. Producción de quinua en el Perú

De acuerdo a “El mercado y la producción de quinua en el Perú” (IICA/INIA, 2015), en el Perú la quinua se cultiva en 19 de los 24 departamentos (Figura 2), principalmente en la Sierra y en la Costa, existiendo en la zona andina por lo menos cinco centros de concentración: el Callejón de Huaylas, Junín, Ayacucho, Cusco y el Altiplano de Puno. En la Costa el cultivo ha sido introducido durante los últimos diez años iniciándose en Arequipa y difundiéndose hacia el centro y norte del país. En el 2014 se incorporaron a la siembra los departamentos de Piura y Pasco.

1. AMAZONAS
2. ANCASH
3. APURIMAC
4. AYACUCHO
5. AREQUIPA
6. CAJAMARCA
7. CUSCO
8. HUANCVELICA
9. HUANUCO
10. ICA
11. JUNIN
12. LA LIBERTAD
13. LAMBAYEQUE
14. LIMA
15. MOQUEGUA
16. PASCO
17. PIURA
18. PUNO
19. TACNA



**Figura 2. Zonas de producción de quinua en el Perú**

FUENTE: IICA/INIA, 2015

**Tabla 1. Superficie nacional cosechada de quinua en hectáreas, periodo 2009-2014**

<b>Región</b>	<b>2009</b>	<b>2010</b>	<b>2011</b>	<b>2012</b>	<b>2013</b>	<b>2014</b>
Puno	26095	26342	27337	27445	29886	32261
Ayacucho	1871	2589	1952	3643	4653	7696
Cusco	2047	2054	1866	2236	2401	2628
Junín	1028	1153	1191	1432	2139	5270
Apurímac	1026	1186	1094	1297	1567	2150
Arequipa	283	422	498	596	1390	8109
Huancavelica	471	469	472	539.5	714	843
La libertad	411	410	328	400	677	2136
Huánuco	368	352	356	356	424	1246
Ancash	157	141	132	177	297	1647
Cajamarca	222	142	151	203	231	387
Moquegua	37	34	35	18	32	66
Amazonas	11	4	4	4	17	12
Ica		16	18	29.5	22	468
Tacna			42	124	201	1130
Lambayeque					138	1261
Lima					62	637
Pasco						2
Piura						89
<b>Total</b>	<b>34027</b>	<b>35314</b>	<b>35476</b>	<b>38500</b>	<b>44788.4</b>	<b>68037.4</b>

FUENTE: MINAGRI, 2015b.

Elaboración propia

Así mismo, según información del MINAGRI (2015b) en términos de superficie cosechada, Puno es el principal departamento productor con una superficie del 47 por ciento del total nacional, mientras que en la Costa la producción es relativamente reciente, dado que departamentos como Ica, Tacna, Lambayeque y Lima han reportado datos desde los últimos siete años (Tabla 1).

**Tabla 2. Producción (t) de quinua en los principales países productores**

<b>País</b>	<b>2012</b>	<b>2013</b>	<b>2014</b>	<b>2015</b>	<b>2016</b>
Bolivia	50874	63075	67711	75449	65548
Ecuador	2775	2972	3711	12707	3903
Perú	44213	52129	114725	105666	79269

FUENTE: FAOSTAT, 2017.

Elaboración propia

**Tabla 3. Producción de quinua nacional y regional en miles de toneladas, período 2012-2016**

<b>Región</b>	<b>2012</b>	<b>2013</b>	<b>2014</b>	<b>2015</b>	<b>2016</b>
Puno	30.2	29.3	36.2	38.2	35.2
Arequipa	1.7	5.3	33.2	22.4	6.2
Ayacucho	4.2	4.9	10.3	14.6	16.7
Apurímac	2	2	2.7	5.8	4.8
<b>Nacional</b>	<b>44.2</b>	<b>52.1</b>	<b>114.7</b>	<b>105.7</b>	<b>77.7</b>

FUENTE: MINAGRI-DEEIA, 2017

Según Apaza *et al.* (2013), la producción de quinua en el Perú se concentra principalmente en el altiplano y los valles interandinos, con tendencia creciente del cultivo en la costa por sus características agroclimáticas favorables para la producción.

En los últimos años, la producción ha mostrado un fuerte crecimiento debido a su reconocimiento en el mercado internacional por su gran valor nutricional, adaptabilidad a distintas zonas agroecológicas (Costa y Sierra) y potencial de industrialización.

De acuerdo con cifras de la Superintendencia Nacional de Administración Tributaria [SUNAT] (2017), en el 2016 las exportaciones de quinua cerraron en US\$ 103.155 millones, esto es 27 por ciento menos de la cifra del 2015 (US\$ 143.547 millones).

Según reporta el diario Gestión (04 de julio, 2017) el Perú sigue siendo por tercer año consecutivo, como el principal productor y exportador mundial de quinua, superando a Bolivia. (Tabla 2)

A nivel nacional, entre el 2006 y 2016 se registró un incremento en áreas cultivadas de 214 por ciento, alcanzando las 64,000 hectáreas y más de 79,000 toneladas de producción (FAOSTAT, 2017). De acuerdo al Informe técnico del INEI (2017), el nivel productivo de la quinua en el año 2016 retrocedió en -26,51 por ciento, por menores áreas cosechadas (-8.03%) y sembradas (-2.99 %) y bajos rendimientos (-20.09 %), aunado a la variabilidad climática y al déficit de lluvias que ocasionaron estrés hídrico al cultivo. Siendo Puno el primer centro productor de quinua, mostró una contracción en su producción de -7,99 por ciento. También presentaron caídas los centros productores de Arequipa (-72.49 %), Junín (-55.37 %), Apurímac (-16,94 %) y Cusco (-8,24 %) (Tabla 3).

Cabe mencionar que los mayores rendimientos registrados se localizaron en departamentos de la Costa (región natural yunga entre 500-2300 msnm), que, a su vez, localizan la menor superficie de la producción como es el caso de Arequipa, que obtuvo un rendimiento de 4086 kg/ha y representa el 11 por ciento de la superficie de producción, superando por más del doble al promedio nacional, seguido de Lima (2,702 kg/ha) y Lambayeque (2,576 kg/ha); estos dos últimos han reportado producción de quinua recién desde 2013 (IICA-INIA, 2015) (Tabla 4).

**Tabla 4. Rendimiento de quinua por regiones (kg/ha)**

<b>Región</b>	<b>2009</b>	<b>2010</b>	<b>2011</b>	<b>2012</b>	<b>2013</b>	<b>2014</b>
Arequipa	1671	1541	2034	2834	3818	4086
La libertad	1011	1049	1080	1264	1670	1875
Junín	1414	1375	1216	1314	1801	1998
Apurímac	936	1023	1153	1615	1283	1339
Cusco	991	920	963	998	1173	1149
Ancash	1004	1052	1059	1033	1170	1968
Ayacucho	947	915	740	1150	1058	1341
Puno	1194	1213	1198	1100	981	1121
Cajamarca	1024	935	934	935	946	1131
Huancavelica	874	763	910	929	940	951
Huánuco	823	814	824	860	918	929
Moquegua	748	684	724	638	823	1700
Ica		2500	2300	2333	2662	2064
Tacna			1238	1508	1791	2103
Lima					3258	2702
Lambayeque					3094	2576
Pasco						500
Piura						2472
<b>Promedio</b>	<b>1157.85</b>	<b>1163.28</b>	<b>1160.87</b>	<b>1148.39</b>	<b>1151.24</b>	<b>1680.59</b>

IICA-INIA (2015)  
Elaboración propia

A manera de resumen, en la tabla siguiente se presentan los indicadores principales del cultivo:

**Tabla 5. Indicadores de quinua a nivel nacional**

<b>Años</b>	<b>Área cosechada (ha)</b>	<b>Producción (t)</b>	<b>Rendimiento (kg/ha)</b>
<b>2012</b>	38502	44046	1148.5*
<b>2013</b>	44870	52132	1161.8*
<b>2014</b>	68140	114725	1683.7*
<b>2015</b>	69303	105666	1524.7*
<b>2016</b>	64223	79269	1234.3*

FUENTE: FAO STAT (2017)

Elaboración propia

\* estimados

## **2.7. Descripción botánica**

### **2.7.1. La planta**

Apaza *et al.* (2013), se refieren a la quinua como una planta herbácea anual, dicotiledónea de amplia dispersión geográfica, con características peculiares en su morfología, coloración y comportamiento en diferentes zonas agroecológicas donde se cultiva. Presenta enorme variación y plasticidad para adaptarse a diferentes condiciones ambientales y se cultiva desde el nivel del mar hasta 4,000 msnm; muy tolerante a factores climáticos adversos como sequía, heladas, salinidad de suelos entre otros que afectan al cultivo.

### **2.7.2. Sistema radicular**

Según Mujica *et al.* (2001), es pivotante, vigorosa, profunda, bastante ramificada y fibrosa, la cual posiblemente le confiere resistencia a la sequía y buena estabilidad a la planta. Al germinar lo primero que se alarga es la radícula, que continúa creciendo y da lugar a la raíz, alcanzando en casos de sequía hasta 1.80 cm de profundidad, sus raicillas o pelos absorbentes nacen a distintas alturas y en algunos casos son tenues y muy delgadas, muy excepcionalmente se observa vuelco por efecto de vientos, exceso de humedad y mayormente es por el peso de la panoja, la profundidad de la raíz guarda estrecha relación con la altura de la planta y el genotipo.

### **2.7.3. Tallo**

Es cilíndrico en el cuello de la planta y anguloso a partir de las ramificaciones, de coloración variable desde el verde al rojo, muchas veces presenta estrías y también axilas pigmentadas de color verde, rojo o púrpura. El grosor es variable siendo mayor en la base que en el ápice, dependiendo de los genotipos y zonas donde se desarrolla. El tallo posee una epidermis cutinizada, corteza firme, compacta con membranas celulósicas, interiormente contiene una medula que a la madurez desaparece, quedando seca, esponjosa y vacía. Por su riqueza en pectina y celulosa se puede utilizar en la fabricación de papel. El diámetro es variable con los genotipos, distanciamiento de siembra, fertilización, condiciones de cultivo, entre otros (Mujica *et al.*, 2001).

### **2.7.4. Hojas**

Las hojas son alternas y están formadas por peciolo y lámina. Son de carácter polimórfico en una sola planta; las basales son grandes y pueden ser romboidales o triangulares, mientras que las hojas superiores generalmente alrededor de la panoja son lanceoladas. Su color va desde el verde hasta el rojo, pasando por el amarillo y el violeta, según la naturaleza y la importancia de los pigmentos. Son dentadas en el borde pudiendo tener hasta 43 dientes. Contienen además gránulos en su superficie dándoles la apariencia de estar cubiertas de arenilla. Estos gránulos contienen células ricas en oxalato de calcio y son capaces de retener una película de agua, lo que aumenta la humedad relativa de la atmósfera que rodea a la hoja y, consecuentemente, disminuye la transpiración (Tapia, 1990; Dizes y Bonifacio, 1992; Rojas, 2003).

### **2.7.5. Inflorescencia**

Gandarillas (1979) indica que la inflorescencia es racimosa y por la disposición de las flores en el racimo se considera como una panoja. Algunas veces está claramente diferenciada del resto de la planta, siendo terminal y sin ramificaciones, pero en otras no existe una diferenciación clara debido a que el eje principal tiene ramificaciones que le dan una forma cónica peculiar. Puede ser laxa o compacta, dependiendo de la longitud de los ejes secundarios y de los pedicelos. Fue Cárdenas (1944) quien agrupó por primera vez a la quinua por su forma de panoja, en amarantiforme, glomerulada e intermedia, y designó el

nombre amarantiforme por el parecido que tiene con la inflorescencia del género *Amaranthus*. La longitud de la panoja es variable, dependiendo de los genotipos, tipo de quinua, lugar donde se desarrolla y condiciones de fertilidad de los suelos, alcanzando de 30 a 80 cm de longitud por 5 a 30 cm de diámetro, el número de glomérulos por panoja varía de 80 a 120 y el número de semillas por panoja de 100 a 3000, encontrando panojas grandes que rinden hasta 500 gramos de semilla por inflorescencia (Apaza *et al.*, 2013).

### **2.7.6. Flor**

Son pequeñas, con tamaño máximo de 3 mm, incompletas, sésiles y desprovistas de pétalos, constituida por una corola formada por cinco piezas florales tepaloides, sepaloides, pudiendo ser hermafroditas, pistiladas (femeninas) y androestériles, lo que indica que podría tener habito autógamo como alógamo, faltando determinar con precisión el porcentaje de alogamia en algunos genotipos, en general se indica que tiene 10 por ciento de polinización cruzada (Rea, 1947); sin embargo en algunas variedades alcanza hasta el 80 por ciento (Kcancolla) y en otras el 17 por ciento (Piartal).

Las flores presentan, por lo general un perigonio sepaloides, rodeado de cristales de oxalato de calcio generalmente cristalinas, con cinco sépalos, de color verde, un androceo con cinco estambres cortos, curvos de color amarillo y filamentos cortos y un gineceo con estigma central, plumoso y ramificado con dos a tres ramificaciones estigmáticas, ovario elipsoidal, súpero, unilocular, las flores hermafroditas, en el glomérulo, son apicales y sobresalen a las pistiladas.

Las flores androestériles, muestran tecas vacías durante el desarrollo de los estigmas, mostrando coloración amarillenta y marrón clara, y en algunos casos solo se observan pequeños filamentos que son los estaminodios, estas flores se reconocen fácilmente por presentar los perigonios translúcidos.

En cuanto a las aberraciones florales se pueden encontrar, flores tetra ováricas, androceo triple, tetra, hexa y heptáfido, gineceo doble, pistilos con 3, 4 ó 5 ramas estigmáticas, androceo con 3, 4, o 6, 8 y 10 estambres, presencia de sólo estaminodios, estambres con tecas deformadas y en algunos casos completamente vacío (Erquinigo,1970).

### 2.7.7. Fruto

Es un aquenio que se deriva de un ovario supero unilocular y de simetría dorsiventral, tiene forma cilíndrico-lenticular, levemente ensanchado hacia el centro , en la zona ventral del aquenio se observa una cicatriz que es la inserción del fruto en el receptáculo floral , está constituido por el perigonio que envuelve a la semilla por completo y contiene una sola semilla, de coloración variable, con un diámetro de 1.5 a 4 mm, la cual se desprende con facilidad a la madurez y en algunos casos puede permanecer adherido al grano incluso después de la trilla dificultando la selección, el contenido de humedad del fruto a la cosecha es de 14.5 por ciento (Gallardo *et al.*; 1997).

El perigonio tiene un aspecto membranáceo, opaco de color ebúrneo, con estructura alveolar, con un estrato de células de forma poligonal-globosa y de paredes finas y lisas. El fruto es seco e indehiscente en la mayoría de los genotipos cultivados, dejando caer las semillas a la madurez en los silvestres y en algunas accesiones del banco de germoplasma. (Mujica *et al.*, 2001).

### 2.7.8. Semilla

Constituye el fruto maduro sin el perigonio, es de forma lenticular, elipsoidal, cónica o esferoidal, presentando las siguientes partes bien definidas que son:

- **Pericarpio:** Es la capa del fruto, allí se ubica la saponina que le da el sabor amargo al grano y cuya adherencia a la semilla varía en cada genotipo (Azcón y Talón, 2008)
- **Episperma:** Membrana delgada que cubre la semilla y está adherida al pericarpio.
- **Embrión:** Está formado por dos cotiledones y la radícula, constituye el 30 por ciento del volumen total de la semilla, el cual envuelve al perisperma como un anillo, con una curvatura de 320°, es de color amarillo, mide 3.54 mm de longitud y 0.36 mm de ancho (Carrillo, 1992).
- **Perisperma:** Es el principal tejido de almacenamiento y está constituido principalmente por granos de almidón, es de color blanquecino y representa prácticamente el 60 por ciento de la superficie de la semilla (Azcón y Talón, 2008).

## 2.8. Aspectos generales del crecimiento y desarrollo de la quinua

Su período vegetativo varía desde los 90 hasta los 240 días. Asimismo prospera en suelos arenosos hasta los arcillosos, la coloración de la planta es también variable con los genotipos y etapas fenológicas, desde el verde hasta el rojo, pasando por el púrpura oscuro, amarillo, anaranjado granate y demás gamas que se puedan diferenciar (Mujica y Canahua, 1989).

### 2.8.1. Fases fenológicas

- **Emergencia:**

Es cuando la plántula sale del suelo y extiende las hojas cotiledonales. Esto ocurre de 7 a 10 días después de la siembra, siendo susceptible al ataque de aves en sus inicios, pues al ser dicotiledónea salen las dos hojas cotiledonales protegidas por el episperma y pareciera mostrar la semilla encima del talluelo. (Mujica *et al.*, 2001). Las semillas de quinua en condiciones adecuadas de humedad, oxígeno y temperatura pueden germinar muy rápidamente. El agua es esencial para la iniciación del proceso y el mantenimiento de un metabolismo apropiado. Las temperaturas del suelo son igualmente importantes para la iniciación del proceso (Gómez y Aguilar, 2016).



**Foto 1. Proceso de emergencia de quinua hasta estadio de hojas cotiledonales**

- **Dos hojas verdaderas:**

Una vez emergidas las hojas cotiledonales, que tienen forma lanceolada, aparecen dos hojas verdaderas extendidas que ya poseen forma romboidal y se encuentra en botón el siguiente par de hojas. Ocurre de 15 a 20 días después de la siembra y se observa un crecimiento rápido de las raíces. En esta fase se produce generalmente el ataque de insectos cortadores de plantas tiernas tales como *Copitarsia turbata*.

- **Cuatro hojas verdaderas:**

Se observan dos pares de hojas verdaderas extendidas y aún están presentes las hojas cotiledonales de color verde, encontrándose en botón foliar las siguientes hojas del

ápice en inicio de formación de botones en la axila del primer par de hojas; ocurre los 25 a 30 días después de la siembra, en esta fase la plántula muestra buena resistencia al frío y sequía; sin embargo es muy susceptible al ataque de masticadores de hojas como *Epitrix subcrinita* y *Diabrotica* de color.

- **Seis hojas verdaderas:**

En esta fase se observan tres pares de hojas verdaderas extendidas y las hojas cotiledonales se toman de color amarillento. Esta fase ocurre de los 35 a 45 días de la siembra, en la cual se nota claramente una protección del ápice vegetativo por las hojas más adultas, especialmente cuando la planta está sometida a bajas temperaturas y al anochecer, stress por déficit hídrico o salino.

- **Ramificación:**

Se observa a ocho hojas verdaderas extendidas con presencia de hojas axilares hasta el tercer nudo, las hojas cotiledonales se caen y dejan cicatrices en el tallo, también se nota presencia de inflorescencia protegida por las hojas sin dejar al descubierto la panoja, ocurre de los 45 a 50 días de la siembra, en esta fase la parte más sensible a las bajas temperaturas y heladas no es el ápice sino por debajo de éste. Durante esta fase se efectúa el aporque y fertilización complementaria para las quinuas de valle.

- **Inicio de panojamiento:**

La inflorescencia se nota que va emergiendo de ápice de la planta, observando alrededor aglomeración de hojas pequeñas, 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 apreciar amarillamiento del primer par de hojas verdaderas (hojas que ya no son fotosintéticamente activas) y se produce una fuerte elongación del tallo, así como engrosamiento. En esta etapa ocurre el ataque de la primera generación de *Eurisacca quinoae* (Q'hona -q'hona), formando nidos, enrollando las hojas y haciendo minas en las hojas.

