



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE JUJUY
FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS**

**“Poblaciones locales de Quinua
(Chenopodium quinua Willd):
Evaluación de calidad de semilla y
susceptibilidad de las plántulas a
Peronospora farinosa f. sp.
chonopodii (Fr) Fr., Agente causal
del Mildiu de la Quinua”**

**Autor: Paola Cecilia Saiquita
L.U.: A04114**

**Director: Ing. Agr. Susana Edit Álvarez
Prof. Adj. Fitopatología**

2020

Índice

| | |
|------------------------------------|-----------|
| Resumen..... | 3 |
| Introducción..... | 3 |
| Objetivos..... | 5 |
| Objetivo General..... | 5 |
| Objetivos Específicos..... | 5 |
| Materiales y Métodos..... | 5 |
| Resultados y Discusión..... | 10 |
| Conclusiones..... | 18 |
| Agradecimientos..... | 19 |
| Bibliografía..... | 20 |

Resumen

La actual promoción en la provincia de Jujuy, de cultivos andinos en general y del cultivo de quinua en particular, conlleva la necesidad de avanzar en investigaciones que permitan caracterizar, entre otras cosas, la calidad de las poblaciones locales de semillas. Los objetivos del presente trabajo fueron: Evaluar calidad de las semillas de quinua, fitopatógenos asociados a las semillas y valorar en estado de plántula la susceptibilidad frente a *Peronospora farinosa f. sp. chenopodii* Fr., agente causal del “Mildiu de la quinua”, considerada la enfermedad parasitaria más importante del cultivo. Se respetaron disposiciones sugeridas por el ISTA para el análisis de calidad de semillas mediante el método del papel secante: poder germinativo, pureza, y patología de semillas. La respuesta frente a *P. farinosa* se realizó mediante investigaciones experimentales *in vitro* e *in vivo* respectivamente. Para lo cual se ajustaron protocolos de producción de inóculo de *P. farinosa* y técnicas de patogenicidad en hojas desprendidas y en plántulas de quinua. Los resultados del presente trabajo nos permiten inferir que se cuenta con semillas de buena calidad, con altos valores de PG que se mantienen de un año a otro sin variaciones significativa. Sin embargo, se encontró diferencias en cuanto a características como tamaño y color del grano. En cuanto a la susceptibilidad frente a la inoculación de *P. farinosa*, también se observó una respuesta diferencial entre las seis poblaciones analizadas, contando con poblaciones tolerante como Amma a muy susceptible como el genotipo 420.

Introducción

La quinua (*Chenopodium quinoa* Willd) de la familia Chenopodiaceae, se considera uno de los alimentos más completos para la nutrición humana por la calidad de sus granos en proteínas, vitaminas, minerales y equilibrio de ácidos grasos (Omega 3, 6 y 9). Se le atribuyen, a su vez, propiedades cicatrizantes, desinflamantes, analgésicas y desinfectantes (Mujica & Jacobsen, 2006).

En el año 2011, la FAO declara a la quinua como cultivo estratégico para la seguridad y soberanía alimentaria global (Rivas, 2013). A nivel mundial la quinua se cultiva en Bolivia un 46% del total, Perú 42%, EUA 6%, Ecuador 3% y en algunas zonas de Colombia, Chile y Argentina (0,5%) (León & Rosell, 2007).

En épocas prehispánicas, el noroeste argentino fue una zona tradicional de cultivo de quinua. En la provincia de Jujuy su cultivo se localiza en Valles inter montanos de la Puna; y en los últimos cuatro años, su cultivo se extendió a los valles de la región quebradeña, inducido por programas de promoción nacionales y provinciales.

Sin embargo, el desarrollo del cultivo de quinua como alternativa productiva para la región del Noroeste argentino enfrenta un conjunto de problemas, entre ellos, el desconocimiento de la calidad de la semilla, siendo frecuente el uso de semilla propia, el intercambio de materiales entre los productores e inclusive la

importación informal por su cercanía territorial del vecino país de Bolivia. Cabe señalar que Argentina no tiene variedades propias de quinua, si bien, posee una colección de 90 accesiones de quinuas nativas en la Red de Bancos de Germoplasma de INTA, que se encuentran en proceso de caracterización (Bertero y otros, 2005).