- **Panojamiento:**

La inflorescencia sobresale con claridad por encima de las hojas, notándose los glomérulos que la conforman; asimismo, se puede observar en los glomérulos de la base de los botones florales individualizados, ello ocurre de los 65 a 70 días después de la siembra.

- **Inicio de floración:**

Es cuando la flor hermafrodita apical se abre mostrando los estambres separados. Ocurre de los 75 a 80 días después de la siembra. En esta fase es bastante sensible a las sequias y heladas; se puede notar en los glomérulos las anteras protegidas por el perigonio de un color verde limón.

- **Floración o antesis:**

La floración es cuando el 50 por ciento de las flores de la inflorescencia se encuentran abiertas, lo que ocurre de los 90 a 100 días después de la siembra. Esta fase es muy sensible a las heladas, pudiendo resistir solo hasta  $-2^{\circ}\text{C}$ , debe observarse la floración a medio día, ya que en horas de la mañana y al atardecer se encuentran cerradas. Cuando se presentan altas temperaturas que superan los  $38^{\circ}\text{C}$  se produce aborto de flores, sobre todo en invernaderos o zonas desérticas.

- **Grano lechoso:**

El estado de grano es lechoso cuando los frutos que se encuentran en los glomérulos de la panoja, al ser presionados explotan y dejan salir un líquido lechoso, lo que ocurre de los 100 a 130 días de la siembra.

- **Grano pastoso:**

El estado de grano pastoso es cuando los frutos al ser presionados presentan una consistencia pastosa de color blanco, lo que ocurre de los 130 a 160 días de la siembra, en esta fase el ataque de la segunda generación de *Q'hona qhona* (*Eurisacca quinoae*) causa daños considerables al cultivo.

- **Madurez fisiológica:**

Es cuando el grano formado es presionado por las uñas, presenta resistencia a la penetración. Ocurre de los 160 a 180 días después de la siembra, el contenido de humedad del grano varía de 14 al 16 por ciento, el lapso comprendido de la floración a la madurez fisiológica viene a constituir el periodo de llenado de grano, asimismo en esta etapa ocurre un amarillamiento completo de la planta y defoliación.

## 2.9. Variedades mejoradas de quinua

En el Perú al estudiar la diversidad genética de la colección de germoplasma de quinua, Apaza *et al.* (2009) identificaron cinco sub-centros de diversidad, uno de ellos ubicado en el altiplano de Puno, que alberga la mayor diversidad genética de tamaños, colores y sabores,

y los otros cuatro en los valles interandinos de las regiones de Junín, Cusco, Ayacucho y Apurímac.

Según Apaza *et al.* (2013), en la actualidad existen 21 variedades comerciales de quinua (Tabla 6), más allá de las variedades nativas en proceso de multiplicación (Tabla 7) por los propios campesinos conservacionistas.

**Tabla 6. Variedades comerciales de quinua**

<b>Variedad</b>	<b>Efusión saponina</b>	<b>Color de pericarpio</b>	<b>Color de epispermo</b>	<b>Tamaño de grano</b>	<b>Zonas de producción</b>
INIA 433 Santa Ana/AIQ/FAO	nada	crema	blanco	grande	Valles interandinos
INIA 431 Altiplano	nada	crema	blanco	grande	Altiplano, Costa
INIA 427 Amarilla Sacaca	mucha	amarillo	blanco	grande	Valles Interandinos
INIA 420 Negra Collana	nada	gris	negro	pequeño	Altiplano, Valles Interandinos, Costa
INIA 415 Pasankalla	nada	gris	rojo	mediano	Altiplano, Valles Interandinos, Costa
Ilpa INIA	nada	crema	blanco	grande	Altiplano
Salcedo INIA	nada	crema	blanco	grande	Altiplano, Valles Interandinos, Costa
Quillahumán INIA	regular	crema	blanco	mediano	Valles Interandinos
Ayacuchana INIA	regular	crema	blanco	pequeño	Valles Interandinos
Amarilla Maranganí	mucha	anaranjado	blanco	grande	Valles Interandinos
Blanca de Juli	poca	crema	blanco	pequeño	Altiplano
Blanca de Junín	regular	crema	blanco	mediano	Valles Interandinos, Costa

**Continuación...**

Cheweca	poca	crema	blanco	mediano	Altiplano
Huacariz	poca	crema	blanco	mediano	Valles Interandinos
Hualhuas	nada	crema	blanco	mediano	Valles Interandinos, Costa
Huancayo	regular	crema	crema	mediano	Valles Interandinos
Kancolla	poca	crema	blanco	mediano	Altiplano
Mantaro	nada	crema	blanco	mediano	Valles Interandinos
Rosada de Junín	regular	crema	blanco	mediano	Valles Interandinos
Rosada de Taraco	mucha	crema	blanco	grande	Altiplano
Rosada de Yanamango	poca	crema	blanco	mediano	Valles Interandinos

FUENTE: Apaza *et al.*, 2013

Elaboración propia

**Tabla 7. Variedades nativas de quinua en el Altiplano de Puno**

Tipos de quinua	Color de planta/grano	Tolerancia al frío	Uso principal	Uso secundario
Blancas, <i>janko</i> o <i>yurac</i>	blanco/blanco	mediana	caldo o sopa	puré o pesque
Chulpi o hialinas	blanco/transparente	buena	caldo o sopa	puré
Witullas, coloreadas, wariponcho	rojo/rojo, purpura	alta	kispiño	harinas, torrejadas
<i>q'oitu</i>	blanca o plomo/plomizo, marrón	buena	torrejadas	harinas
Pasankalla	plomo/rojo, vino	alta	mana	harinas
<i>Cuchi willa</i>	rojo/negro	alta	chicha	kispiño

FUENTE: Bazile *et al.*, 2014

La amplia variabilidad genética de la quinua le permite adaptarse a diversos ambientes ecológicos (valles interandinos, altiplano, yungas, salares, nivel del mar) con diferentes condiciones de humedad relativa, altitud (desde el nivel del mar hasta los 4,000 metros de altura) y es capaz de hacer frente a cambios de temperatura que oscilan entre -8° C hasta 38° C . En el Perú hay más de 3 mil ecotipos, tanto cultivadas como silvestres, que se resumen en cinco categorías básicas según el gradiente altitudinal: ecotipos

del nivel del mar, del altiplano, de valles interandinos, de los salares y de los Yungas. El INIA conserva el material genético de alrededor 2 mil ecotipos (FAO, 2011).

El INIA ha puesto a disposición de los productores agrarios a nivel nacional siete variedades de quinua mejorada que responde a la demanda tecnológica de las regiones productoras del país, en cuanto a rendimiento, calidad de grano, resistencia a enfermedades y plagas, así como cualidades agroindustriales: Quinua Salcedo INIA, Quinua INIA 415 – Pasankalla, Quinua Illpa INIA, Quinua INIA 420 – Negra Collana, Quinua INIA 427 – Amarilla Sacaca, Quinua INIA Quillahuamán, y Quinua INIA Altiplano. En la zona altoandina las variedades más difundidas son las quinuas amargas y dulces, de grano pequeño a mediano. Las preferidas en el mercado nacional e internacional son las variedades que tienen grano grande y colores claros; no obstante, existe una demanda creciente de grano de colores amarillo, rojo y negro. (Apaza *et al.*, 2013).

## **2.10. Herramientas para el fitomejoramiento**

En el fitomejoramiento, la principal labor es la de identificar caracteres deseables que contribuyan a mejorar el rendimiento o la calidad del cultivo, y de esa manera reunirlos en una variedad definida dando origen a nuevas y mejores variedades. Contar con variabilidad genética es el principal paso dentro de un programa de mejoramiento, la cual permite la selección de cultivares para diversos fines como mayor rendimiento, contenido de proteínas o aceites, tolerancia a factores bióticos o abióticos, entre otros (Brunner, 1995).

Dentro de las herramientas de mejoramiento genético disponibles para incrementar la diversidad genética, se mencionan como más importantes, la hibridación, la recombinación y la mutación (natural o inducida).

Adicionalmente, se podría requerir de un sistema que involucre herramientas biotecnológicas modernas complementarias al sistema de mejora convencional, buscando el aprovechamiento adecuado de la variabilidad genética con que se cuenta, como por ejemplo, el cultivo de tejidos *in vitro*, la selección asistida con marcadores y la transformación genética (Novak y Brunner, 1992).

Las mutaciones inducidas deben considerarse un complemento para incrementar la cantidad de variación natural existente, en particular cuando ésta se haya reducido excesivamente por una intensa selección o no se encuentra lo que se desea. (Cubero, 2003).

## **2.11. Mutaciones**

Según De Vries (1901) el concepto de mutación se entiende como un cambio heredable repentino en el material genético que no puede justificarse a través de la segregación o la recombinación.

Elliot (1964) manifiesta que las mutaciones son cambios repentinos en la estructura genética, siendo por ello hereditarios. Desde hace mucho tiempo se está tratando de inducir mutaciones bajo control experimental, para así lograr nuevas características hereditarias en una población.

Sigurbjornsson (1977), menciona que las mutaciones son la última fuente de variabilidad en los organismos; la variabilidad en el caso de las mutaciones inducidas no es necesariamente diferente a aquella variabilidad causada por las mutaciones espontáneas durante la evolución.

Poehlman y Allen (2003) expresan que para que una mutación sea detectada, debe ocurrir algún cambio fenotípico en la planta. Un cambio visible en alguna característica morfológica como altura de planta, color de pericarpio, deficiencia de clorofila, entre otros que se identifican más fácilmente.

Según Colombo *et al.* (2003), una mutación génica es todo cambio en la secuencia nucleotídica de un gen, que no proviene de una recombinación normal. Estos cambios dan origen a un gen mutante, cuya expresión será una proteína anormal; sin embargo, también existe una enorme variedad de cambios en la nucleotídica que no conllevan alteraciones en la expresión génica y que constituyen los polimorfismos o variaciones normales entre la población.

Sadava y Purves (2009), afirman que las mutaciones no impulsan la evolución, pero proporcionan la diversidad genética sobre la cual actúan la selección natural y otros agentes.

Mba (2013) indica que la mutación es un cambio heredable del material genético, los individuos que muestran estos cambios heredables reciben la denominación de mutantes.

## **2.12. Tipos de mutaciones**

### **2.12.1. Por su origen**

Las mutaciones se clasifican según su origen en espontáneas o inducidas.

Según Poehlman y Allen (2003), la mutación espontánea es aquella que ocurre en la naturaleza, mientras que una mutación inducida es la que resulta de la acción de un agente mutagénico o mutágeno.

Para Sadava y Purves (2009), las mutaciones espontáneas implican cambios permanentes en el material genético que ocurren sin influencia externa; en cambio, las inducidas ocurren cuando algún agente externo a la célula -un mutágeno- causa un cambio permanente en el ADN.

Las mutaciones se generan de manera espontánea en la naturaleza, pero en una frecuencia reducida (alrededor de  $10^{-5}$  y  $10^{-8}$ ). Para poder incrementar la tasa de ocurrencia ( $10^{-6}$  y  $10^{-4}$ ) se pueden utilizar diversos agentes mutagénicos químicos y/o físicos (Brunner, 1995; Donini and Sonnino, 1998; Predieri y Zimmerman, 2001; Ravindra *et al.*, 2004; Able y Langridge, 2006; Waugh *et al.*, 2006).

Cubero (2003), menciona que la mutación inducida debe considerarse un complemento para incrementar la cantidad de variación natural existente, en particular cuando se haya reducido excesivamente la variación genética por una intensa selección o cuando no se encuentra lo que se desea.

### **2.12.2. Por la cantidad de daño en el material genético**

Elliot (1964), clasifica las mutaciones en tres tipos: a) aquellas en las que ocurre cambio en la estructura química del gen (mutaciones genéticas o puntuales), b) las que implican alteraciones cromosómicas (traslocaciones, inversiones, duplicaciones) y c) las que implican cambios en el número de cromosomas (mutaciones genómicas).

**a) Mutaciones génicas o puntuales**

Para Oliva y Vidal (2006), son aquellas mutaciones que afectan a una sola base o bien a un número relativamente pequeño de bases (hasta algunos miles) y que requieren técnicas de análisis genético molecular para su detección. Dentro de este tipo de mutaciones se incluyen: las adiciones, deleciones y las sustituciones. En estas últimas podemos distinguir las transiciones (cambios de una pirimidina a otra (C a T, o de T a C) o de una purina a otra (de A a G, o de G a A) y las transversiones (cambio de purina (A o G) a pirimidina (T o C) o viceversa).

Las sustituciones provocan la alteración de un solo triplete, no suelen ser perjudiciales a no ser que se forme un codón sin sentido o afecte a un aminoácido del centro activo de la proteína. Las deleciones y adiciones son mutaciones más graves que las sustituciones porque todos los tripletes de bases estarán cambiados a partir del punto en el que se ha producido la mutación y por tanto el mensaje codificado será totalmente distinto (Van Harten, 1998).

	...-A-T-G-C-A-T-G-T-A-C-C-...		...-T-A-C-G-T-A-C-A-T-G-G-	
<b>SUSTITUCION</b>		<b>DELECIÓN</b>		<b>ADICIÓN</b>
...-A-T-G-C-A- <u>G</u> -G-T-A-C-C-...	...-A-T-G-C-A-G-T-A-C-C-...	...-A-T-G-C-A-T- <u>C</u> -G-T-A-C-C-...	...-A-T-G-C-A-T-C-G-T-A-C-C-...	...-A-T-G-C-A-T-C-G-T-A-C-C-...
...-T-A-C-G-T- <u>C</u> -C-A-T-G-G-...	...-T-A-C-G-T-C-A-T-G-G-...	...-T-A-C-G-T-A-G-C-A-T-G-G-...	...-T-A-C-G-T-A-G-C-A-T-G-G-...	...-T-A-C-G-T-A-G-C-A-T-G-G-...

**Figura 3. Tipos de mutaciones génicas**

FUENTE: Fita *et al*, 2008

**b) Mutaciones cromosómicas (Aberraciones estructurales)**

Oliva y Vidal (2006), mencionan que las mutaciones cromosómicas son aquellas que afectan una parte de uno o varios cromosomas o bien que implican un reordenamiento o traslocación. El mecanismo causante de las mutaciones cromosómicas es la recombinación no homologa entre los cromosomas, ocurriendo con una frecuencia de  $6 \times 10^{-4}$  / división celular.

Tanto las aberraciones estructurales como numéricas de los cromosomas rara vez se perpetúan debido a que suelen ser incompatibles con la supervivencia y/o reproducción.

Martín (2004), señala que las mutaciones en la estructura cromosómica resultan de la rotura de un cromosoma seguida de la reconstitución en una combinación anormal. Entre los cambios que afectan la estructura de los cromosomas se pueden encontrar distintos tipos de reordenamientos: deleciones, inserciones, inversiones y translocaciones.

- **Deleciones:**

Son aquellos cambios en los que tras la ruptura del cromosoma, se produce la reunión de los fragmentos con pérdida de un segmento cromosómico y consecuentemente pérdida de información. Algunas consisten en pérdida de tan solo uno o pocos nucleótidos, mientras que en otros casos se pueden perder miles de nucleótidos, afectando la secuencia de un gen o a un grupo de genes contiguos.

- **Inserciones:**

Corresponde a la ganancia de material genético producto de la repetición de un segmento cromosómico, ya sea en el mismo cromosoma o en otro (Colombo *et al.*, 2003).

- **Inversiones:**

Se producen por dos roturas dentro de un mismo cromosoma y la unión invertida del segmento involucrado (Colombo *et al.*, 2003).

- **Translocaciones:**

En ellas se produce el cambio de posición de un fragmento cromosómico. Si la translocación se produce dentro del mismo cromosoma se denomina translocación homóloga; cuando el fragmento cromosómico es trasladado y colocado en otro cromosoma se denomina translocación no homóloga o recíproca (Martín, 2004).

**c) Mutaciones genómicas (aberraciones numéricas)**

Oliva y Vidal (2006) definen a las mutaciones genómicas como aquellas que implican la ganancia o pérdida de todo un cromosoma (o de varios) entero. El mecanismo de las mutaciones genómicas es la no disyunción en la meiosis pero se desconoce la causa concreta. La frecuencia de las mutaciones genómicas es de  $10^{-2}$ / división celular. Cuando el número de cromosomas es múltiplo exacto del número haploide se denominan con la terminación “-ploidía” (triploidía, tetraploidía). Cuando el número de cromosomas no es múltiplo exacto del número haploide se denominan aneuploidías (trisomía, monosomía).

### **2.12.3. Por el tipo de célula a la que afecta**

Para Monge-Nájera *et al.* (2002), las mutaciones pueden afectar a las células somáticas o a las células germinales (“reproductivas”). En el primer caso afectará solo al individuo que la padece, no se transmitirá a la descendencia y no habrá ninguna manifestación en la apariencia externa de la persona, salvo que tenga efecto dominante. Si afecta a las células germinales o reproductivas, puede transmitirse a la descendencia, que portara la mutación tanto en sus células germinales como en las somáticas.

### **2.13. Inducción de mutaciones**

Las mutaciones inducidas en especies vegetales son procedimientos utilizados desde hace más de ochenta años, que emplea la radiación para reorganizar la composición genética sin modificar el genoma de las plantas de manera que permitan aumentar y mejorar su rendimiento (Novak y Brunner, 1992). Dice Solari (2007), que la inducción de mutaciones, en general, no produce mutaciones específicas de un gen sino una mayor frecuencia de todo tipo de mutaciones.

La inducción de mutaciones se presenta como un método importante en el mejoramiento de las plantas, siendo un hecho notable el que las mutaciones genéticas inducidas por radiación en organismos no sean distinguibles de las llamadas mutaciones espontáneas. Se diferencia de la tecnología de Organismos Genéticamente Modificados (OGM) en que esta última introduce material genéticamente modificado ajeno a la planta, mientras que la inducción de mutaciones, sólo modifica su propia carga genética (ADN) para mejorar por ejemplo, su rendimiento, su sabor, su tamaño o su resistencia a plagas y patógenos.

Otra ventaja con respecto a otras técnicas productoras de variabilidad genética, es que a partir de una misma población sujeta a la inducción se pueden obtener genotipos con alteraciones en genes muy diversos debido a su acción aleatoria en el genoma (Novak y Brunner, 1992).

Micke y Donini (1993), concluyeron que los experimentos de inducción de mutaciones, por muchos años, han dirigido sus esfuerzos en detectar la mayor parte de tratamientos mutagénicos efectivos. Los cultivares mutantes han sido obtenidos generalmente de un cultivar sobresaliente, que se utiliza como material de inicio.

La mayoría de los mutantes han sido seleccionados en la generación M<sub>2</sub>. Así mismo, el efecto de la radiación comenzó a ser investigado por Müller quien en 1927, demostró la primera inducción artificial de mutaciones midiendo el efecto de grandes dosis de rayos X sobre la tasa de mutaciones letales ligadas al sexo y visibles en la *Drosophila melanogaster* (citado por Micke y Donini, 1993). Contemporáneas al descubrimiento de Müller fueron las observaciones de Stadler (1930) en cebada, maíz, trigo y avena, quien en 1930 encontró que cerca del 90 por ciento de las mutaciones inducidas por rayos X podían reconocerse en el estado de plántula, alrededor de las dos semanas de edad, y que la mayoría de ellas eran cloróticas, debido en parte al método de inducción de mutaciones.

Muy pronto siguieron las demostraciones en otros organismos. No fue hasta después de la II Guerra Mundial cuando Charlotte Auerbach publicó el primer trabajo sobre mutaciones inducidas químicamente (por gas mostaza).