Este contexto dio lugar a un proyecto del INTA financiado por la Unidad para el Cambio Rural –UCAR- del Ministerio de Agricultura de la Nación -MINAGRI-, que entre sus objetivos contemplaba generar y fortalecer capacidades locales en pequeños productores y técnicos para el manejo del cultivo de quinua orientado a la producción de semilla, con un enfoque agroecológico, priorizando la obtención de semillas locales adaptadas a las necesidades y condicionamientos de las comunidades andinas de la región (Golsberg, 2014).

Por otro lado, la planta de quinua, como cualquier especie vegetal, se haya afectada por factores bióticos y abióticos que condicionan su rendimiento y calidad. Sin embargo, en todas las zonas andinas, se reconoce al Mildiu como la principal enfermedad parasitaria de la quinua, debido a su difícil control, prevalencia, incidencia y grado de severidad, lo que lleva a importantes pérdidas. El agente causal es *Peronospora farinosa f. sp. chenopodii*; los niveles de incidencia y severidad, dependen en parte de la variedad, registrándose pérdidas de hasta el 58% en variedades parcialmente resistentes y del 100% en ecotipos susceptibles (Bonifacio y otros, 2013).

Aunque esta enfermedad es muy conocida y ha sido estudiada por muchos años, existen muchos aspectos de la enfermedad y de la interacción hospedante-patógeno que todavía no son conocidos y requieren ser investigados. El mildiu de la quinua es un Oomicete, que pertenece a la familia Peronosporaceae, cuyos miembros son parásitos obligados (biotróficos) y altamente especializados.

Cuando un esporangio cae sobre una hoja de quinua, germina directamente produciendo un tubo germinativo, siempre que haya humedad relativa alta en el aire (>80%). El tubo germinativo forma en su extremo un apresorio provisto de una hifa infectiva que perfora la epidermis y después de un periodo de latencia comienza a crecer formando micelio que se desplaza por los espacios intercelulares del mesófilo. Cinco a seis días después de la penetración, durante los cuales el patógeno se ha desarrollado vegetativamente dentro del hospedante, se inicia la producción de esporangióforos que se proyectan hacia la superficie inferior de la hoja a través de los estomas.

Los primeros síntomas de la enfermedad consisten en una ligera clorosis, y finalmente, la parte afectada se necrosifica. Durante la época de cultivo se pueden producir varias generaciones durante las cuales el patógeno se reproduce asexualmente (esporangios) y produce infecciones sucesivas (policíclicos). Por otro lado, el parásito forma estructuras sexuales que aseguran su perpetuidad, las llamadas oosporas, y son las que tienen la capacidad de mantenerse vivas por mucho tiempo dentro del tejido de la cubierta de la semilla, en la hojarasca que queda después de la cosecha o simplemente libres en el suelo. Las oosporas sirven como fuente primaria de

inóculo en la siguiente campaña agrícola y son las que inician un nuevo ciclo de la enfermedad. Su detección forma parte de estudios sobre la importancia de las oosporas, en el inicio y desarrollo de la enfermedad. Danielsen & Ames, (2000), realizaron ensayos en cámara de crecimiento, observando infección primaria como esporulación abundante en toda la superficie de las hojas cotiledonales, en casos de transmisión por semilla.

El conocimiento de la calidad de las poblaciones más difundidas en la zona de Puna y Quebrada jujeña, de la transmisibilidad de *Peronospora* y la caracterización en etapa de plántula frente al mildiu, representa el primer paso para trabajos de caracterización integral de las poblaciones locales en relación a la susceptibilidad a *P. farinosa*.

Surgen así las preguntas del presente trabajo:

¿Cuál es la calidad de las semillas quinua más promovidas en la zona de Quebrada y Puna jujeña?

¿Cuál es la respuesta de seis poblaciones de quinua frente a inóculo de Mildiu?

Objetivos

Objetivo General

El objetivo de presente trabajo es evaluar la calidad de semillas de quinua aportada por INTA Abra Pampa más difundidas en las diferentes zonas cultivadas de Jujuy.

Objetivo específicos

1. Evaluar la calidad de las semillas de quinua, aportadas por el INTA: Al no existir especificaciones para evaluar semillas de *Chenopodium quinoa* Willd en las Reglas ISTA; se toman en cuenta recomendaciones para especies similares como *Amaranthus spp.* y antecedentes aportados por especialistas que trabajan con quinua en la región andina.
2. Evaluar asociaciones *Peronospora*-quinua y otras asociaciones fúngicas en semillas de quinua.
3. Caracterizar a nivel de plántulas la interacción de cada población de quinua frente a *Peronospora*:

- a) Realizar pruebas de virulencia de Peronospora en cámara de crecimiento en hojas desprendidas de quinua
- b) Realizar pruebas de virulencia de Peronospora sobre plántulas de quinua en cámara de crecimiento.

Materiales y Métodos

Se trabajó con semillas de seis poblaciones/genotipos que fueron aportadas por el Ing. Agr. Darío Castro, técnico del INTA Abra Pampa: Amma, 420, Sac, 252, 182 y 435.

Los análisis y evaluaciones se realizaron en el Laboratorio de Innovación y Validación de Tecnologías Agroecológicas (LIVTA) emplazado en el campo experimental de la Facultad de Ciencias Agrarias – UNJu.

A continuación, detalles de los procedimientos seguidos, en función de los objetivos específicos planteados:

Análisis de la calidad de semillas

a) Pureza

La muestra representativa del lote de semilla enviada al laboratorio para ser sometida al análisis fue denominada “muestra remitida o de laboratorio”. Esta muestra se homogeneizó, y después se la redujo al peso mínimo para constituir la “muestra de trabajo”. En este caso se utilizó una muestra de trabajo de 10g para cada población a evaluar, se clasificó en sus componentes: semilla pura, semillas de otros cultivos y materia inerte. Después de la separación de los tres componentes, se procedió al pesaje de la materia inerte y las semillas de otros cultivos (figura 1), registrándose los resultados en la tarjeta de trabajo en laboratorio.

El porcentaje en peso de cada constituyente se calculó con una cifra decimal. Los porcentajes se basan en la suma de los pesos de los componentes, no en el peso inicial de la muestra de trabajo; no obstante, la suma de los pesos de los componentes debe compararse con el peso inicial como comprobación de una posible pérdida de material o cualquier otro error. Para el cálculo de los porcentajes se utilizó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de semillas puras: } x = \frac{P_p \cdot 100}{P_t}$$

Dónde:

P_p = es el peso de las semillas puras

P_t = es el peso total de la muestra

Además de la determinación de la pureza, se realizó el conteo de semillas por gramo, se determinó el peso de 100 semillas y se caracterizó el color de la semilla de cada población.

Poder germinativo

Método sustrato papel; Se utilizaron bandejas plásticas desinfectadas, en las que se colocó 5 capas de papel de filtro y se humedeció homogéneamente. Fueron sembradas, de manera ordenada, 200 semillas de cada población (figura 1) y se llevaron las bandejas a una cámara de germinación con una temperatura de 25° C.

El primer conteo/evaluación de semillas se realizó a las 24 hs y el segundo a los 4 días de la siembra, determinando plántulas normales, plántulas anormales, semillas frescas, semillas duras y semillas muertas. El número de plántulas normales determina el poder germinativo de cada muestra. A continuación en la figura 1 se muestran algunos pasos realizados:



Figura 1: 1) Pesada de las muestras. 2) Separación de semillas. 3) Siembra de las semillas en papel de filtro.

b) Asociaciones fúngicas en general y de *Peronospora* en particular, en semillas de quinua.