Durante las últimas décadas, con el advenimiento de la genómica funcional, ha habido un interés creciente en la mutagénesis inducida. Las mutaciones se usan ahora para el desarrollo de nuevas variedades pero también para el descubrimiento de genes, el control de importantes rasgos agronómicos y la comprensión de funciones y mecanismos de acción de los genes (FAO/IAEA, 2010).

#### **2.14. Agentes mutagénicos**

Mba (2013), señala que el mejoramiento genético mediante inducción de mutaciones utiliza básicamente dos tipos de agentes mutagénicos: los químicos (EMS, MNH, etc.) y los físicos (rayos X, rayos gamma, etc.).

El uso de la radiación como herramienta para el mejoramiento de plantas hasta 1950, no tenía mucha acogida puesto que muchos genetistas pensaban que las radiaciones provocaban solo cambios genéticos destructivos.

Elliot (1964) y Broertjes (1972) indican que cuando se utilizan dosis altas de rayos X, rayos gamma y partículas, se provocan cambios en el crecimiento y desarrollo de las raíces, tallos, hojas y flores en plantas superiores.

Poehlman y Allen (2003) mencionan que las radiaciones ionizantes y los mutágenos químicos han sido los principales agentes utilizados para incrementar la frecuencia de las mutaciones en las plantas. A su vez, indican que los efectos de los mutágenos químicos son

menos fuertes que los de las radiaciones ionizantes (físicos), y generan más mutaciones génicas pero menos alteraciones cromosómicas. Sin embargo, no es posible dirigir el proceso de mutación de manera que produzca un tipo de mutación específica.

### 2.14.1. Físicos

Son radiaciones que pueden alterar la secuencia y estructura del ADN. Existen evidencias bibliográficas que demuestran que estos tipos de irradiación estimulan la actividad metabólica de las plantas, como la respiración, la glicólisis, la actividad de la enzima catalasa, y la fosforilación oxidativa. (Rekha y Langer, 2007).

Entre los agentes mutágenos físicos se pueden mencionar (Griffiths, 1998):

- **La luz ultravioleta UV y visible:** Formación de dímeros de pirimidina (Wiley, 1990).
- **Radiaciones ionizantes:** Como los rayos X, alfa, beta, gamma, que producen la aparición de radicales libres provocando roturas en las cadenas del ADN, cuyas reparaciones posteriormente provocan mutaciones.
  - a) **Rayos X:** Se inducen roturas de los cromosomas y su reconstitución produce nuevas estructuras como inversiones, translocaciones, deleciones o multiplicaciones. Actúan directa e indirectamente. Si es directamente sobre el material genético, se rompen enlace covalentes causando una variedad de alteraciones estructurales. Y si es indirectamente, los rayos X producen radicales libres del agua muy reactivos y estos radicales reaccionan con el ADN para alterar su estructura (Jenkins, 1985).
  - b) **Neutrones:** Son más efectivos y eficientes que los rayos X y son menos influidos por los efectos ambientales, tales como, oxígeno, agua, temperatura, entre otros (IICA, 1968).
  - c) **Radiación gamma:** La radiación gamma emitido por cobalto radioactivo o radioisótopos, causan nuevos daños en células vegetales y suelen utilizarse para irradiar plantas completas o parte de estas, incluyendo el polen (Poehlman y Allen, 2003).

La inducción artificial de mutaciones por medio de la radiación ionizante data de principios del siglo XX, pero no fue hasta unos 30 años después que se demostró que estas transformaciones podían emplearse en el mejoramiento genético de plantas. En los intentos

iniciales para inducir mutaciones en plantas se utilizó fundamentalmente la técnica de rayos X, más tarde en los comienzos de la “era atómica”, se emplearon las radiaciones gamma y de neutrones, ya que estos tipos de radiación ionizante podían obtenerse fácilmente en los centros de investigación nuclear recientemente creados (Novak & Brunner, 1992; Lönnig, 2005).

El mejoramiento convencional requiere de siete a diez años de investigación para producir una nueva variedad. El uso de radiación permite reducir el tiempo de obtención de nuevas variedades, una vez identificado el mutante deseado y realizado la prueba de progenie se puede iniciar la multiplicación de semillas y su uso directo o en cruas. De esta forma puede reducirse a la mitad el tiempo de generación de una nueva variedad (Lagoda, 2012).

### **2.14.2. Químicos**

En años recientes se ha mostrado un creciente interés en el uso de agente químicos, ya que comparado con los agentes físicos, estos son en algunas ocasiones más capaces de realizar mutaciones aunque generalmente son puntuales. Los agentes químicos que se utilizan con mayor frecuencia son: hidroxilamina, agentes quelantes tales como Etil metanosulfonato (EMS), N-metil-N'-nitrosoguanidina (NG) y N-etil-N-nitrosourea, entre otros (Gutiérrez *et al.*, 2003).

Novak y Brunner (1992) clasifican a los mutágenos químicos según modo de acción en:

- Análogos de bases
- Agentes que reaccionan con el ADN
- Acido nitroso ( $\text{HNO}_2$ )
- Hidroxilamina ( $\text{NH}_2\text{OH}$ )
- Agentes alquilantes
- Agentes intercalantes

### **2.15. Dosis de irradiación**

Es la estimación de la dosis más apropiada a aplicar, medida en Gray (Gy), equivalente a 1 J.  $\text{Kg}^{-1}$ , o bien a 100 rad. El primer paso en tratamientos mutagénicos deberá ser la estimación de la dosis de aplicación más apropiada. En experimentos con radiaciones es

esencial entonces determinar la dosis letal media (DL50), es decir, la dosis que causa un 50 % de reducción del crecimiento vegetativo del material tratado cuando es comparado al testigo después del tratamiento (Predieri, 2001; Predieri y Zimmerman, 2001 ).

La radiosensibilidad varía con la especie y variedad, con la condición fisiológica de la planta y órganos con la manipulación del material irradiado antes y después del tratamiento mutagénico (Briggs y Constantin, 1977). Correlaciones entre el estado fisiológico de las plantas y su radiosensibilidad son, a menudo, determinadas por el contenido de agua del tejido (Predieri, 2001).

Para Elliot (1964) y Broeertjes (1972), la dosis depende de la especie o variedad que se va a utilizar, la edad, condiciones fisiológicas y de la radiosensibilidad. La respuesta puede ser la muerte, inhibición del crecimiento, anormalidad fisiológica o proliferación celular. El desarrollo es inversamente proporcional a la dosis empleada, dependiendo de la habilidad de la planta para desarrollar.

## **2.16. Efecto de las mutaciones sobre el material vegetal**

Para Watkin (1965), las radiaciones ionizantes pueden afectar a las células bajo formas muy diversas: mediante inhibición de la división celular y de la síntesis del ácido nucleico; por rotura de los cromosomas y cromátidas que son responsables de reordenaciones estructurales que afectan a los cromosomas y en anormalidades durante la mitosis y meiosis; y en lo que se admite como intervención principal, al ser responsables de las verdaderas mutaciones génicas.

Las radiaciones pueden producir tres tipos de efectos sobre las células (Swanson, citado por Sanjinéz, 2001):

- Efecto fisiológico: Produce alteración química de ciertas moléculas que afectan el funcionamiento normal de la célula, llegando en ocasiones hasta causar la muerte de estas. Esto tiene repercusión sobre la síntesis de ADN y se puede alterar mucho la mitosis, produciéndose el aglutinamiento de los cromosomas, aunque éstos no se rompan.
- Efecto mutacional: aplicado a la teoría del blanco, se producen mutaciones de punto sin que sean capaces de producir la ruptura del cromosoma.
- Efecto cromosómico: Se llega a la ruptura del cromosoma, la cual puede afectar al cromosoma completo, o a una cromátida.

## 2.17. Inducción de mutaciones en el mejoramiento genético de cultivos

A partir del decenio de 1970, el Organismo Internacional de Energía Atómica (OIEA) y la FAO patrocinaron investigaciones sobre la inducción de mutaciones para impulsar el mejoramiento genético de cultivos alimentarios e industriales con el fin de obtener nuevas variedades mejoradas (El Estado mundial de la agricultura y alimentación, 2004. Recuperado de: <http://www.fao.org/tempref/docrep/fao/006/y5160s/y5160s.pdf>) (Anexo 1).

La Agencia Internacional de Energía Atómica (IAEA) ha recogido en un banco de datos, junto con la organización de Naciones Unidas para la alimentación y la agricultura (FAO), informaciones de aproximadamente 3,200 variedades cultivadas mutantes en más de 210 especies diferentes y en más de 70 países.

Más de la mitad de variedades mutantes se encuentran en Asia (1858), notablemente en India, Japón y China, seguido de Europa (899), Norte América (202), África (62), Latinoamérica (48) y Australia / región del Pacífico (10).

Se han reportado cambios por efecto de mutaciones en caracteres, como contenido de aceite en girasol y soya; composición de ácidos grasos del aceite de lino, soya y canola o colza (Robbelen, 1990).

En manzanos Golden “Delicious”, yemas irradiadas con 40 y 50 Gy generaron genotipos potencialmente útiles, relacionadas al vigor de los brotes, tipo de crecimiento, tamaño y calidad del fruto. El clon Golden Haidegg fue seleccionado por una mejor capacidad de almacenamiento en frío y fruto sin *russet*, con valores más altos de aroma, azúcar y acidez. (Brunner y Keppl, 1991).

La inducción de mutaciones ha sido usada en el mejoramiento de cultivos mayores como trigo, arroz, cebada, algodón, maní, frijol, los cuales son propagados a través de semilla. La estrategia primaria en el mejoramiento a base de mutaciones ha sido el mejorar las variedades de cultivos adaptadas a la región alterando uno o más caracteres. Estos incluyen tamaño de planta, madurez, resistencia a enfermedades, entre otros. (Maluszynski y Ahloow, 2001).

En banano la evaluación temprana de materiales irradiados *in vitro* mostraron somaclones resistentes a la enfermedad Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis*) cuando estos fueron inoculados en campo con el patógeno (García *et al.*, 2003).

Eroglu *et al.* (2007) determinaron que a dosis crecientes de rayos gamma (50, 100, 150, 200, 250, 300 Gy) disminuía el índice mitótico en ápices de raíces embrionarias en semillas de *Hordeum vulgare*.

Novak y Brunner (1992) mencionan que en Kenia, a través de esta técnica se ha desarrollado una variante de trigo resistente a la sequía y en Vietnam, los expertos han conseguido modificar de esta manera varias especies de arroz para su adaptación a altas tasas de salinidad en el delta del Mekong.

Según Kozjak y Meglic (2012) en la base de datos del FAO/OIEA hay 320 variedades con resistencia a enfermedades obtenidas con inducción de mutaciones; especialmente en cereales y leguminosas.

## **2.18. Material parental**

Se debe poner atención en la selección de las variedades parentales. Generalmente, deberán seleccionarse las variedades adaptadas de la localidad de estudio. El desarrollo exitoso de la línea mutante no solo depende de la mutación beneficiosa, sino de: la adaptabilidad, resistencia, calidad y rendimiento, que pueden estar ya presentes en la combinación genética del material parental. Los materiales iniciales seleccionados para tratamientos mutagénicos tienen que ser adecuados para los objetivos y preferiblemente tener buena adaptación y alto potencial de rendimiento. El uso de cultivares parentales adaptados permite la liberación directa cuando un mutante adecuado es encontrado, garantizando la adopción por parte de los agricultores.

La mutabilidad depende del gen o genes involucrados en la característica (Kozjak, 1984 citado por Gómez, 2014a).

## **2.19. Manejo de las poblaciones en el proceso mutagénico**

Romero (1982) menciona que la población  $M_1$ , es la primera generación después del tratamiento mutagénico, el cual se cultiva en forma aislada de otras parcelas para evitar la polinización externa y contaminación genética, además se siembra alta densidad. En las poblaciones subsiguientes  $M_2$ ,  $M_3$ ,  $M_4$  se observara la segregación genética e identificarán los mutantes. Los métodos de selección variaran de acuerdo a los objetivos.

### **2.19.1 Generación M<sub>1</sub>**

La población M<sub>1</sub> debe ser sometida a prácticas culturales normales, incluyendo riego, control manual o mecánico de malezas y aplicación de pesticidas. Las semillas del control deben estar bajo las mismas condiciones para su posterior uso en las siguientes generaciones.

Algunos métodos utilizados para coleccionar las semillas M<sub>1</sub> pueden ser la colección de una semilla por planta, o por colección masal por parcelas enteras, según lo informado por Heros (1999), Slabbert *et al.* (2004), y Gajdosova *et al.* (2004).

### **2.19.2. Generación M<sub>2</sub>**

En el campo, todas las semillas de la planta, inflorescencias M<sub>1</sub>, se cultivan en diferentes tamaños de parcela o una sola fila. Se recomienda plantación de baja densidad porque facilita la selección visual de mutantes. En la etapa de cotiledón de la plántula, la clorofila u otros pigmentos y caracteres morfológicos deben ser evaluados. Cada fila de la progenie de la planta con los tipos anormales debe ser marcada para la observación futura durante la estación de crecimiento. Los siguientes rasgos de plantas deben ser evaluados en toda la progenie de la planta: período de crecimiento, altura de la planta, color y forma de las hojas, inflorescencias y granos, patrón de ramificación, densidad de inflorescencia, respuesta a la enfermedad y medio ambiente y otros objetivos específicos del programa de mejoramiento.

Las plantas con caracteres atípicos y aquellos que son de aspecto normal pero más vigoroso deben ser cosechados para seleccionar incluso rasgos cuantitativos en M<sub>3</sub> o M<sub>4</sub>. La eficacia de la inducción de mutaciones depende en gran medida de la efectividad de la identificación de variantes genéticas en M<sub>2</sub> o M<sub>3</sub>. (Gómez, 2014a).

### **2.19.3. Generación M<sub>3</sub>**

En esta generación, las pruebas de progenie y homocigosis deben ser realizadas en todos los individuos atípicos o supuestas plantas mutantes seleccionadas en M<sub>2</sub>. Cuando sólo uno de los (dos o más) alelos de un locus es afectada, casi siempre es de herencia recesiva, y por lo tanto la homocigosis normalmente es necesaria para una adecuada expresión (Konzak, 1984). Esta se lograría a partir de esta generación.

#### **2.19.4. Generaciones posteriores**

Todas las generaciones subsecuentes son manejadas de manera similar a las otras. La evaluación preliminar de caracteres agronómicos puede ser realizada con líneas mutantes en la generación M<sub>4</sub> en experimentos regionales o nacionales (Gómez, 2014a).

Si el comportamiento agronómico no es satisfactorio pero sin embargo, el carácter mutado es importante, la línea mutante puede ser empleada como progenitor en cruza con una variedad bien adaptada y de alto rendimiento. Muchas veces la variabilidad causada por mutaciones inducidas no difiere de la mutación natural durante el proceso de la evolución (OIEA, 1989; OIEA, 1997).

#### **2.20. Inducción de mutaciones en el mejoramiento genético de la quinua**

Bazile *et al.* (2014) señalan que en Perú, los objetivos del mejoramiento para quinua son: altos rendimientos, granos de tamaño grande, color blanco y rojo, aunque últimamente la precocidad se constituye un factor de interés puesto que el retraso de las lluvias conducen a siembras tardías por lo que las variedades de ciclo largo tienen limitaciones en completar su ciclo de vida. Además de ello, cobra importancia el mejoramiento de la tolerancia al calor y las sales, y la arquitectura de la planta para cosecha mecanizada.

Para Bonifacio (1995), la segregación natural bastante frecuente en quinua es aquella asociada principalmente al cambio de color de planta y de granos, los cuales segregan de planta verde a púrpura y de grano blanco a grano negro y, café o viceversa. Esto se atribuye a fenómenos de paramutación que fue reportado en algunas especies.

El método de inducción de mutaciones está siendo aplicado considerando la valiosa combinación genética que poseen las variedades tradicionales de quinua debido a la selección natural y humana ejercida a través del tiempo, determinando su grado de adaptación a diversos ambientes y valor nutritivo. Este método se caracteriza por su rapidez y porque una vez corregidos los defectos, se conserva la combinación valiosa existente en el material a mejorar (Gómez, 2014 citado por Repo de Carrasco, 2014).

Se ha considerado principalmente la aplicación de rayos gamma (físicos) y de azida de sodio (químicos) en la inducción mutagénica de la quinua (Arias *et al.*, 2014 citado por Repo de Carrasco, 2014).

En la UNALM se vienen realizando proyectos de investigación sobre la acción mutagénica de la radiación gamma en variedades de quinua como La Molina 89, Pasankalla y otras líneas promisorias con los siguientes objetivos: desarrollar material precoz, reducir la altura de planta, cambiar el color de grano, reducir el contenido de saponinas, arquitectura de planta, ramificación, entre otros, mostrando resultados favorables. (Gómez, 2014b. Recuperado de: <http://quinua.pe/wp-content/uploads/2014/01/ANEXO-05-Gomez.pdf>).

## III. MATERIALES Y METODOS

### 3.1. Ubicación del experimento

La fase de campo y casa de mallas se ejecutó entre abril a diciembre del 2016 en el campo Guayabo II y en la casa de mallas del Programa de Cereales y Granos Nativos de la Universidad Nacional Agraria La Molina, ubicado en el distrito de la Molina, provincia de Lima y departamento de Lima, cuya ubicación geográfica es la siguiente:

- Latitud sur 12° 05''
- Longitud oeste 76° 57''
- Altitud 238 msnm

### 3.2. Materiales, equipos e insumos

#### 3.2.1. Material genético

A) Semillas provenientes de selección individual de 359 plantas de la población M<sub>2</sub> irradiada con dosis de 150 Gy y 329 plantas M<sub>2</sub>, irradiadas con la dosis de 250 Gy. Todas ellas seleccionadas como “mutantes candidatos” en la M<sub>2</sub> de semillas provenientes de la variedad Amarilla Maranganí irradiada con rayos gamma.

B) Semillas de una mezcla masal de la generación M<sub>2</sub> de quinua, desarrollada por aplicación de radiación gamma.

C) Semillas del **material parental testigo** o sin irradiar: **quinua Amarilla Maranganí**.

\*Se consideró la descripción del testigo o variedad original como referencia para la identificación de variantes morfológicas o fisiológicas consideradas como probables mutaciones.

La variedad Amarilla Maranganí es originaria de Maranganí (Cusco), seleccionada por CICA-UNSAAC. Presenta las siguientes características (Mujica *et al.*, 2001; Apaza *et al.*, 2013, Gómez y Aguilar, 2016):

- Tallo: planta erecta poco ramificada de tallo grueso y anguloso, de 180 cm de altura. Color verde oscuro característico, presentando estrías y axilas pigmentadas color púrpura. A la madurez la planta es completamente anaranjada.
- Hojas: Abundante follaje. Borde de las hojas inferiores dentado (8-14 dientes), polimórficas, de forma triangular o romboidal.
- Inflorescencia: Panoja amarantiforme, diferenciada y terminal compacta, color amarillo-naranja en la maduración.
- Grano: grande color anaranjado (2.5 mm). Con alto contenido de saponina y resistente al mildiú (*Peronospora variabilis*); sin embargo, susceptible al ataque de *Q'hona-q'hona* y a las heladas.
- Periodo vegetativo: Tardío, de 180-210 días.
- Rendimiento: Tiene un alto potencial de rendimiento que supera los 3,500 kg/ha

### 3.2.2. Materiales de campo

- Libreta y registros de campo
- Insumos: tierra, compost, fertilizantes, pesticidas, solución La Molina "A".
- Macetas
- Manguera con boquilla regulable
- Lampas
- Azadón
- Rastrillo
- Hoces
- Cordeles
- Carteles
- Bandejas plásticas para almácigo
- Wincha métrica
- Bolsa de papel Kraft
- Lápiz y marcadores
- Sacos o bolsas plásticas
- Regla
- Cinta de embalaje
- Cámara fotográfica

### **Equipos y herramientas de campo:**

- Maquinaria agrícola con implementos
- Mochila pulverizadora

### **Materiales de Laboratorio:**

- Bandejas plásticas
- Lápiz y marcadores
- Libreta
- Lupa
- Pinzas

## **3.3. Metodología**

Las semillas fueron sembradas en dos condiciones distintas. En campo, las semillas provenientes de la selección individual. En casa de mallas, las semillas provenientes de selección masal.