Se realizó un análisis posterior a la incubación de la muestra, utilizando la técnica de Papel de filtro, siguiendo recomendaciones de las Reglas ISTA. Antes de la siembra, se desinfectan las semillas con una proporción 1:2 de hipoclorito y agua, durante un minuto, se enjuagan y siembran 100 semillas por muestra, sobre papel de filtro, humedecido. Se incuba la muestra a 26° C, durante 7 días, para la detección de asociaciones con hongos y/o bacterias.

Detección de oosporas de Peronóspora en semillas de quinua: (Danielsen & Ames, 2000)

Detección indirecta: Se siembran 100 semillas de cada muestra en bandejas conteniendo suelo estéril y fue cubierta con bolsas de plástico para mantener la humedad. Se observan diariamente las plantas después de la germinación para detectar presencia de esporangios en las hojas cotiledonales; se registra y elimina las plántulas que presentan esporulación. El periodo de observación dura tres semanas; determinando el porcentaje de plántulas infectadas.

Pruebas de virulencia de Peronospora en cámara de crecimiento

Obtención de inóculo para las pruebas de virulencia

La producción y mantenimiento del inóculo es una práctica rutinaria en todo laboratorio y permite tener inóculo disponible para las pruebas que sean necesarias.

Se colectaron del campo hojas preferiblemente con una sola lesión y esporulación reciente, y se colocan en placas petri con papel filtro húmedo o con agar agua.

Si no fuera posible encontrar hojas con una sola lesión, se corta la parte de la hoja que contiene una sola lesión.

Si la lesión presenta esporulación abundante se inicia la propagación de inóculo inmediatamente, en caso contrario se incuba en cámara húmeda por un día o por el tiempo que sea necesario, hasta 7 días

- Se cosechan esporangios frescos (7-10 días) colocando las hojas con esporulación fresca dentro de un vaso o de un tubo que contenga agua destilada. Los esporangios deben cosecharse dentro de los 10 días siguientes a la inoculación, debido a que el tejido de la hoja comienza a descomponerse después de este tiempo.
- Se agita la mezcla suavemente y se la pasa por 4 capas de gasa. Se centrifuga a 3000 xg por 5 – 10 minutos.
- Se descarta cuidadosamente el sobrenadante (dejar 1 – 2 ml en el tubo ya que el sedimento no siempre es visible).
- Se lava los esporangios con agua dos veces más en el tubo y se vuelve a centrifugar con el objeto de eliminar sustancias inhibitoras de la germinación (opcional).
- Se inoculan plántulas de quinua u hojas sueltas (4 – 6 semanas de edad). La suspensión de esporangios no debe conservarse por más de unas pocas horas.

a) En hojas separadas

Según el protocolo para esta prueba de virulencia se usaron 10 hojas sueltas sanas de las siguientes poblaciones: Amma, 420, Sac, 252 y 182, las cuales se obtuvieron de una parcela sembrada especialmente para obtención de hojas para el análisis. Se las colocaron en cajas de Petri con agar agua y se las inoculó con una solución de esporangios a una concentración de 1×10^5 esporangios/ml. según el protocolo descrito por Danielsen & Ames (2000); las placas se mantienen en oscuridad las primeras 20 horas después de la inoculación; luego en cámara de crecimiento a 20°C con 12 h de fotoperíodo durante 10 días. Se determinó la severidad de la enfermedad usando el índice de esporulación de 0 a 5 y promediando para cada unidad experimental.

Índice de esporulación de *P. farinosa* en quinua en la prueba de hoja separada

0 = ausencia de esporulación

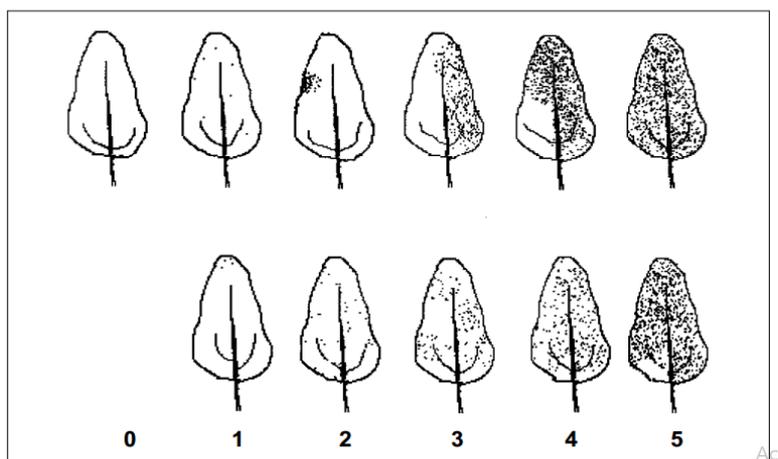
1 = uno a pocos esporangióforos simples, esporulación escasamente visible

2 = unos pocos esporangióforos agrupados o diseminados. Esporulación visible

3 = esporulación difusa en toda la hoja o esporulación densa en menos del 50% de la hoja

4 = esporulación moderada en toda la hoja o esporulación densa en más del 50%, pero menos del 90% de la hoja

5 = esporulación densa en más del 90% de la hoja



0 – 2 = Resistente; 3 – 5 = Susceptible. Se calcula el promedio de cada unidad experimental

b) En plántulas

Se sembraron nueve macetas de cada población (dos plantas por maceta=total 18). A diferencia del protocolo descrito por Danielsen & Ames (2000), la evaluación se realizó bajo la presión de inóculo natural, en virtud que la presión de inóculo natural es abundante por lo que no requiere inoculación. Se tomaron dos datos uno el de severidad en las dos primeras hojas permanentes de cada plántula usando el índice de síntomas de 1 a 5. Se calculó el promedio para cada unidad de prueba y otro según nivel de esporulación (según la escala usada para el análisis con hojas sueltas).

Interpretación de los resultados: un aislamiento se define como virulento a un cultivar/genotipo de quinua cuando alcanza un grado > 2 después del período de incubación. Un aislamiento se define como no virulento si tiene un grado < 2 después del período de incubación. Los grados de virulencia están entre estos límites; igualmente, un cultivar/genotipo de quinua se define como susceptible a un aislamiento si el grado es > 2 después del período de incubación. Un genotipo se define como resistente si alcanza un grado < 2 después del período de incubación.

Índice de síntomas del mildiu de la quinua en prueba de plántulas (Ochoa et al., 1999):

0 = ausencia de síntomas evidentes, ausencia de necrosis
1 = lesiones pequeñas clorótico-necróticas (2-5 mm) con micelio truncado en el mesófilo de la hoja.
2 = lesiones cloróticas pequeñas (4-8 mm) con poca esporulación.
3 = lesiones esporulantes, cloróticas definidas de tamaño mediano.
Esporulación principalmente en la superficie inferior de la hoja
4 = lesiones cloróticas grandes no claramente definidas pero con esporulación.
Esporulación principalmente en la superficie inferior de la hoja.
5 = clorosis suave con abundante esporulación en ambas superficies de la hoja.

0 – 2 = Resistente; 3 – 5 = Susceptible

- Se calcula el promedio de cada unidad experimental

Resultados y Discusión

Análisis de la calidad de semillas

a) Análisis de Calidad Física

Cada muestra facilitada por el banco de semillas del INTA Abra Pampa representa un genotipo de quinua. Los genotipos evaluados se resumen en el cuadro 1.

Cuadro 1: Análisis físico de las semillas; pureza, peso de 100 semillas, cantidad de semillas/g, color.

| MUESTRAS | PUREZA % | PESO DE 100 SEMILLAS (g) | Cantidad de semillas/g | Color |
|----------|-------------|-----------------------------------|------------------------------|------------|
| 435 | 96 | 0,389 | 257 | Amarilla |
| 182 | 94 | 0,443 | 225 | Blanca |
| 420 | 94 | 0,317 | 315 | Blanca |
| 252 | 98 | 0,425 | 235 | Blanca |
| AMMA | 98 | 0,243 | 411 | Amarilla |
| SAC | 98 | 0,292 | 342 | Multicolor |

En general, se dispone de una semilla muy pura, con poco material inerte. En cuanto al tamaño hubo diferencias más marcadas, encontrándose a las muestras Amma y Sac como las semillas más pequeñas, según puede apreciarse en la cantidad de semillas/g. y/o el peso de 100 semillas.