Se realizaron las labores agronómicas propias para ambas condiciones y se llevaron a cabo evaluaciones periódicas para la detección de plantas atípicas durante el ciclo del cultivo.

### **3.3.1. Labores culturales**

#### **3.3.1.1 En campo:**

##### **a. Preparación del terreno**

Se realizó un riego con machaco con el objetivo de hacer germinar las semillas de malezas y del cultivo anterior que hubieran podido quedar en latencia en el campo experimental. Después de 10 días se hizo el deshierbo.

Se roturó y volteó el terreno con herramientas de corte y posteriormente se rastrilló y niveló.

Finalmente se hizo el trazado de los surcos de un 1.5 m de longitud y 0.75 m de distanciamiento, con una profundidad no mayor a cinco centímetros.

##### **b. Abonamiento**

Se incorporó guano de isla un mes antes de roturar y voltear el suelo, se distribuyó uniformemente.

### **c. Siembra**

Cada planta fue sembrada en parcelas de 2 surcos, de 1.5 m de longitud por 0.75 m de ancho incluyéndose, surcos del testigo sin irradiar.

Las semillas se distribuyeron a chorro continuo.

### **d. Riego**

Después de la siembra se regó (gravedad) para promover la germinación de las semillas.

La frecuencia del riego fue semanal y posteriormente cada 10-15 días en horas de la tarde, evitando siempre el exceso de humedad. Se tuvo especial cuidado en la diferenciación floral, floración y llenado de semilla para evitar el estrés hídrico.

### **e. Deshierbo**

Por ser una especie sensible a la competencia por malezas sobre todo durante los primeros estadios de desarrollo, se realizó un deshierbo manual después del riego pesado. Luego de la siembra se realizaron manualmente deshierbos continuos, en especial en las fases del desarrollo vegetativo y de ramificación.

### **f. Raleo y Aporque**

Se realizó un primer aporque después del raleo realizado aproximadamente a los 30 días después de la siembra, y uno segundo al inicio de la floración.

### **g. Control Fitosanitario**

En campo se presentaron problemas con larvas de *Spodoptera* spp. en estadios tempranos de la planta y alguno otros cortadores por lo que se aplicó Cipermetrina (alfacipermetrina) en dosis de 20-30 ml por mochila.

## **3.3.1.2. En casa de mallas:**

### **a. Siembra**

Se realizó la siembra en bandejas de almácigo de 104 celdas, para dos poblaciones M<sub>3</sub> desarrolladas a 150 y 250 Gy de radiación gamma, cosechadas en forma masal en la generación M<sub>2</sub>. Se empleó como sustrato tierra de chacra y compost en relación 1:1 y se colocaron de 2 a 3 semillas por celda para asegurar la germinación en toda la bandeja. El

ordenamiento de las bandejas se dispuso sobre mesas de concreto de 1 metro de altura, resultando en total 6 mesas completas por dosis, con capacidad cada una de 24 bandejas (Anexo 3).

#### **b. Riego**

Se hicieron aspersiones de solución nutritiva La Molina A (macronutrientes) sobre todas las bandejas durante las 4 primeras semanas después de siembra. Posteriormente se realizaron riegos dirigidos usando la manguera con boquilla, y de manera más distanciada asegurando que no queden sometidas las plantas a estrés alguno. Los riegos tuvieron una frecuencia semanal (1-2 veces por semana).

#### **c. Control Fitosanitario**

Se realizaron aplicaciones de Cipermetrina (alfacipermetrina) para combatir la presencia de *Spodoptera spp.*, la cual estuvo presente desde los estadios temprano de la planta hasta incluso antes de la floración.

### **3.3.2. Evaluaciones**

#### **3.3.2.1 En campo:**

##### **a. Conteo de plantas**

A los 30 días después de siembra se contabilizó el número de plantas por parcela y el total de la población por dosis de radiación gamma aplicada.

##### **b. Identificación de plantas diferentes al material parental (Descriptor)**

Se empleó una lista de caracteres descritos por el Bioversity International y FAO: Descriptores para quinua y sus parientes silvestres (2013). Se evaluó:

#### **CARACTERES MORFOLÓGICOS**

##### **HOJA**

- Borde de hoja inferior
- Dientes en hojas basales
- Color de hoja basal
- Forma de hoja basal
- Forma de hoja superior

## TALLO

- Presencia de axilas pigmentadas
- Presencia de estrías
- Color de estrías
- Presencia de ramas
- Color de tallo

## INFLORESCENCIA

- Tipo de panoja
- Forma de panoja
- Densidad de panoja
- Color de la panoja a la maduración

### **c. Frecuencia de mutaciones (%):**

La frecuencia de cada tipo de mutación fue calculada empleando la siguiente fórmula:

$$\% = \frac{\text{Número de plantas con la Mutación en } M_3}{\text{Número total de plantas evaluadas}} \times 100$$

### **3.3.2.2 En casa de mallas:**

#### **a. Conteo de plantas**

A los 15 días se contabilizó el número de plantas para ambas poblaciones desarrolladas con radiación gamma. Estos valores fueron empleados en la determinación de la frecuencia de mutaciones.

#### **b. Identificación de plantas diferentes al material parental**

Se identificaron aquellas plantas que en los primeros estadios de crecimiento presentaron características morfológicas y clorofílicas diferentes al material parental. Fueron contabilizadas y debidamente marcadas para realizar observaciones periódicas sobre ellas, a partir de los 20 días después de siembra.

#### **c. Altura de planta**

La evaluación se realizó a los 50 días después de la siembra, fenológicamente al término de la fase de ramificación. Se midieron, desde la base hasta el ápice de la planta. La medida se expresó en centímetros.

#### **d. Ciclo de vida**

Se contaron los días transcurridos desde el primer riego hasta la floración y maduración.

#### **e. Frecuencia de mutaciones (%)**

La frecuencia de cada tipo de mutación fue calculada empleando la fórmula:

$$\% = \frac{\text{Número de plantas con la Mutación en } M_3}{\text{Número total de plantas evaluadas}} \times 100$$

### **3.3.3 Diseño experimental**

Dada la naturaleza de las evaluaciones en la generación  $M_3$  no se utilizó diseño experimental para la fase de campo. El material se sembró bajo un sistema de “parcelas de observación”, sin repeticiones.

## IV. RESULTADOS Y DISCUSION

### **OBJETIVO 1: CARACTERIZACION FENOTÍPICA DE LA GENERACIÓN M<sub>3</sub> DE QUINUA AMARILLA MARANGANÍ DESARROLLADA POR APLICACIÓN DE 150 Y 250 GY DE RADIACIÓN GAMMA E IDENTIFICAR MUTACIONES A NIVEL DE CAMPO Y DE CASA DE MALLAS**

#### En campo:

Se contabilizó un total de 10,052 plantas para la dosis de 150 Gy, en 359 parcelas evaluadas y 9,212 plantas para la dosis de 250 Gy de radiación gamma en 329 parcelas.

#### **Tallo**

- **Color de tallo**

Esta evaluación se realizó al inicio de floración, partiendo del color original del material parental con coloración verde.

Para la dosis de 150 Gy de radiación gamma se evaluó una población de 10,052 plantas, encontrándose dos plantas con tallo color púrpura, dando una frecuencia de mutación de 0.0199 por ciento.

Para la población desarrollada con 250 Gy, se evaluó un total de 9,212 plantas encontrándose solo una planta con tallo color púrpura. Esto dio una frecuencia de mutación de 0.0109 por ciento (Foto 2). El testigo presentó tallo de coloración verde. (Tabla 8).

**Tabla 8. Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica color de tallo púrpura, en la población M<sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo**

Dosis	N° total	Mutación	N° plantas mutantes	Frecuencia (%)
150 Gy	10052	Color de tallo: púrpura	2	0.0198965
250 Gy	9212		1	0.0108554



**Foto 2. Tallo color púrpura**

Existen investigaciones sobre mutaciones para esta característica. Gómez (2014b) indica una frecuencia de mutación de 0.0595 por ciento para la característica color de tallo en estrías primarias, para un total de 50,450 plantas de la población M<sub>2</sub> de quinua variedad La Molina 89, irradiada a 150 Gy de radiación gamma. Para la población M<sub>2</sub> de kiwicha cv. Selección Huacho (*Amaranthus caudatus*) desarrollada a 400 Gy de radiación gamma, se determinó una frecuencia de mutación de 0.6959 por ciento para la característica en mención, sobre un total de 109,345 plantas.

Gandarillas (1977) expresa que los pigmentos rojos y púrpuras de la quinua están constituidos por betacianina, y no por antocianina como se pensó en el pasado. Puesto que la betarraga (*Beta vulgaris*) y la quinua pertenecen a la misma familia, es natural que sus pigmentos sean de la misma naturaleza.

Vaz-Ribeiro *et al.* (2014), indican que en las plantas de *Alternanthera philoxeroides*, el aumento en la síntesis de betacianinas en el tallo y la mayor actividad de enzimas antioxidantes en hojas y raíces son el mecanismo de tolerancia que les permite crecer y desarrollarse en ambientes con concentraciones altas de sal. En el caso de la quinua podrían

existir también relaciones beneficiosas entre mutaciones. Aun no se reportan resultados para ello.

- **Presencia de ramas**

Para la dosis aplicada de 150 Gy se encontró 61 plantas de tallo con ausencia de ramas, por tanto con una frecuencia de mutación de 0.6068 por ciento.

En la dosis de 250 Gy, se encontraron también 61 plantas de tallo con ausencia de ramas, lo que dio una frecuencia de mutación de 0.6622 por ciento. El testigo presentó tallo con ramificaciones hasta el segundo tercio. (Tabla 9).

**Tabla 9. Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica ausencia de ramificación, en la población M<sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo**

Dosis	Número total	Mutación	Número de mutantes	Frecuencia (%)
150 Gy	10052	ausencia de ramas	61	0.6068444
250 Gy	9212		61	0.6621797

Gómez (2014a) menciona que la identificación de plantas sin hábito de ramificación o reducido, mejora la arquitectura de la planta, permite tener mayor número de plantas y facilita la cosecha mecanizada.

También se señala que la ramificación en planta puede estar influenciada por el ambiente y densidad de siembra. Gandarillas (1979) señala que este carácter depende mucho del espacio del que dispone la planta para desarrollarse. De la Vega y Altamirano (1984), a partir de sus ensayos, indican que las plantas de quinua que crecieron al extremo de las parcelas presentaron ramificaciones, en tanto que aquellas que crecieron en el interior del surco y disponían de menor espacio, presentaron un tallo simple, igual sucedió con aquellas plantas aisladas.

Gómez (2014b), indica una frecuencia de mutación de 0.2042 por ciento en la ramificación, para un total de 50,450 plantas de la población M<sub>2</sub> de quinua variedad La Molina 89, irradiada a 150 Gy de radiación gamma.

- **Presencia y color de estrías**

Para la dosis aplicada de 150 Gy se encontró 123 plantas con presencia de estrías de color verde en los tallos dando una frecuencia de mutación de 1.2236 por ciento y una planta de tallo con estrías color rosado, con una frecuencia de mutación menor a 0.01 por ciento.

Para la dosis aplicada de 250 Gy, se encontró 172 plantas que mostraron el tallo con presencia de estrías color verde con una frecuencia de mutación de 1.8671 por ciento, cuatro plantas con estrías de color gris con una frecuencia de mutación de 0.0434 por ciento, dos plantas con estrías de color rosado con frecuencia de mutación de 0.0217 por ciento y una planta con estrías de color amarillo con una frecuencia de mutación de 0.0109 por ciento. El testigo presentó tallo con estrías de color púrpura. (Foto 3) (Tabla 10).

**Tabla 10. Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica presencia de estrías de tallo color: verde claro, rosado, gris y amarillo, en la población M<sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.**

Dosis	N° total	Mutación	N° mutantes	Frecuencia (%)
150 Gy	10052	Color de estrías: Verde claro	123	1.2236370
250 Gy	9212		172	1.8671298
150 Gy	10052	Color de estrías: rosado	1	0.0099482
250 Gy	9212		2	0.0217108
150 Gy	10052	Color de estrías: Gris	0	0
250 Gy	9212		4	0.0434216
150 Gy	10052	Color de estrías: Amarillo	0	0
250 Gy	9212		1	0.0108554



**Foto 3. Tallo con estrías verdes (Izq.), tallo con estrías púrpuras (testigo) (medio), tallo con estrías rosadas (der.).**

Se observa que la dosis de mayor radiación gamma aplicada (250 Gy) tuvo mayor efecto sobre el espectro de mutaciones para la característica color de estrías. Fueron encontrados a 250 Gy, colores de estrías: verde, rosado, gris y amarillo, en comparación con la dosis de 150 Gy, donde solo se observaron estrías color verde y rosado.

Se han realizado investigaciones donde se encontraron mutaciones para esta característica. Gómez (2014b), indica una frecuencia de mutación de 0.2002 por ciento sobre el color de estrías, para un total de 50,450 plantas de la población M<sub>2</sub> de quinua variedad La Molina 89, irradiada a 150 Gy de radiación gamma.

- **Presencia de axilas pigmentadas**

Para la dosis aplicada de 150 Gy se evaluó una población de 10,052 plantas, encontrándose 126 de ellas sin axilas pigmentadas, dando una frecuencia de mutación de 1.2535 por ciento. Mientras que para la dosis de 250 Gy se evaluó una población de 9,212 plantas, encontrándose 173 de ellas sin axilas pigmentadas con una frecuencia de mutación de 1.8779 por ciento. El testigo tiene un tallo con axilas pigmentadas. (Foto 4) (Tabla 11).

**Tabla 11. Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica ausencia de axilas pigmentadas, en la población M<sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.**

Dosis	N° total	Mutación	N° plantas mutantes	Frecuencia (%)
150 Gy	10052	Ausencia de axilas pigmentadas	126	1.2534818
250 Gy	9212		173	1.8779852



**Foto 4. Tallo sin axilas pigmentadas (izq.) y tallo con axilas pigmentadas (der.)**

Se han realizado investigaciones detectándose mutaciones sobre esta característica. Gómez (2014b) reporta una frecuencia de mutación de 0.0456 por ciento para la característica pigmentación de axilas, en la población M<sub>2</sub> de quinua variedad La Molina 89 irradiada a dosis de 150 Gy, para un total de 50,450 plantas.

IICA (2005) menciona que el color rojo en la planta es dominante sobre el color púrpura y este a su vez es dominante sobre el verde, y que axilares pigmentados dominan sobre axilares normales.

Según Simmonds (1971), el locus Ax controla la producción de pigmentos axilares, cuya intensidad cambia en las distintas variedades, el cual a su vez está ligado al color de la planta. Su alelo recesivo (ax) se presenta fenotípicamente completamente verde, sin mancha.

De acuerdo a lo revisado, los resultados obtenidos para la característica presencia de axilas pigmentadas, evidencian un cambio mutacional recesivo, el cual se intensifica, según lo observado, a mayor dosis de radiación gamma aplicada.

## **Hoja**

- **Color de hoja basal**

El total de las poblaciones, 10,052 y 9,212 plantas para las dosis de 150 y 250 Gy, presentaron hojas basales color verde igual al testigo. (Foto 5)



**Foto 5. Hojas basales de quinua variedad Amarilla Maranganí, coloración verde (testigo)**

Gómez (2016) indica que el color de la lámina es predominantemente verde, pudiendo observarse en algunas variedades hojas de color verde-púrpura. A la madurez las láminas se tornan amarillas, naranjas, rosadas, rojas o púrpuras.

En vista de las variaciones de color y la influencia del estado fenológico sobre ello, se tuvo cuidado de realizar la evaluación en un rango de tiempo corto y fenológicamente similar.

La lámina es polimorfa en la misma planta, siendo las láminas de las hojas inferiores de forma romboidal o triangular y de las superiores lanceoladas o triangulares (León, 1964 y Rea 1947). Las hojas de las diferentes razas son características y de gran valor para propósitos taxonómicos.

A pesar de no evidenciarse mutaciones sobre esta característica, hay investigaciones que sí las reportan. Gómez (2014b), indica una frecuencia de mutación de 0.0079 por ciento en la característica cualitativa forma de hoja basal para un total de 50,450 plantas de la población M<sub>2</sub> de quinua variedad La Molina 89, irradiada a 150 Gy de radiación gamma.

- **Borde de hoja basal**

En la población evaluada para la dosis de 150 Gy se encontraron 35 plantas con hojas basales de borde entero dando una frecuencia de mutación de 0.3482 por ciento. Por otro lado, en la población evaluada para la dosis de 250 Gy se encontraron 50 plantas con hojas basales de borde entero, con una frecuencia de mutación de 0.5428 por ciento. El testigo presentó hojas basales de borde dentado. (Foto 6) (Tabla 12).

**Tabla 12. Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica borde de hoja basal entero, en la población M<sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.**

Dosis	N° total	Mutación	N° plantas mutantes	Frecuencia (%)
150 Gy	10052	Borde de hoja basal: Entero	35	0.3481894
250 Gy	9212		50	0.5427702



**Foto 6. Hojas basales de quinua variedad amarilla Maranganí (izq.) Borde de hoja entero, (der.) Borde de hoja dentado.**

- **Número de dientes en hoja basal**

Para la dosis de 150 Gy (10,052 plantas) se encontraron 106 plantas con hojas basales de pocos dientes (< 3 dientes) con una frecuencia de mutación de 1.0545 por ciento. Mientras que para la dosis de 250 Gy (9,212 plantas) se encontraron 66 plantas con hojas basales de pocos dientes (< 3 dientes), dando una frecuencia de mutación de 0.7165 por ciento. (Tabla 13). El testigo presentó hojas basales con un número de dientes mayor a 5.

**Tabla 13. Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica número de dientes en hoja basal, menor a tres, en la población M<sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.**

Dosis	N° total	Mutación	N° plantas mutantes	Frecuencia (%)
150 Gy	10052	Número de dientes en hoja basal: < 3	106	1.0545165
250 Gy	9212		66	0.7164567

El número de dientes de la hoja es uno de los caracteres más constantes (Gandarillas, 1968) y varía según la raza de 3 a 20 dientes. Álvarez (2002) señala que el número de dientes es una característica importante para su clasificación y que en la Región Centro-Norte de Perú y Ecuador se encuentran plantas con hojas más dentadas, mientras que en Bolivia tienen pocos dientes y en algunos casos carecen de ellos.

Existen investigaciones que reportan mutaciones sobre esta característica. Gómez (2014b), indica una frecuencia de mutación de 0.0297 por ciento en la característica número de dientes en hojas basales, para un total de 50,450 plantas de la población M<sub>2</sub> de quinua variedad La Molina 89, irradiada a 150 Gy de radiación gamma.

La FAO (2011) menciona que las hojas son de carácter polimórfico grande, siendo las basales de forma romboidal o triangular, mientras que las hojas superiores son lanceoladas.

A pesar de no haberse encontrado mutaciones en esta investigación, sí se han reportado mutaciones para la misma especie a similar dosis. Gómez (2014b), indica una frecuencia de mutación de 0.0139 por ciento en la característica forma de hoja de la inflorescencia (superior) para un total de 50,450 plantas de la población M<sub>2</sub> de quinua variedad La Molina 89, irradiada a 150 Gy de radiación gamma.

## **INFLORESCENCIA**

- **Tipo de panoja**

En la población evaluada para la dosis de 150 Gy (10,052 plantas) se encontraron 8 plantas de panoja no diferenciada dando una frecuencia de mutación de 0.0796 por ciento. Para la población a 250 Gy de radiación (9,212 plantas) se encontraron 4 plantas de panoja no diferenciada dando una frecuencia de mutación de 0.0434 por ciento. (Tabla 14). El testigo presentó panoja diferenciada y terminal.

**Tabla 14. Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica tipo de panoja no diferenciada, en la población M<sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.**

Dosis	N° total	Mutación	N° plantas mutantes	Frecuencia (%)
150 Gy	10052	Tipo de panoja: No diferenciada	8	0.0795861
250 Gy	9212		4	0.0434216

- **Forma de panoja**

Para la dosis de 150 Gy, de una población de 10,052 plantas se encontraron 47 plantas con panoja intermedia dando una frecuencia de mutación de 0.4676 por ciento, y 6 plantas con panoja glomerulada con una frecuencia de mutación de 0.0597 por ciento.

Mientras que para la dosis de 250 Gy, con una población de 9,212 plantas se encontraron 90 plantas con panoja intermedia dando una frecuencia de mutación de 0.9769 por ciento, y 5 plantas con panoja glomerulada y frecuencia de mutación de 0.0543 por ciento. (Foto 7) (Tabla 15). El testigo presentó panoja del tipo amarantiforme.

**Tabla 15. Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica forma de panoja tipo glomerulada y tipo intermedia, en la población M<sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo.**

Dosis	N° total	Mutación	N° plantas mutantes	Frecuencia (%)
150 Gy	10052	Forma de panoja: Glomerulada	6	0.0596896
250 Gy	9212		5	0.0542770
150 Gy	10052	Forma de panoja: Intermedia	47	0.4675686
250 Gy	9212		90	0.9769865

Gandarillas (1968) dice que la forma de panoja está determinada genéticamente por un par de genes, siendo totalmente dominante la forma glomerulada sobre la amarantiforme, siendo esta última entonces un mutante, razón por la cual parece dudoso clasificar panojas intermedias. Gandarillas (1979) señala que la forma glomerulada es la forma ancestral de la quinua.

Se han reportado mutaciones para esta característica en algunas investigaciones. Gómez (2014b), indica una frecuencia de mutación de 0.1705 por ciento en la característica forma de panoja para un total de 50,450 plantas de la población M<sub>2</sub> de quinua variedad La Molina 89, irradiada a 150 Gy de radiación gamma.



**Foto 7. Panojas de quinua variedad Amarilla Maranganí. Panoja de forma glomerulada (izq.), panoja intermedia (med.), panoja amarantiforme (der.) (testigo)**

- **Densidad de panoja**

Para la dosis de 150 Gy, de una población de 10,052 plantas se encontraron 32 plantas con panoja de densidad intermedia, dando una frecuencia de mutación de 0.3183 por ciento, y 3 plantas con panoja del tipo laxa, con una frecuencia de mutación de 0.0298 por ciento. Mientras que para la dosis de 250 Gy, con una población de 9,212 plantas se encontraron 77 plantas con panoja intermedia con una frecuencia de mutación de 0.8359 por ciento, y 8 plantas con panoja de tipo laxa y frecuencia de mutación de 0.0868 por ciento. (Foto 8) (Tabla 16). El testigo presentó panoja de tipo compacta.

**Tabla 16. Número de plantas mutantes y frecuencia de mutación de la característica densidad de panoja tipo laxa y tipo intermedia, en la población M<sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo**

Dosis	N° total	Mutación	N° plantas mutantes	Frecuencia (%)
150 Gy	10052	Densidad de panoja: Laxa	3	0.0298448
250 Gy	9212		8	0.0868432
150 Gy	10052	Densidad de panoja: Intermedia	32	0.3183446
250 Gy	9212		77	0.8358662



**Foto 8. Panoja de quinua Amarilla Maranganí, densidad compacta (testigo)**

En kiwicha (*Amaranthus caudatus*) se reportan mutaciones sobre la característica densidad de panoja, con una frecuencia de 0.0923 por ciento en la población M<sub>2</sub> de cv. Selección Huacho, desarrollada a 400 Gy de radiación gamma (Gómez, 2014a).

- **Color de panoja a la maduración fisiológica**

El total de las poblaciones, 10,052 y 9,212 plantas para las dosis de 150 y 250 Gy, presentaron panoja de color amarillo- naranja al alcanzar la madurez fisiológica. El testigo presentó panojas de este color, entre amarillo-naranja. (Foto 9)



**Foto 9. Panoja de quinua Amarilla Maranganí a la maduración (160-180 dds), coloración amarillo-naranja (testigo)**

Aunque no se identificaron mutaciones para esta característica en la presente investigación, sí existen reportes de mutación en quinua de una variedad distinta. Gómez (2014b), indica una frecuencia de mutación de 0.0099 por ciento en la característica color de la

inflorescencia, para un total de 50,450 plantas de la población M<sub>2</sub> de quinua variedad La Molina 89, irradiada a 150 Gy de radiación gamma.

A. En condiciones de casa de mallas:

El número total de plántulas a los 15 días después de siembra fueron **29,653 para la dosis de 150 Gy y 16,740 para la dosis de 250 Gy**. La dosis de 250 Gy tuvo un menor número de plantas establecidas, expresado porcentualmente resulta en un 43.55 por ciento menos que el valor obtenido en la dosis más baja de radiación gamma, 150 Gy.

Varios autores afirman que el incremento de la dosis de los tratamiento mutagénicos origina una reducción en características tales como germinación, supervivencia, esterilidad, y otros de carácter morfológico, observándose diferentes grados de radiosensibilidad de las especies (Ciftci *et al.* 2006; Albokari *et al.*, 2012; Scaldaferrero *et al.*, 2013).

• **Identificación de plantas diferentes al material parental:**

La identificación de plantas diferentes fenotípicamente al testigo, permitió identificar mutantes candidatos.

Esta caracterización e identificación empezó a los 20 días después de siembra. Uno de los primeros investigadores en el área de mejoramiento por radiación, Stadler (1930), encontró que cerca del 90 por ciento de las mutaciones inducidas por radiación podían reconocerse en el estado de plántula pasadas las dos semanas de edad.

**Tabla 17. Número de plantas según tipo de mutación en la población M<sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí, desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas**

Mutación	Número de plantas	
	150 Gy	250 Gy
Deformación de lámina	104	140
Múltiples hojas	30	69
Fasciación de Hojas	23	25
Pigmentación (manchas claras)	5	7
Doble mutación	33	38
Múltiples mutaciones ( más de 2 mutaciones )	11	12
<b>TOTAL</b>	<b>206</b>	<b>291</b>

En la tabla 17 se observa un total de 291 plantas con presencia de al menos una mutación para la dosis de 250 Gy, y 206 plantas para la dosis de 150 Gy.



**Foto 10. Mutación morfológica del tipo deformación de lámina, para ambas dosis.**

(A-E): Mutaciones en la lámina de la hoja, tipo partición.





(F) y (G): Mutación de fasciación de hojas, (H-O): Mutación de múltiples hojas, se observa mayor cantidad de hojas por nudo.

**Foto 11. Mutaciones morfológicas de fasciación de hojas y hojas múltiples, ambas dosis.**



**Foto 12. Mutaciones clorofílicas, para ambas dosis.**

(P-S): Mutaciones en la pigmentación. Se observan manchas claras en la lámina de la hoja.



**Foto 13. Mutaciones dobles para ambas dosis**

(T) y (U): Presencia de doble inflorescencia y deformación de la lámina de la hoja; (V) y (Y): Reducción del tamaño de planta y deformación de lámina de planta; (W) y (X): Hojas múltiples y deformación de la lámina; (Z): peciolo fusionados y deformación de la lámina.



**Foto 14. Mutaciones múltiples, ambas dosis**

(izq.): Doble inflorescencia, deformación de la lámina, hojas múltiples; (med.): reducción y deformación de la lámina, ausencia de clorofila, (der.): hojas múltiples, deformación de la lámina, porte de planta.

Se encontraron 3 mutaciones comunes para ambas dosis, presentes de manera aislada: deformación de la lámina (Foto 10), con 244 plantas mutantes; fasciación de hojas (Foto 11), con 48 plantas y hojas múltiples con 99 plantas.

Además de estas tres mutaciones señaladas se observó que algunas plantas presentaron dos o más mutaciones en simultáneo. Las plantas con estas mutaciones se categorizaron como “doble mutación” y “múltiple mutación”, según la cantidad de mutaciones simultáneas presentes en ellas.

Estas mutaciones fueron: ausencia de clorofila, reducción del tamaño de planta, porte de planta, y presencia de doble inflorescencia. (Foto 13). No se encontraron de manera aislada las mutaciones: reducción del tamaño, porte de planta y doble inflorescencia. (Foto 14)

Según se observa en la tabla 17, la mutación de mayor frecuencia para ambas dosis fue: **deformación de la lámina** y la de menor frecuencia **ausencia de clorofila**. La dosis de 250 Gy tuvo la mayor cantidad de mutantes para cada uno de los tipos mencionados.

La mutación “deformación de lámina” presentó distintos niveles en cuanto a la partición del limbo, existiendo algunas con hasta 4 incisiones. En el caso de la mutación tipo “fasciación de hojas” se observó plantas con el segundo y tercer par de hojas mostrando esta forma particular y marchitándose en poco tiempo (Foto 11-F, G). En las plantas con la mutación “presencia de hojas múltiples” se aprecia un exceso de hojas por nudo, de manera parcial o total, e incluso con estructuras fusionadas (Foto 11-I). En cuanto a la coloración, de acuerdo a las escala de Gustaffson (anexo 4) se identificó mutaciones “por ausencia de clorofila” de los tipos *maculata* y *chlorina*, para ambas dosis, según se observa en la tabla 18, siendo de mayor frecuencia el de tipo *maculata*. (Foto 12).

**Tabla 18. Número de plantas según el tipo de mutación por ausencia de clorofila en la población M<sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí, desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas**

Mutación	Número de plantas	
	150 Gy	250 Gy
<i>chlorina</i>	1	3
<i>lutescens</i>	1	0
<i>maculata</i>	3	4

Favret *et al.* (1969) indicaron que las mutaciones más estudiadas son las que afectan al aparato clorofílico, la reacción a enfermedades, la producción de cera en la lámina, etc, pudiendo ser usadas muchas de ellas en planes de mejoramiento.

Las mutaciones clorofílicas han sido reportadas por diversos autores en diversos cultivos en trabajos de inducción de mutaciones (Bhat *et al.*, 2001; Ganapathy *et al.*, 2008, Gaibriyal *et al.*, 2009, Gómez *et al.*, 2009).

Vila (2007), encontró que en población M<sub>3</sub> de cebada, las mutaciones clorofílicas más frecuentes fueron albinas ( $3.821 \times 10^{-3}$ ), seguidas de chlorinas ( $2.795 \times 10^{-3}$ ) y xanthas ( $1.582 \times 10^{-3}$ ).

Gómez *et al.* (2010) observaron en quinua de la variedad Pasankalla tratada con dosis de 150, 250 y 350 Gy de rayos gamma, mutaciones en la ramificación, longitud de pedicelos, reducción de altura de planta y ciclo de vida, color de tallo, color de hoja y forma de hoja.

Cheema *et al.* (2003) informan en la inducción de mutaciones de clorofila en arroz, una mayor frecuencia del tipo albino en las variedades Basmati 3 70, Basmati Pack y Super Basmati, seguida del tipo *xantha* en Basmati 3 70 y el tipo *viridis* en Basmati Pack, con una dosis de 250 Gy.

Reyes (2004) determinó que la frecuencia de mutaciones clorofílicas en la variedad Taray de trigo, es mayor a dosis de 250 Gy, representando el 57.8 por ciento del total de mutaciones, frente a la dosis de 150 Gy, la cual representó sólo el 42.2 por ciento. Este resultado es similar al obtenido en el presente trabajo donde la dosis de 250 Gy generó un mayor número y frecuencia de mutaciones clorofílicas que la dosis de 150 Gy.

- **Altura de planta**

La característica cuantitativa altura de planta fue medida a los 50 días después de la siembra, en la fase inicial de panojamiento, en ambas dosis y el testigo con el fin de realizar comparaciones estadísticas significativas. En la tabla 19 se aprecian las alturas promedio de 6 muestras aleatorias de 20 plantas cada una y correspondientes a cada una de las dosis (150 y 250 Gy). Para el testigo, se evaluó la misma cantidad de plantas tomadas aleatoriamente.

También se observa que el testigo presenta el promedio más alto en comparación a las dosis, con un valor medio de 52.9 cm de altura de planta. Mientras que la mayor dosis (250 Gy) tiene el menor promedio con 49.4 cm. Existe una disminución de la altura de planta con el aumento de la dosis de radiación gamma aplicada. (Fotos 15 y 16).

Se tiene para el testigo un coeficiente de variación de 3.5 por ciento, para 150 Gy un coeficiente de 4.8 por ciento y para la mayor dosis, un coeficiente de variación de 4.4 por ciento. Esto indica mayor dispersión entre las alturas tomadas en las poblaciones con tratamiento mutagénico a diferencia de un testigo sin irradiar.

En la tabla 20 se presentan los resultados del análisis de varianza (ANOVA) del efecto de la aplicación de radiación gamma en la altura de planta observándose diferencias significativas entre las dosis.

En la tabla 21, la prueba Tukey (5%) muestra que no existen diferencias significativas entre las dos dosis, tampoco entre el testigo y la dosis de 150 Gy, pero sí entre el testigo y la dosis de 250 Gy.

Montoya (2007), expresa que los caracteres modificados mediante mutagénesis generalmente son morfológicos, incluyéndose una reducción de altura.

La reducción de crecimiento vegetal está relacionada directamente a la dosis de radiación, así lo menciona González *et al.*, (1997) que existen investigaciones donde se han observado una gran reducción en la altura de planta, por efecto de altas dosis de radiación, atribuido a la inactivación de la capacidad de dividirse de las células meristemáticas.

En la tabla 22 se muestra el número total de plantas según rango de altura. Se considera plantas atípicas aquellas por debajo de los 50 cm, valor inferior a la media estimada sobre el material testigo.

**Tabla 19. Altura media de planta (cm) en la población M<sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas**

<b>Muestra (20 plantas)</b>	<b>0 Gy(testigo)</b>	<b>150 Gy</b>	<b>250 Gy</b>
muestra 1	53.55	52.05	52.12
muestra 2	54.8	48.35	50.8
muestra 3	52.15	51.65	48.25
muestra 4	54.2	54.65	50.75
muestra 5	53	53.95	46.9
muestra 6	49.65	49.25	47.32
<b>Promedio</b>	<b>52.89</b>	<b>51.65</b>	<b>49.36</b>
<b>Desviación estándar</b>	<b>1.836</b>	<b>2.494</b>	<b>2.148</b>
<b>C.V (%)</b>	<b>3.472</b>	<b>4.829</b>	<b>4.352</b>

**Tabla 20. Análisis de varianza (ANOVA) en la población M<sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas**

<b>Origen de las variaciones</b>	<b>SC</b>	<b>G.L</b>	<b>MC</b>	<b>F</b>	<b>Probabilidad</b>	<b>Valor crítico para F</b>
Entre el grupo	38.5947	2	19.2973	4.0754	0.0386	3.6823
Dentro del grupo	71.0256	15	4.7350	-	-	-
<b>Total</b>	<b>109.6202</b>	<b>17</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>-</b>	<b>-</b>

\*  $\alpha = 0.05$

**Tabla 21. Valores medios y prueba de Tukey de la altura de planta (cm) en la población M<sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas**

Dosis	Altura (cm)
0 Gy	52.89 (a)
150 Gy	51.65 (ab)
250 Gy	49.36 (bc)
Promedio	51.3

**Tabla 22. Número de plantas según el rango de altura en la población M<sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas**

Rango de altura	N° de plantas		
	0 Gy	150 Gy	250 Gy
< 50 cm	0	6	9
50 a 60	4992	29646	16729
> 60 cm	0	1	2
<b>Total</b>	4992	29653	16740



**Foto 15. Plantas de altura superior a la media en la población M<sub>3</sub> de quinua Amarilla Maranganí desarrollada a 150 Gy de radiación gamma en condiciones de casa de mallas.**



**Foto 16. Plantas de altura superior a la media en la población M<sub>3</sub> de quinua Amarilla Maranganí desarrollada a 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas.**

- **Número de plantas precoces**

Se puede observar en la tabla 23 que la dosis mayor supera en número de plantas precoces a la dosis menor. Fueron en total 350 plantas precoces para la población M<sub>3</sub> desarrollada a 150 Gy, y 550 plantas precoces para la población desarrollada a 250 Gy, con un total de 87 y 149 panojas respectivamente. Las plantas más precoces para ambas dosis llegaron a formar panoja en 45 días, mientras que el testigo a los 65 días en promedio. (Foto 17)

**Tabla 23. Número de mutantes precoces, panojas desarrolladas y frecuencia de mutación en la población M<sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí, desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas**

<b>Dosis</b>	<b>N° mutantes</b>	<b>N° panojas</b>	<b>Frecuencia (%)</b>
150 Gy	350	87	1.1803
250 Gy	550	149	3.2855



**Foto 17. Precocidad en plantas de quinua variedad Amarilla Maranganí  
(50 dds)**

Reyes (2004) encontró que a dosis de 150 Gy en trigo, el 45 por ciento de los mutantes presentaron precocidad frente al testigo, y a dosis de 250 Gy fue el 70.29 por ciento.

Argumedo (2013) obtuvo plantas con 12 días de precocidad frente al testigo, en una población de mutante de trigo irradiada con rayos gamma a dosis de 200 y 300 Gy.

Aldaba (2014) informa mutaciones de precocidad con una frecuencia de mutación de 0.198 por ciento en cebada con una dosis de 250 Gy.

Gómez (2014a) reporta mutaciones en número de plantas precoces para kiwicha cv. Selección Huacho, irradiada a 400 Gy de radiación gamma, dando un 0.2636 por ciento de frecuencia mutagénica.

Montoya (2007) afirma que algunas otras características importantes que cambian en la mutación son la precocidad y el rendimiento, resistencia a microorganismos, insectos, adaptación, la facilidad de cosecha y la resistencia al frío de las variedades tratadas con rayos gamma.

## **OBJETIVO 2: COMPARACION DE LA FRECUENCIA DE MUTACIONES DE LA GENERACION M<sub>2</sub> CON LA FRECUENCIA DE LA GENERACION M<sub>3</sub>**

En la tabla 24 se presentan los valores comparativos de las frecuencias y el espectro de mutaciones en la generación M<sub>2</sub> y la generación M<sub>3</sub> para la dosis de 150 Gy.

En primer lugar se aprecia que en ambas generaciones se indujo mutaciones, en hojas cotiledonales (deformación de lámina, múltiples hojas, fasciación de hojas, pigmentación); en el tallo (color, ramificación, color de estrías, sin pigmentación de axilas); en las hojas verdaderas (borde de hojas y número de hojas) y en la inflorescencia (tipo y densidad).