Por otro lado hay que destacar la diversidad de color encontrada, habiendo una gran variedad, desde blancas hasta multicolores.

b) Poder germinativo

Se determinó el valor de poder germinativo inicial y comparó con los datos obtenidos al año de almacenada la semilla (Cuadro 2).

Cuadro 2: Porcentaje de poder germinativo de cada muestra, valor inicial y valor después de un año de almacenamiento.

| MUESTRA | % PODER GERMINATIVO | | |
|---------|---------------------|------|-----------|
| | 2017 | 2018 | Variación |
| 435 | 94 | 86 | -8% |
| 182 | 92 | 90 | -2% |
| 420 | 83 | 80 | -4% |
| 252 | 68 | 60 | -12% |
| AMMA | 99 | 95 | -4% |
| SAC | 94 | 92 | -2% |

Hay que destacar que las semillas se mantuvieron almacenadas en bolsas de papel y con una temperatura de 5°C. Si bien hubo variaciones en cuanto al poder germinativo de un año al otro, como se observa en el cuadro 2, en general, resultan muy parecidas.

c) Asociaciones de las semillas con hongos y bacterias

En el cuadro 3 se muestra la cantidad de plántulas o semillas con hongos y bacterias por cada 100 semillas sembradas. Cabe mencionar que algunas plántulas presentaron simultáneamente signos de hongos y bacterias, y se registró en forma independiente asociaciones de cada tipo.

Cuadro 3: Resultados de la determinación de la asociación fúngica y/o bacteriana. Mediante el método del papel de filtro.

| POBLACIÓN | ANÁLISIS EN SEMILLAS | |
|-----------|---------------------------|------------------------------|
| | Asociación con hongos (%) | Asociación con bacterias (%) |
| 435 | 0 | 5 |
| 182 | 1 | 11 |
| 420 | 0 | 10 |
| 252 | 3 | 9 |
| AMMA | 6 | 5 |
| SAC | 1 | 1 |

Los géneros de hongos más frecuentes fueron: *Cladosporium*, *Alternaria*, *Epicocum*, *Trichoderma*, *Rizopus*, y en un solo caso la presencia de *Fusarium*. En general, salvo éste último, no representan asociaciones fúngicas que pudieran representar limitaciones fitosanitarias a campo, se deberán realizar observaciones futuras a campo. Las zoogreas encontradas se caracterizaban por sus tonalidades rojizas, otras azuladas y la mayoría traslúcidas, y no se registran antecedentes importantes de éste grupo de parásitos en la emergencia de plántulas de quinua. En las figuras 2 y 3 se observan algunos de los agentes fitopatológicos encontrados en la evaluación de plántulas.