Los valores de frecuencia de mutación fueron más altos en la generación M<sub>2</sub> para deformación de lámina, múltiples hojas, fasciación de hojas, pigmentación tipo *xantha*, color de tallo, color de estrías rosado, sin pigmentación de axilas; tipo de inflorescencia (no diferenciada), tipo de inflorescencia glomerulada y densidad laxa. En la generación M<sub>3</sub> no se registraron mutaciones de color de estrías amarillo ni gris, tampoco mutaciones de pigmentación tipo *xantha* en las hojas cotiledonales y sí pigmentación en forma de manchas claras. Este último tipo de mutación no fue informada como tal en la generación M<sub>2</sub>.

En la tabla 25 se presentan los valores comparativos de las frecuencias y el espectro de mutaciones en la generación M<sub>2</sub> y la generación M<sub>3</sub> para la dosis de 250 Gy.

Se aprecia que en ambas generaciones se indujo mutaciones, en estadios tempranos desde hojas cotiledonales (deformación de lámina, múltiples hojas, fasciación de hojas, pigmentación); en el tallo (color, ramificación, color de estrías, sin pigmentación de axilas); en las hojas verdaderas (borde de hojas y número de hojas) y en la inflorescencia (tipo y densidad).

Los valores de frecuencia de mutación fueron más altos en la generación M<sub>2</sub> para deformación de lámina, múltiples hojas, fasciación de hoja, color de tallo, color de estrías rosado, color de estrías gris, color de estrías amarillo; borde de hojas, tipo de inflorescencia (no diferenciada), tipo de inflorescencia glomerulada y densidad laxa. La pigmentación tipo *xantha* tampoco se reportó en la M<sub>3</sub>.

La presencia de mutaciones del mismo tipo en ambas generaciones demuestra que estas son verdaderamente mutaciones y que se transfieren de una generación a la otra.

**Tabla 24. Tipo y frecuencia de mutaciones en la generación M<sub>2</sub> y generación M<sub>3</sub> de quinua Amarilla Maranganí irradiada con rayos gamma a la dosis de 150 Gy.**

Dosis	Mutación	M <sub>2</sub>	M <sub>3</sub>
		Frecuencia (%)	Frecuencia (%)
<b>HOJAS COTILEDONALES</b>			
150	Deformación de lámina	0.69784	0.35072
150	Múltiples hojas	0.28548	0.10117
150	Fasciación de Hojas	0.14591	0.07756
<b>PIGMENTACIÓN</b>			
150	Pigmentación (Tipo <i>xantha</i> )	0.07613	0
150	Pigmentación (manchas claras)	0	0.01686
<b>TALLO</b>			
150	Color de tallo: púrpura	0.02538	0.01990
150	Ausencia de ramas	0.47580	0.60684
150	Color de estrías: Verde claro	0.75493	1.22364
150	Color de estrías: rosado	0.02538	0.00995
150	Color de estrías: Gris	0.01269	0
150	Color de estrías: Amarillo	0.04441	0
150	Sin axilas pigmentadas	1.27514	1.25348
<b>HOJAS</b>			
150	Borde de hoja basal: Entero	0.28548	0.34819
150	Número de dientes en hoja basal: < 3	0.48214	1.05452
<b>INFLORESCENCIA</b>			
150	Tipo de panoja: No diferenciada	0.14591	0.07959
150	Tipo de panoja: Intermedia	0.32989	0.46757
150	Tipo de panoja: Glomerulada	0.07613	0.05969
150	Densidad de panoja: Laxa	0.03172	0.02984
150	Densidad de panoja: Intermedia	0.17763	0.31834

- Total plantas M<sub>2</sub>= 15,763 plantas y M<sub>3</sub>= 10,052 plantas

**Tabla 25. Tipo y frecuencia de mutaciones en la generación M<sub>2</sub> y generación M<sub>3</sub> de quinua Amarilla Maranganí irradiada con rayos gamma a la dosis de 250 Gy.**

Dosis	Mutación	M <sub>2</sub>	M <sub>3</sub>
		Frecuencia (%)	Frecuencia (%)
<b>HOJAS COTILEDONALES</b>			
250	Deformación de lámina	1.13627	0.83632
250	Múltiples hojas	0.56422	0.41219
250	Fasciación de Hojas	0.32129	0.14934

**Continuación...**

<b>PIGMENTACION</b>			
250	Pigmentación tipo <i>xantha</i>	0.17240	0
250	Pigmentación manchas claras	0	0.04182
<b>TALLO</b>			
250	Color de tallo: púrpura	0.03135	0.01086
250	Ausencia de ramas	0.61907	0.66218
250	Color de estrías: Verde claro	1.42622	1.86713
250	Color de estrías: rosado	0.03918	0.02171
250	Color de estrías: Gris	0.04702	0.04342
250	Color de estrías: Amarillo	0.03135	0.01086
250	Sin axilas pigmentadas	1.50458	1.87799
<b>HOJAS</b>			
250	Borde de hoja basal: Entero	0.61124	0.54277
250	Número de dientes en hoja basal: < 3	0.63475	0.71646
<b>INFLORESCENCIA</b>			
250	Tipo de panoja: No diferenciada	0.11755	0.04342
250	Tipo de panoja: Intermedia	0.94820	0.97699
250	Tipo de panoja: Glomerulada	0.09404	0.05428
250	Densidad de panoja: Laxa	0.16456	0.08684
250	Densidad de panoja: Intermedia	0.71311	0.83587

- Total plantas  $M_2= 12761$  plantas y  $M_3= 9212$  plantas

Es importante anotar que en la generación  $M_3$ , adicionalmente se identificaron mutaciones candidatas para caracteres cuantitativos como altura de planta y precocidad descritas en el objetivo 1. Estos caracteres no se reportaron en la generación  $M_2$ ; sin embargo se sabe que la altura es un carácter de alta heredabilidad. Seguir realizando evaluaciones en generaciones posteriores resultara útil para corroborar un carácter mutacional.

**OBJETIVO 3: EVALUACION DEL GRADO DE VARIABILIDAD FENOTÍPICA GENERADA EN LA M<sub>3</sub> DE QUINUA AMARILLA MARANGANÍ DESARROLLADA POR APLICACIÓN DE DIFERENTES DOSIS DE RAYOS GAMMA**

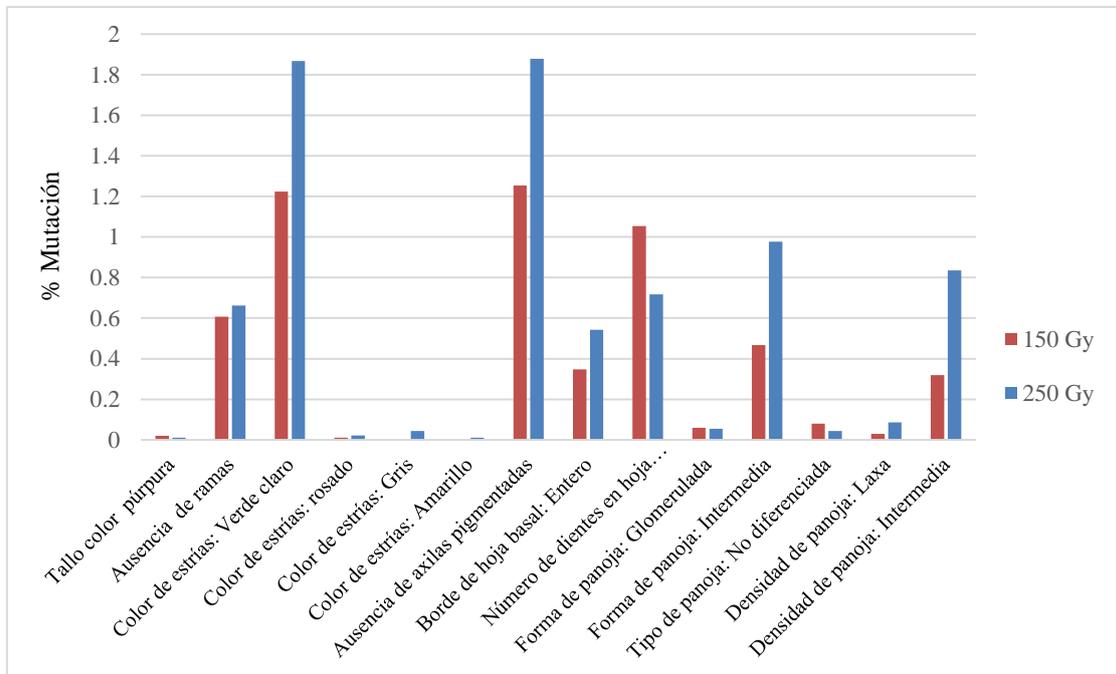
En campo:

Se encontraron plantas mutantes. En la tabla 26 y figura 4 se observa el número y frecuencia de las mutaciones.

**Tabla 26. Número de plantas y frecuencia de mutación para la población M3 de quinua Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo**

<b>150 Gy</b>			
<b>N° total</b>	<b>Mutación</b>	<b>N° plantas mutantes</b>	<b>Frecuencia (%)</b>
10052	Tallo color púrpura	2	0.01990
	Ausencia de ramas	61	0.60684
	Color de estrías: Verde claro	123	1.22364
	Color de estrías: rosado	1	0.00995
	Ausencia de axilas pigmentadas	126	1.25348
	Borde de hoja basal: Entero	35	0.34819
	Número de dientes en hoja basal: < 3	106	1.05452
	Forma de panoja: Glomerulada	6	0.05969
	Forma de panoja: Intermedia	47	0.46757
	Tipo de panoja: No diferenciada	8	0.07959
	Densidad de panoja: Laxa	3	0.02984
	Densidad de panoja: Intermedia	32	0.31834
	<b>TOTAL</b>	<b>550</b>	<b>5.47155</b>
<b>250 Gy</b>			
9212	Tallo color púrpura	1	0.01086
	Ausencia de ramas	61	0.66218
	Color de estrías: verde claro	172	1.86713
	Color de estrías: rosado	2	0.02171
	Color de estrías: Gris	4	0.04342
	Color de estrías: amarillo	1	0.01086
	Ausencia de axilas pigmentadas	173	1.87799
	Borde de hoja basal: Entero	50	0.54277
	Número de dientes en hoja basal: < 3	66	0.71646
	Forma de panoja: glomerulada	5	0.05428
	Forma de panoja: intermedia	90	0.97699
	Tipo de panoja: No diferenciada	4	0.04342
	Densidad de panoja: laxa	8	0.08684
	Densidad de panoja: intermedia	77	0.83587
<b>TOTAL</b>	<b>714</b>	<b>7.75076</b>	

**Figura 4. Gráfico de barras comparativo de las frecuencias de mutaciones para una generación M<sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo**



Del total de plantas de la generación M<sub>3</sub> evaluada en campo se encontraron 550 plantas mutantes para la dosis de 150 Gy, con una frecuencia de mutación de 5.472 por ciento, y 714 plantas mutantes para la dosis de 250 Gy con una frecuencia de mutación de 7.7508 por ciento.

La mutación más frecuente, para ambas dosis, fue la ausencia de axilas pigmentadas con un porcentaje de 1.25 por ciento y 1.88 por ciento, para las dosis de 150 y 250 Gy respectivamente. La menor frecuencia de mutación la tuvo la característica color de tallo púrpura con un 0.02 por ciento y 0.01 por ciento, para 150 y 250 Gy de radiación gamma.

Para ambas dosis el espectro de mutaciones fue muy similar. En la dosis de 250 Gy se reportó un mayor espectro sobre la característica color de estrías en el tallo.

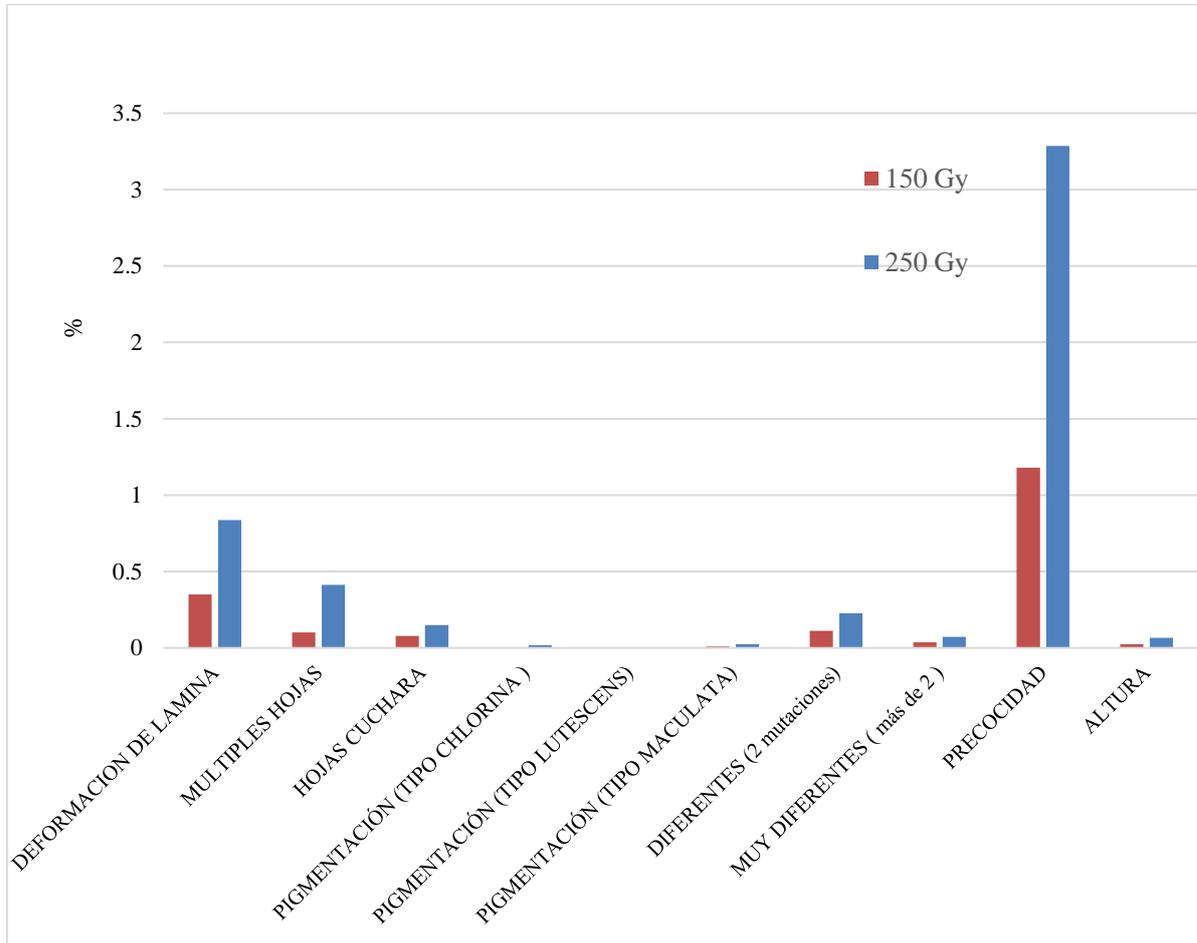
### Casa de mallas:

Para la generación M<sub>3</sub> desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma se encontraron plantas mutantes. En la tabla 27 y figura 5 se presenta información sobre el número y frecuencia de estas mutaciones.

**Tabla 27. Número de plantas y frecuencia de mutación para la población M<sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas**

<b>150 Gy</b>		
<b>Mutación</b>	<b>N° Plantas</b>	<b>Frecuencia (%)</b>
Deformación de lámina	104	0.35072
Múltiples hojas	30	0.10117
Fasciación de hojas	23	0.07756
Pigmentación (manchas claras-tipo <i>chlorina</i> )	1	0.00337
Pigmentación (manchas claras-tipo <i>lutescens</i> )	1	0.00337
Pigmentación (manchas claras-tipo <i>maculata</i> )	3	0.01012
Doble mutación ( 2 mutaciones)	33	0.11129
Múltiples mutaciones ( más de 2 )	11	0.03710
Precocidad	350	1.18032
Altura	7	0.02361
<b>Total</b>	<b>563</b>	<b>1.89863</b>
<b>250 Gy</b>		
Deformación de lámina	140	0.83632
Múltiples hojas	69	0.41219
Fasciación de hojas	25	0.14934
Pigmentación (manchas claras- tipo <i>chlorina</i> )	3	0.01792
Pigmentacion (manchas claras- tipo <i>lutescens</i> )	0	0
Pigmentacion (manchas claras- tipo <i>maculata</i> )	4	0.02389
Doble mutación ( 2 mutaciones)	38	0.22700
Múltiple mutaciones ( más de 2 )	12	0.07168
Precocidad	550	3.28554
Altura	11	0.06571
<b>TOTAL</b>	<b>852</b>	<b>5.08961</b>

**Figura 5. Gráfico de barras comparativo de las frecuencias de mutación para la generación M<sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de casa de mallas**



Del total de plantas de la generación M<sub>3</sub> evaluada en condiciones de casa de mallas (46,393 plantas) se encontraron 563 plantas mutantes para la dosis de 150 Gy, con una frecuencia de mutación de 1.8986 por ciento, y 852 plantas mutantes para la dosis de 250 Gy con una frecuencia de mutación de 5.0896 por ciento, en total 1,415 plantas con mutaciones.

La mutación de mayor frecuencia fue la precocidad con un 1.1803 y 3.2855 por ciento, para la menor y mayor dosis respectivamente. La mutación de menor frecuencia fue la mutación por pigmentación con una frecuencia de 0.02 por ciento y 0.04 por ciento para las dosis de 150 y 250 Gy de radiación gamma.

## V. CONCLUSIONES

### Objetivo 1

En la población de la generación M<sub>3</sub> de quinua variedad Amarilla Maranganí se encontraron mutaciones cuantitativas y cualitativas, para las dosis de 150 y 250 Gy de radiación gamma, en condiciones de campo y de casa de mallas.

En condiciones de campo, la mutación más frecuente fue la ausencia de axilas pigmentadas, tanto para la dosis de 150 (1.25 %) como la de 250 Gy (1.88 %).

En condiciones de casa de mallas, en general, la mutación más frecuente fue la precocidad tanto para la dosis de 150 Gy (1.18 %) como la de 250 Gy (3.29 %). La mutación morfológica más frecuente fue la deformación de lámina de la hoja para ambas dosis, resultando mucho más con la mayor dosis.

### Objetivo 2

Se observó un patrón similar en los tipos de mutación en la generación M<sub>2</sub> y generación M<sub>3</sub>, con valores de frecuencia ligeramente superiores para casi todos los caracteres mutados en la generación M<sub>2</sub>.

### Objetivo 3

Se observó un espectro similar de mutaciones en ambas dosis, siendo el número de mutantes y la frecuencia mayor en la dosis de 250 Gy.

## **VI. RECOMENDACIONES**

El presente trabajo de investigación y las conclusiones que se desprenden de él, se contemplan dentro de un programa de mejoramiento genético orientado a la obtención de nuevas variedades superiores de quinua. La información obtenida se espera sea utilizada para posteriores selecciones y pruebas de progenie, evaluar la segregación de caracteres de interés e identificación de mutantes.

Se recomienda continuar evaluando los mutantes identificados para otras características de valor agronómico, nutracéutico o industrial, de carácter cualitativo y cuantitativo. Color de grano, rendimiento, presencia de saponina, contenido de proteína, entre otros principales acorde a la demanda actual del mercado.

También se podría realizar ensayos en otras condiciones ambientales para poder observar la respuesta, favorable o no. De esta manera, generar individuos con mejor adaptación al medio expuesto, resistencia y /o tolerancia a factores bióticos y abióticos.

## VII. BIBLIOGRAFIA:

- ABLE J., P. LANGRIDGE. (2006). Wild sex in the grasses. Trends in Plant Science 11: (6): 261-263 pp.
- AGRODATA PERU (2017) Quinoa Perú Exportación 2017 Noviembre. Recuperado de: <https://www.agrodataperu.com/2017/12/quinoa-peru-exportacion-2017-noviembre.html>
- ALBOKARI, M.M.A., ALZHRANI, S.M. AND ALSALMAN, A.S. (2012) Radiosensitivity of some local cultivars of wheat (*Triticum aestivum*) to gamma irradiation. Bangladesh. J. Bot. 41(1): 1-5.
- ALDABA, G. (2014) Identificación de líneas mutantes de cebada (*Hordeum vulgare* L.) con valor agronómico y calidad en la población M8 de la variedad UNA-La Molina 96 desarrollada con irradiación gamma. Tesis para optar por el título de ingeniero agrónomo. Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM). Lima, Perú. 154 p.
- APAZA, V. ESTRADA, R. ALTAMIRANO, A. (2009) Estudio de quinua en el Perú. INIA.
- APAZA, V., CÁCERES, G., ESTRADA, R., PINEDA, R. (2013) Catálogo de variedades comerciales de quinua en el Perú. Ed. JB Grafic E. I. R. L.: Lima-Perú.
- APG III (2009) An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG III. Botanical Journal of the Linnean Society
- ARGUMEDO, K. (2013) Inducción de mutaciones en trigo (*Triticum turgidum* spp. durum) selección Arequipa empleando rayos gamma. Tesis para obtener el título de ingeniero agrónomo. Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM). Lima, Perú. 57 p.
- AZCÓN, J., TALÓN, M. (2008) Fundamentos de fisiología vegetal. McGraw Hill (2): España.
- BARRIGA, P., R. PESSOT Y R. SCAFF. (1994) Análisis de la diversidad genética en el germoplasma de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) recolectado en el sur de Chile. Agro Sur 22 (No. Esp.): 4
- BAZILE D *et al.* (2014) “Estado del arte de la quinua en el mundo en 2013”: FAO (Santiago de Chile) y CIRAD, (Montpellier, Francia). 724 pp.

- BHAT, A.; KHAN, A., PARVEEN, S. (2007) Spectrum and frequency of chlorophyll mutations induced by MMS, gamma rays and their combination in two varieties of *Vicia faba* L. Asian J. Plant Sci., 6: 558-561.
- BIOVERSITY INTERNATIONAL, FAO, PROINPA, INIA 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.
- BONIFACIO, A. (1995) Interspecific and Intergeneric Hybridization in Chenopod Species Tesis M.Sc., Provo, Utah Brigham Young University, 150 pp.
- BONIFACIO A. (2001) Recursos genéticos, etnobotánica y distribución geográfica. En: Mujica A., Jacobsen S.E., Izquierdo J. y Marathee J.P., eds. Primer taller internacional sobre quinua. 2001. Cultivos Andinos. [CD-ROM]. Santiago: FAO, UNA-Puno, CIP
- BRIGGS, R.W., CONSTANTIN, M. J. (1977) Radiation types and radiation sources In: Manual on Mutation Breeding. Second Edition. FAO/IAEA.Vienna, Tech Rep Series N° 119. 7-21 p.
- BROERTJES, C. (1972) Improvement of vegetatively propagated plants by Ionizing radiation. In Induced mutations and plant improvement (proceedings FAO/IAEA Study Group Meeting, Buenos Aires, 1970), pp 293-9. Vienna: IAEA
- BRUNNER, H., H. KEPPL. (1991) Radiation induced apple mutants of improved commercial value. IAEA, Vienna. Plant Mutation Breeding for Crop Improvement 1: 547-552p
- BRUNNER H. (1995) Radiation induced mutations for plant selection. Applied Radiation and Isotopes 46: (6/7): 589-594.
- BUKASOV, S.M. (1965) Las plantas cultivadas en México, Guatemala y Colombia. IICA. Publicación Miscelánea n° 20.261.p
- CÁRDENAS, M. (1944) Descripción preliminar de las variedades de *Chenopodium quinoa* de Bolivia. Revista de Agricultura. Universidad Mayor San Simón de Cochabamba (Bol.) Vol. 2, No. 2, pp 13-26.
- CARRILLO, A. (1992) Anatomía de la semilla de *Chenopodium berlandieri* ssp.nuttalliae (Chenopodiaceae) Huauzontle.Tesis Maestro en Ciencias. Colegio de Postgraduados,Centro de Botanica.Montecillo,Mexico.87 p.
- CHEEMA, A. A.; Atta, B.M. (2003) Radiosensitivity studies in basmati rice. Pak. J. Bot., 35(2): 197-207

- CIFTCI, C.Y., TÜRKAN, A.D., KHAWAR, K.M., ATAK, M. AND OZCAN, S. (2006) Use of gamma rays to induce mutations in four pea (*Pisum sativum* L.) cultivars. Turk. J. Biol., 30: 29-37.
- COLOMBO C., M, CORNEJO E., V., RAIMANN B., E. (2003) Errores innatos en el metabolismo del niño. Edit. Universitaria. Segunda Edición. Santiago de Chile.
- CUBERO, J I. (2003) Introducción a la mejora genética vegetal. Madrid,Ediciones Mundi-Prensa.S.A
- DE VRIES, H. (1901) Die Mutationstheorie.I. Leipzig:Veit & Co.Lepzig, Germany. (English translation, 1910. The open court,Chicago).
- DIZES, J., BONIFACIO, A. (1992) Estudio en microscopia electrónica de la morfología de los órganos de la quinoa (*Chenopodium quinoa* W.) y de la cañahua (*Chenopodium pallidicaule* A.) en relación con la resistencia a la sequía. In: D. Morales y J. Vacher (eds.). Actas del VII Congreso Internacional sobre Cultivos Andinos. La Paz, Bolivia. 4-8 de julio de 1991. pp 69-74.
- DONINI P., SONNINO A. (1998) Induced mutation in plant breeding: current status and future outlook. In Somaclonal Variation and Induced Mutation in Crop Improvement. S. Mohan Jain, D. S. Brar and B. S. Ahloowalia Editors. Kluwer Academic Publishers. 255-291 pp.
- EISENTRAUT, P. (1998) Macrobotanical Remains from Southern Peru: A comparison of Late Archaic-Early Formative Period Sites from the Puna and Suni Zones of the Western Titicaca Basin. Unpublished Ph.D. dissertation, Department of AntropoloGy, University of California, Santa Barbara.
- EL ESTADO MUNDIAL DE LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACION (2004) Colección FAO, Agricultura N° 35. Recuperado de: <http://www.fao.org/tempref/docrep/fao/006/y5160s/y5160s.pdf>
- ELLIOT, F. (1964) Citogenética y Manejo de Plantas. Cía Editorial Continental S.A. México. D.F
- EROGLU, Y., EROGLU, H.E.; ILBAS, A. I. (2007) Gamma ray reduces mitotic index in embryonic roots of *Hordeum vulgare* L. Advances in Biological Research 1 (1-2): 26-28.
- ERQUINIGO, F. (1970) Biología Floral de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) Tesis Ing.Agro. Facultad de Agronomía. Universidad Nacional Técnica del Altiplano.Puno, Perú.89 p.
- ESTRADA, R; APAZA, V; DELGADO, P. (2014) Tecnología de Producción de quinua para el mercado interno y externo, curso modular virtual del Instituto Nacional de Innovación Agraria. 250 pp.

- FAO/IAEA (2010) Mutaciones inducidas en plantas en la Era Genómica. Recuperado de: <http://www.fao.org/docrep/012/i0956e/I0956e.pdf>.
- FAO (2011) La quinua, cultivo milenario para contribuir a la seguridad alimentaria mundial. Oficina Regional para América Latina y el Caribe; elaborado por PROINPA. 58 p.
- FAVRET, E.; RYAN, G.; and MALVAREZ, E. (1969) Mutaciones inducidas que afectan el crecimiento inicial de la cebada. *Induced Mutations in Plants. (Proceeding of a Symposium Pullman), IAEA, Viena pp. 109-121.*
- FITA, A., RODRIGUEZ-BARRUEZO, A., PROHENS, J. (2008) *Genética y Mejora Vegetal*. Editorial Universidad Politécnica de Valencia. España. 190p.
- FUENTES F. F, ESPINOZA P. A., VON BAER I., JELLEN E. N., MAUGHAN P. J. (2009) Determinación de relaciones genéticas entre *Chenopodium quinoa* Willd del sur de Chile y parientes silvestres del género *Chenopodium*. En *Anales del XVII Congreso Nacional de Biología del Perú: 45*. Tacna, Perú.
- GAIBRIYAL, M.; BINI, T. AND SMITH, S. (2009) Induced Chlorophyll Mutations in Black Gram. *Asian Journal of Agricultural Sciences* 1(1): 1-3.
- GAJDOSOVA, A., LIBIAKOVA, G., HUSKA, J., (2004) Improvement of selected Amaranthus cultivars by means of mutation techniques and biotechnological approaches. In: *Genetic improvement of under-utilized and neglected crops in low income food deficit countries through irradiation and related techniques. IAEA-TECDOC-1426*. IAEA, Vienna, Austria.
- GALLARDO, M. G. (1997) *Morfología del fruto y semilla de Chenopodium quinoa Willd. (Quinua) Chenopodiácea*. Lilloa.
- GALLARDO, M.G. Y J.A. GONZÁLEZ. (1992). Efecto de algunos factores ambientales sobre la germinación de *Chenopodium quinoa* W. y sus posibilidades de cultivo en algunas zonas de la Provincia de Tucumán (Argentina). *LILLOA XXXVIII*, 55-64.
- GANAPATHY, S.; NIRMALAKUMARI, A.; SENTHIL, N.; SOUFRAMANIEN, J., RAVEENDRAN, T. (2008). Isolation of Macromutations and Mutagenic Effectiveness and Efficiency in Little Millet Varieties. *World Journal of Agricultural Sciences* Vol. 4, n°4, 483-486.
- GANDARILLAS, H. (1968) Caracteres botánicos más importantes para la clasificación de la quinua. In: *Universidad Nacional Técnica del Altiplano (ed). Anales de la Primera convención de Quenopodiáceas quinua - cañahua*. Puno, Perú. 41-49 pp.
- GANDARILLAS, H. (1977) *Genética y origen de la quinua*. Castelar, Argentina, Instituto de Fitotecnia. *Boletín Genético* no. 8. 3-14 pp.

- GANDARILLAS, H. (1979) Genética y origen. In: M. Tapia (ed). Quinua y Kañiwa, cultivos andinos. Bogotá, Colombia, CIID, Oficina Regional para América Latina.
- GARCÍA L., J.PÉREZ PONCE, P.ORELLANA, I.BERMÚDEZ. (2003) Evaluación temprana y en condiciones de campo de la resistencia a *Mycosphaerella fijiensis* Morelet de plantas del cv. Gran enano (AAA) obtenidas a través del cultivo de tejidos y la inducción de mutaciones. Biotecnología vegetal. 3( 2) :87 – 9p.
- GIUSTI, L. (1970) El género *Chenopodium* en Argentina. Número de Cromosomas. Departamento de botánica. Editor Sprenger netherland. Darwiniana 16: 98-105
- GOMEZ, L., EGUILUZ, A., JIMÉNEZ, J. AND F ALCONÍ, J., HEROS E. (2009) Barley (*Hordeum vulgare*) and kiwicha (*Amaranthus caudatus*) improvement by mutation induction in Peru. In: Shu, Q.Y. (ed.) Induced plant mutations in the genomics era. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome, pp. 330-332.
- GOMEZ P., L. (2014a) Development of improved varieties of native grains through radiation-induced mutagenesis. en: N.TOMLEKOVA; M. KOZGAR Y M. WANI (Eds.), Mutagenesis: Exploring Novel Genes and Pathways (p.117). Wageningen Academic Publishers. Wageningen, Netherlands.
- GÓMEZ P., L. (2014b) ANEXO 05: Mejoramiento Genético de Quinua en el Perú, UNALM. [Diapositivas de PowerPoint]. Recuperado de : <http://quinua.pe/wp-content/uploads/2014/01/ANEXO-05-Gomez.pdf>
- GÓMEZ P., L. R; EGUILUZ, A. L. (2011) Catálogo del banco de germoplasma de quinua (*Chenopodium quínoa* Willd). Ed. N°1, Lima, Perú.
- GOMEZ, L., AGUILAR, E. (2016) Guía de cultivo de la quinua .FAO-UNALM. Lima, Perú.
- GONZÁLEZ, L. M.; ARGENTEL, L.; ZALDIVAR, N. y RAMIREZ, R. (1997) Mejoramiento genético en arroz para la tolerancia a la salinidad a través de la radióinducción de mutantes. Instituto de investigaciones agropecuarias “Jorge Dimitro”, Granma, Cuba. Instituto de investigaciones fundamentales en agricultura tropical “Alejandro de Humboldt” Ciudad de la Habana, Cuba.
- GRIFFITHS, A. (1998) Introducción al análisis genético. Editorial Mc Graw Hill, quinta edición. Madrid, España.
- GUSTAFFSON, A. (1940) The Mutation system of the chlorophyll apparatus. Lund. Univ. Arsk. N.F.Avd.2(36)11:1-40.
- GUTIERREZ, A.M., SANTACRUZ, F.R., CABRERA, J. L.P., RODRIGUEZ, B.G. (2003) Mejoramiento Genético Vegetal in vitro. REDALYC.ISSN (versión en línea):1665-5745.

- HEROS, E.C. (1999) Mejoramiento genético de la kiwicha (*Amaranthus caudatus* L.) mediante la inducción de mutaciones. Tesis Mag. Sc. UNALM, Lima, Perú.
- INSTITUTO INTERAMERICANO DE COOPERACIÓN PARA LA AGRICULTURA [IICA] (1968) Primer Seminario Sobre la Enseñanza de Fitomejoramiento en Las Facultades de Agronomía de América Central. Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador. Bib. Orton IICA/CATIE. San Salvador, El Salvador
- INSTITUTO INTERAMERICANO DE COOPERACIÓN PARA LA AGRICULTURA [IICA] (2005) Manual de producción de quinua de calidad en el Ecuador [en línea]. Disponible en URL: <http://www.ecuarural.gov.ec/ecuagro/paginas/PRODUCTOS/MANUALES>.
- INSTITUTO INTERAMERICANO DE COOPERACIÓN PARA LA AGRICULTURA; INSTITUTO NACIONAL DE INNOVACION AGRARIA [IICA/INIA]. (2015) El Mercado y la Producción de Quinua en el Perú. Lima, Perú. 172 p.
- INSTITUTO NACIONAL DE ESTADÍSTICA E INFORMÁTICA. [INEI] (2017) Producción Nacional Diciembre 2016. Informe Técnico N° 02- febrero 2017 Recuperado de [https://www.inei.gob.pe/media/MenuRecursivo/boletines/02-informe-tecnico-n02\\_produccion-nacional-dic2016.pdf](https://www.inei.gob.pe/media/MenuRecursivo/boletines/02-informe-tecnico-n02_produccion-nacional-dic2016.pdf)
- JACOBSEN, S.E. (2003) The worldwide potential of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.). Food Rev. Int. 19(1-2):167-177.
- JENKINS, J.B. (1985) Genética. Editorial Reverte S.A. Segunda Edición. Barcelona, España
- KONZAK, C.F. (1984) Role of induced mutation. In: Vose, P.B. and Blixt, S.G. (eds.) Crop breeding: a contemporary basis. Wheaton and Co. Ltd., Exeter, UK, pp. 216-292.
- KOZJAK, P.; MEGLIC, V. (2012) Mutagenesis in Plant Breeding for disease and pest resistance. Mutagenesis. Chapter 10. Creative Commons Attribution License (<http://creativecommons.org/licenses/by/3.0/>): 195- 220 pp.
- LAGODA, P. (2012) Why radiation induced mutation? IAEA BULLETIN, 12, 53. [Consultado el 16 de abril del 2016]. Recuperado de : [http://issuu.com/iaea\\_bulletin/docs/iaeabulletin\\_food?mode=window&background Color=%23222222](http://issuu.com/iaea_bulletin/docs/iaeabulletin_food?mode=window&background%20Color=%23222222)
- LEON, J. (1964) Plantas alimenticias andinas. Lima, Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas. Boletín Técnico no. 6. 112 p.
- LONNIG, W. (2005) Mutation breeding evolution, and the law of recurrent variation. Recent Res.Devel.Genet.Breeding.,2:45-70

- LUMBRERAS, L.G.; KAULICKE, P.; SANTILLANA, J.I.; ESPINOZA, W. (2008) Economía Prehispánica (Tomo 1). In Compendio de Historia Económica del Perú. Ed. Carlos Contreras. Banco Central de Reserva del Perú. IEP. Instituto de Estudios Peruanos pp 53-77.
- MALUSZYNSKI, M.; AHLOOW ALIA, B. S. (2001) Induced mutations-A new paradigm in plant breeding. *Euphytica* 118: 167-173 p.
- MARTIN D., A. (2004) Patología Quirúrgica. Edit. ELSEVIER España. Tercera Edición. Madrid, España.
- MAUGHAN, P.J., KOLANO B.A., MALUSZYNSKA J., COLES N.D., BONIFACIO A., ROJAS J., COLEMAN C.E., STEVENS M.R., FAIRBANKS D.J., PERKINSON S.E., JELLEN E.N. (2006) Molecular and cytological characterization of ribosomal RNA genes in *Chenopodium quinoa* and *Chenopodium berlandieri*. *Genome* 49: 825-839.
- MBA, C. (2013) Induced Mutations Unleash the Potentials of Plant Genetic Resources for Food and Agriculture. 200-231pp.
- MENDOZA, H. A. (2007) Principios de Genética. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima, Perú. 318pp.
- MICKE, A. & DONINI, B. (1993) Induced Mutations In Plant Breeding Principles and Prospects. Edited by Hayward, M.D.; Bosemark, N.O. & Romagosa I. Chapman & Hall. Page 52-62.
- MINAGRI IMPULSA DUPLICAR EL CONSUMO DE GRANOS ANDINOS EN LOS PRÓXIMOS CINCO AÑOS (04 de julio, 2017) Diario Gestión. Recuperado de: <https://gestion.pe/economia/minagri-impulsa-duplicar-consumo-granos-andinos-proximos-cinco-anos-138664>
- MINISTERIO DE AGRICULTURA Y RIEGO; DIRECCION DE ESTUDIOS ECONOMICOS E INFORMACION AGRARIA (MINAGRI/ DEEIA). (2015a) “El Perú es el principal productor y exportador de quinua en el mundo”. Recuperado de <http://www.minagri.gob.pe/portal/noticias-antiores/notas-2015/12000-el-peru-es-el-principal-productor-y-exportador-de-quinua-en-el-mundo>
- MINISTERIO DE AGRICULTURA Y RIEGO; DIRECCION GENERAL DE POLITICAS AGRARIAS; DIRECCION DE ESTUDIOS ECONOMICOS E INFORMACION AGRARIA (MINAGRI/DEEIA) (2015b) Quinua Peruana: Situación actual y perspectivas en el mercado Nacional e Internacional. Estudio Técnico N°01. Primera Edición. Lima, Perú.
- MINISTERIO DE AGRICULTURA Y RIEGO; DIRECCION DE ESTUDIOS ECONOMICOS E INFORMACION AGRARIA (MINAGRI/ DEEIA). (2017) Boletín Perfil Técnico N° 02 “La Quinua: Producción y Comercio del Perú”. Lima, Perú.