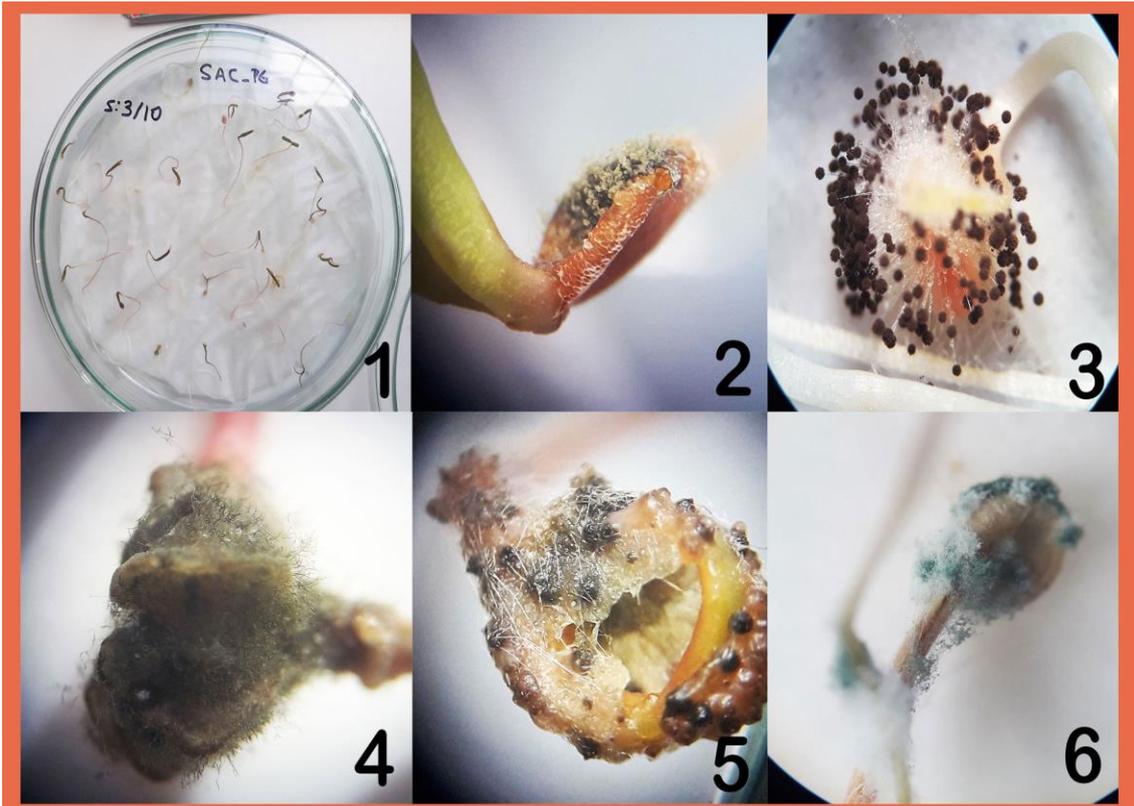


Figura 2: Hongos identificados en el análisis; 1) Plántulas a evaluar. 2) *Cladosporium* sp. 3) *Rhizopus* sp. 4) *Alternaria* sp. 5) *Epicocum* sp. 6) *Trichoderma* sp.



Figura 3: Zooglyphas bacterianas sobre semillas; colonias azuladas, rojizas y translúcidas respectivamente.

Hay que mencionar que en ninguno de los casos se encontró micelio y/o esporangios de *Peronospora farinosa* mediante el método de papel secante

Detección de oosporas de Mildiu en semillas de quinua

Se observó el envés de los cotiledones de las plántulas durante un periodo de 3 semanas y en ningún caso se detectó síntomas o signos de Mildiu en ninguna de las poblaciones evaluadas.



Figura 4: Plántulas para detección indirecta de oosporas de *Peronospora* en los cotiledones.

Al igual que el análisis anterior, se puede concluir que las muestras de quinua analizadas no presentaron asociaciones con *Peronospora*.

Prueba de virulencia en cámara de cría

a) Usando hojas sueltas

En el Cuadro 4 se resumen los resultados obtenidos luego de la inoculación de *Peronospora* sobre las hojas de las diferentes poblaciones evaluadas, al cabo de 10 días se registraron los datos arrojados por las muestras sembradas.

Cuadro 4: Análisis de esporulación en hojas sueltas según escala de 1 a 5 y determinación del valor promedio para cada población.