- MONGE-NÁJERA, J., GOMEZ F., P., RIVAS R., M. (2002) *Biología General*. Editorial Universidad Estatal a Distancia EUNED. Primera edición. San José, Costa Rica.
- MONTOYA M. (2007) *Energía Nuclear en el Perú*, Ed. Centro de preparación para la ciencia wy Tecnología CEPRECYT. Lima Perú. 131 P.
- MUJICA, A. (1988) *Parámetros genéticos e índices de selección en quinua (Chenopodium quinoa Willd.)*. Tesis de Doctor en Ciencias. Colegio de Postgraduados, Centro de Genética. Montecillos, México. 122p.
- MUJICA, A. (2005) *Descriptores para la caracterización del cultivo de quinua (Chenopodium quinoa Willd.): En: Manual para caracterización In situ de cultivos nativos: Conceptos y Procedimientos*. Ministerio de Agricultura, INIA, Fondo Mundial del Medio Ambiente-FMAM, Cooperación Italiana y PNUD. Lima, Perú. pp.90-105.
- MUJICA, A., CANAHUA, A. (1989) *Fases fenológicas del cultivo de la quinua (Chenopodium quinoa Willd.)*, in *Curso Taller, Fenología de Cultivos Andinos y Uso de Información Agrometeorológica*, INIA. Puno, Perú, pp 23-27.
- MUJICA, A. Y S. JACOBSEN. (2006) *La Quinua (Chenopodium quinoa Willd) y sus parientes silvestres*. Botánica Económica de los Andes Centrales. La Paz, Bolivia.
- MUJICA, A.; JACOBSEN, S.E.; IZQUIERDO, J.; Y MARATHEE (2001) *Quinua (Chenopodium quinoa Willd.); Ancestral cultivo andino, alimento del presente y futuro*. FAO. Santiago de Chile, Chile.
- MURRAY, A. (2005) *Chenopodium domestication in the South –Central Andes: Confirming the presence of domesticates at Jiskairumoko (Late Archaic-Formative), Peru*. Thesis. California State University, Fullerton. UMI Number: 1428086.98 p.
- NOLASCO, O., CRUZ, W., SANTA CRUZ, C., GUTIÉRREZ, A. (2013) *Evaluación del polimorfismo de AON de seis variedades de Chenopodium quinoa Willd, utilizando AFLP (art. Original}*. Lima- Perú: *The Biologist*: 11(2), jul-dic: 277- 286.
- NORDSTROM, C. (1990) *Evidence for the Domestication of Chenopodium in the Andes*. Informe presentado a la National Science Foundation. University of California, Berkeley Paleoethnobotany Laboratory. Reports No. 19.
- NOVAK, F., BRUNNER, H. (1992) *Plant breeding: Induced mutation technology for crop improvement*. IAEA bulletin, 4: 25-33
- OLIVA V., R., VIDAL T., J.M. (2006) *Genoma humano: nuevos avances en investigación, diagnóstico y tratamiento*. Ediciones Universitat Barcelona. Barcelona, España.
- POEHLMAN, J., ALLEN, D. (2003) *Mejoramiento genético de las cosechas*. Editorial Limusa. Segunda Edición. Mexico. 511 p.

- PREDIERI, S. (2001) Mutation induction and tissue culture in improving fruits. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture*. 64: 185-210p.
- PREDIERI, S., R.H. ZIMMERMAN. (2001) Pear mutagenesis: In vitro treatment with gamma rays and field selection for productivity and fruit traits. *Euphytica* 3: 217–227p.
- RAVINDRA N. S., R. N. KULKARN, M. C. GAYATHRI AND S. RAMESH. (2004) Somaclonal variation for some morphological traits, herb yield, essential oil content and essential oil composition in an Indian cultivar of rose-scented geranium. *Plant breeding* 123: 84-86.
- REA, J. (1947) Observaciones sobre la biología floral y estudio de saponinas en *Chenopodium quinoa* Willd. La Paz, Ministerio de Agricultura, Departamento de Experimentación. Serie Técnica no. 3. 17 p.
- REKHA, K., LANGER, A. (2007) Induction and Assessment of morphobiochemical mutants in *Artemisia pallens* Bess. *Genetic Resources and Crop Evolution* 54: 437-443 pp.
- REPO DE CARRASCO, R. (2014) Resúmenes del Congreso Científico Internacional de quinua y granos Andinos. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima, Perú
- REYES, V. (2004) Evaluación de la variación genética en la generación M3 de *Triticum turgidum* ssp. durum var. Taray desarrollado mediante la aplicación de rayos gamma. Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM). Tesis para obtener el título de Ingeniero agrónomo. Lima, Perú. 91 p.
- RÖBBELEN, G. (1990) Mutation breeding for quality improvement a case study for oilseed crops. *Mutation Breeding Reviews*, No. 6. IAEA, Vienna. 1-43p.
- ROJAS, W. (2003) Multivariate analysis of genetic diversity of Bolivian quinoa germplasm. *Food Reviews International*. Vol. 19 (1-2): 9-23
- ROJAS, W., M. PINTO Y JL. SOTO. (2010) Distribución geográfica y variabilidad genética de los granos andinos. In: W. Rojas, M. Pinto, JL. Soto, M. Jagger y S. Padulosi (eds). *Granos Andinos: Avances, logros y experiencias desarrolladas en quinua, cañahua y amaranto en Bolivia*. Bioversity International, Roma, Italia. pp 11-237.
- ROMERO, M. (1982) Inducción de mutaciones en cereales. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima, Perú
- SADAVA, D., PURVES, W. H. (2009) *Vida: La Ciencia de la Biología*. Ed. Médica Panamericana. Octava Edición. Buenos Aires, Argentina.
- SANJINEZ, F. (2001) Mejoramiento Genético del cultivo de Arroz (*Oriza sativa* L.), mediante mutaciones inducidas. Universidad Nacional Agraria La Molina

- (UNALM). Escuela de Postgrado. Especialidad de Mejoramiento Genético de plantas. Tesis de Grado de Magister Scientiae. Lima, Perú. 78 p.
- SCALDAFERRO, M.A., PRINA, A.R., MOSCONE, E.A. AND KWASNIEWSKA, J. (2013). Effects of ionizing radiation on *Capsicum baccatum* var. pendulum (Solanaceae). Applied Radiation and Isotopes 79: 103-108.
  - SEDERBERG M. (2008). Physical mapping of ribosomal RNA genes in new world members of the genus *Chenopodium* using fluorescence in situ hybridization. M.S. Thesis, Brigham Young University.
  - SIGURBJORNSSON, B. (1977) Manual on mutation breeding. 2° Edit. Technical reports series, No.119. International Atomic Energy Agency (IAEA). Viena.
  - SIMMONDS, N. W. (1971) The breeding system of *Chenopodium quinoa*. I. Male sterility. Heredity 27, 73-82.
  - SLABBERT, M.M., DE RONDE, K., CAETANO, T., SPREETH, M. AND VAN DEN HEEVER, E. (2004) Development and evaluation of mutant germplasm of *Amaranthus* in genetic improvement of under-utilized and neglected crops in low income food deficit countries through irradiation and related techniques. IAEA-TECDOC-1426. Proceedings of a final research coordination meeting organized by the Joint FAO/IAEA Division of Nuclear Techniques in Food and Agriculture and held. May 19-23, 2003. Pretoria, South Africa, pp. 13-23
  - SOLARI, J.A (2007) Genética Humana: Fundamentos y Aplicaciones en Medicina. Ed. Médica Panamericana. Tercera Edición. Buenos Aires, Argentina.
  - STADLER, L. J., (1930) Some genetics effects of rasy in plants. Journal of heredity 21(1), pp 3 – 19.
  - TAPIA, G. (1976) Clasificación taxonómica de plantas vasculares. Academia Nacional de Bolivia.
  - TAPIA, M. (1990) Cultivos Andinos subexplotados y su aporte a la alimentación. Instituto Nacional de Investigación Agraria y Agroindustrial INIAA – FAO, Oficina para América Latina y El Caribe, Santiago de Chile.
  - TAPIA, M., FRIES, A. (2007) Guía de campo de los cultivos andinos. Lima: FAO y ANPE.
  - TORO, E. (1964) Estudios de variedades y especies de la quinua en el Perú. Revista de la Universidad Técnica del Altiplano. Puno, Perú. 1 (2):26-28.
  - TOWLE, M. (1961) The ethnobotany of precolombian. Chicago. USA.
  - UHLE, M (1919) La arqueología de Arica y Tocta. Sociedad Ecuatoriana de Estudios Históricos A3, Quito: 1-48.

- VAN HARTEN, A. (1998) Mutation breeding: Theory and practical applications. Cambridge, USA: Cambridge Univ.Press.
- VAVILOV, N. (1950) The Origin, Variation, Immunity and Breeding of Cultivated Plants, Chronica Botanica, Vol.13 .Mass.
- VAZ-RIBEIRO, M. *et al.* (2014) Betacyanin and antioxidant system in tolerance to salt stress in *Alternanthera philoxeroides*. AgroCiencia, 48 (02).
- VEGA-GÁLVEZ, A., MIRANDA, M., VERGARA, J., URIBE, E., PUENTE, L. & MARTÍNEZ, E. A. (2010) Nutrition facts and functional potential of quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), an ancient Andean grain: a review. Journal of the Science of Food and Agriculture, 90: 2541–2547
- VILA, D. (2007) Caracterización de líneas mutantes M3 de cebada (*Hordeum vulgare* L.) bajo condiciones de La Molina. Tesis para obtener el grado de Magister Scientiae. Lima, Perú.
- WATKIN, W. (1965) Principios de genética y mejora de las plantas. Editorial Acribia. Zaragoza, España. 527 p.
- WAUGH R., D. J. LEADER, N. MCCALLUM AND D. CALDWELL. (2006) Harvesting the potential of induced biological diversity. Trends in Plant Science 11: (2): 71-79 pp.
- WILEY J. (1990) Mutation and the environment.Part. A: Basic mechanisms.Jhon Wiley, vol.340A.

#### **PAGINAS WEB CONSULTADAS**

- FAOSTAT (2017)
- SUNAT (2017)
- ORGANISMO INTERNACIONAL DE ENERGÍA ATÓMICA (OIEA/IAEA). (<http://mvgs.iaea.org/>).

## VIII. ANEXOS

### Anexo 1. Variedades de especies vegetales cultivadas y desarrolladas por aplicaciones de mutagénesis (información condensada de FAO/OIEA Mutant Variety Database)

Tipo de cultivo	Especie	Nombre científico	Nº	Total
Cereales	Arroz	<i>Oryza Sativa</i>	443	
	Cebada	<i>Hordeum vulgare</i>	274	
	Trigo común	<i>Triticum aestivum</i>	198	
	Maíz	<i>Zea mays</i>	68	
	Trigo duro	<i>Triticum aestivum</i>	25	
	Avena	<i>Avena sativa</i>	22	
	Sorgo	<i>Sorghum bicolor</i>	13	1043
	Leguminosas	Soya	<i>Glycine max</i>	90
	Frejol	<i>Phaseolus vulgaris</i>	55	
	Maní	<i>Arachys hipogea</i>	49	
	Arveja	<i>Pisum sativum</i>	32	
	Frejol Chino	<i>Vigna radiata</i>	26	
	Garbanzo	<i>Cicer arietinum</i>	13	
	Haba	<i>Vicia faba</i>	13	
	Lupino blanco	<i>Lupinus albus</i>	13	291
Ornamentales	Crisantemo	<i>Chrysanthemum sp.</i>	231	
	Rosa	<i>Rosa sp.</i>	61	
	Dalia	<i>Dahlia sp.</i>	36	
	Clavel	<i>Dianthus cariophyllus</i>	18	346
Industriales	Algodón	<i>Gossypium sp.</i>	25	
	Tabaco	<i>Nicotiana tabacum</i>	13	
	Caña de azúcar	<i>Saccharum officinarum</i>	8	46
<b>TOTAL</b>				<b>1726</b>

FUENTE: Mendoza, 2007

**Anexo 2. Lista de caracteres descritos por Bioversity International-FAO:  
“Descriptor para *Chenopodium quinoa* Willd. y parientes silvestres”**

**HOJA**

- **Forma de la hoja**

- 1 Romboidal
- 2 Triangular

- **Margen de la hoja**

- 1 Entero
- 2 Dentado
- 3 Aserrado

- **Número de Dientes en la Hoja**

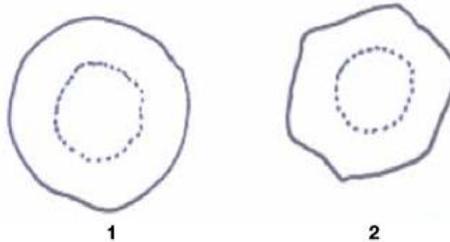
Número total de dientes por hoja, media de al menos 10 hojas basales (una hoja por planta)

**TALLO**

- **Forma del tallo principal**

Vista transversal. Observado en el tercio inferior de la planta en la madurez fisiológica.

- 1 Cilíndrico
- 2 Anguloso



- **Color del tallo principal**

Registro del color predominante en el tallo principal en la madurez fisiológica.

- 1 Blanco
- 2 Púrpura
- 3 Rojo
- 4 Rosado
- 5 Amarillo
- 6 Anaranjado
- 7 Marrón
- 8 Gris
- 9 Negro
- 10 Verde
- 99 Otro

- **Presencia de axilas pigmentadas**

Observado en la intersección entre el tallo principal y las ramas primarias, en la floración de la planta.

- 0 Ausentes
- 1 Presentes
- 2 No determinadas (por ej. aquellas plantas de tallo y ramas de color rojo, donde no se puede apreciar la presencia de axilas pigmentadas)

- **Presencia de estrías**

Observado en el tallo principal de la planta en floración.

- 0 Ausentes
- 1 Presentes

- **Color de estrías**

Observado en la parte media del tercio medio de la planta en plena floración.

- 1 Verdes
- 2 Amarillas

- 3 Rojas
- 4 Púrpura
- 99 Otro

## **RAMIFICACION**

- **Presencia de ramificación**

0 Ausente

1 Presente

- **Número de ramas primarias**

Número de ramas desde la base hasta el segundo tercio de la planta, en la madurez fisiológica

## **INFLORESCENCIA**

- **Color de la panoja en la madurez fisiológica**

1 Blanco

2 Púrpura

3 Rojo

4 Rosado

5 Amarillo

6 Anaranjado

7 Marrón

8 Gris

9 Negro

10 Rojo y blanco

11 Rojo y rosado

12 Rojo y amarillo

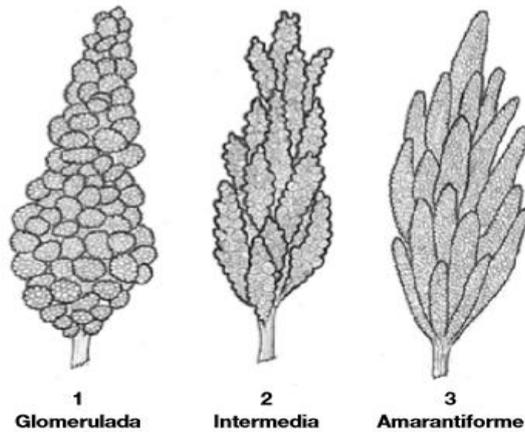
13 Verde

14 Rojo y verde

99 Otros

- **Forma de la panoja**

- 1 Glomerulada (glomérulos están insertos en los ejes glomerulares y presentan una forma globosa)
- 2 Intermedia (apariencia de ambas formas)
- 3 Amarantiforme (glomérulos están insertados directamente en el eje secundario y presentan una forma alargada)



- **Longitud de la panoja (cm)**

Registrar en la madurez fisiológica, medir desde la base hasta el ápice de la panoja principal. Media de al menos 10 plantas.

- **Diámetro de la panoja (cm)**

Registrar en la madurez fisiológica, registrar el diámetro máximo de la panoja principal. Media de al menos 10 plantas.

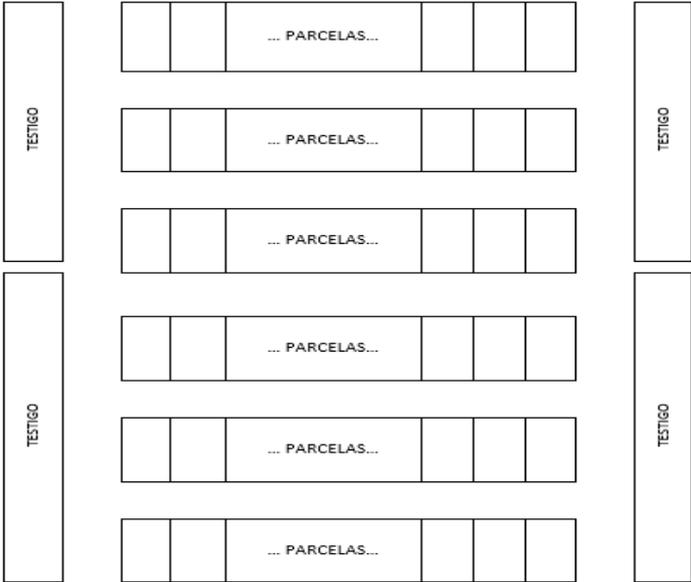
- **Densidad de la panoja**

- 1 Laxa
- 2 Intermedia
- 3 Compacta

FUENTE: Bioversity International- FAO, 2013

# Anexo 3. Distribución de poblaciones M<sub>3</sub> de quinua desarrollada a 150 y 250 Gy de radiación gamma, en casa de mallas y en campo

## EN CAMPO



## CASA DE MALLAS



## Anexo 4. Escala de Gustafsson para mutaciones clorofilicas

Escala propuesta por Gustafsson (1940), al realizar observaciones en cebada distinguiendo 9 clases de mutaciones de clorofila:

1. **ALBINA:** No se forma clorofila ni carotenos
2. **XANTHA:** Prevalencia de carotenos o ausencia de clorofila.
3. **ALBOVIRIDIS:** Diferentes colores en la base y punta de la hoja.
  - a) **Alboxantha :** Base amarilla punta blanca. Muy común.
  - b) **Xanthalba:** Base blanca o ligeramente coloreada. Punta amarilla o amarillo verdoso. Puede alcanzar madurez.
  - c) **Alboviridis:** Base verde, punta blanca.
4. **VIRIDIS:** Grupo heterogéneo, característico amarillo verdoso o verde claro.
  - a) **Virescens:** Verde claro uniforme que gradualmente cambia a verde oscuro. Viable
  - b) **Chlorina:** Generalmente color amarillo verdoso que puede permanecer durante el ciclo de la planta y oscurecerse. Viable.
  - c) **Lutescens:** Los pigmentos verdes originales se destruyen, las hojas se marchitan y se tornan amarillas. Letal.
  - d) **Albescens:** Como lutescens, pero más pronunciado. Los colores originales cambian a blanco o blanco amarillo. Letal.
5. **TIGRINA:** Destrucción transversal de los pigmentos. Líneas transversales son generalmente marrones o amarillas, delgadas y comprimidas. Muy características en cebada.
6. **STRIATA:** Líneas longitudinales de color blanco o amarillo.
7. **MACULATA:** Destrucción de clorofila y/o caroteno en forma de manchas distribuidas sobre las hojas.
8. **MUTACIONES INDEFINIDAS**
9. **MUTACIONES EN EL PLASMA**