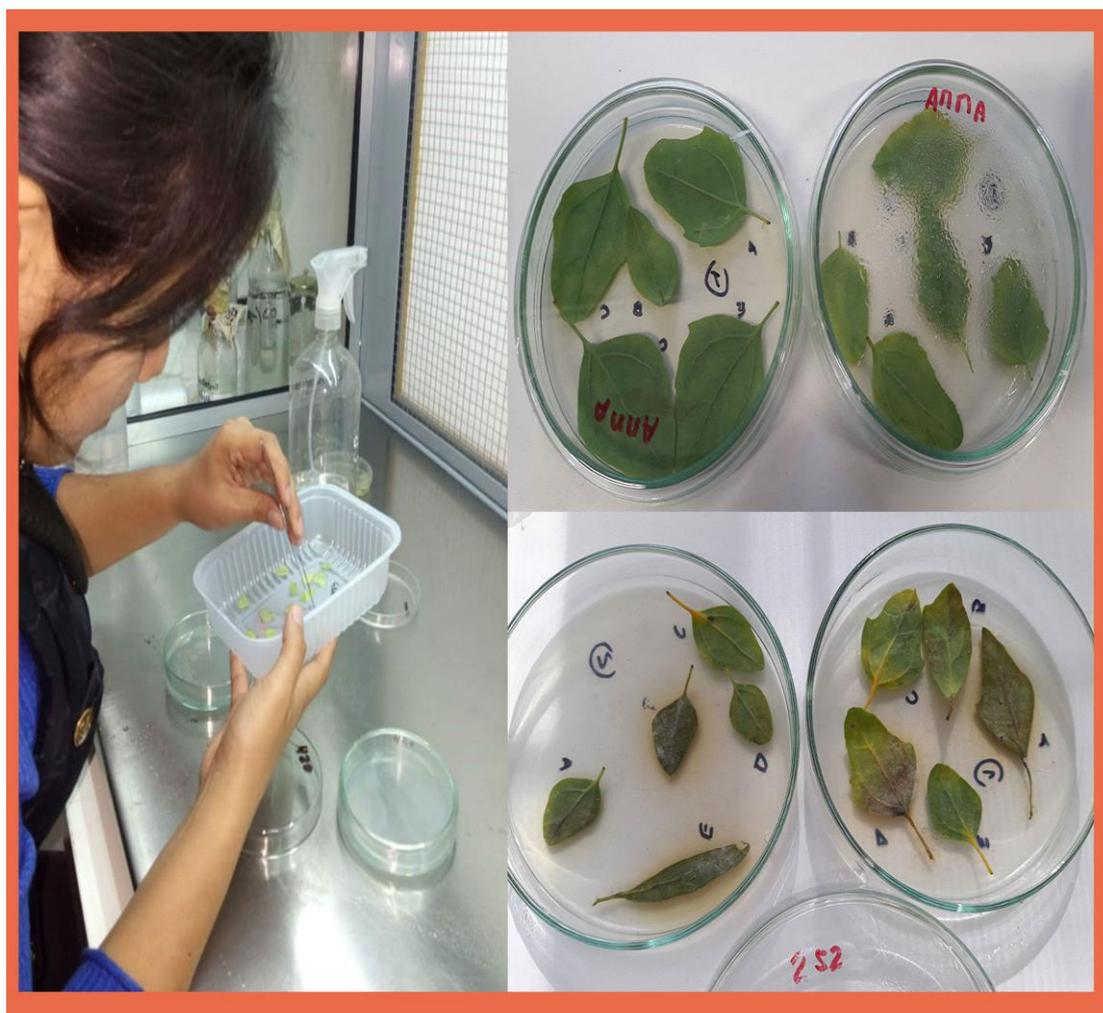
| MUESTRA | NÚMERO DE HOJA | | | | | | | | | | PROMEDIO | CONDICIÓN |
|---------|----------------|---|---|---|---|---|---|---|---|----|----------|-------------|
| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | | |
| 182 | 2 | 2 | 3 | 4 | 3 | 2 | 2 | 3 | 3 | 3 | 2,7 | Resistente |
| 252 | 2 | 1 | 1 | 3 | 1 | 2 | 2 | 1 | 1 | 2 | 1,6 | Resistente |
| SAC | 5 | 4 | 3 | 3 | 3 | 2 | 4 | 4 | 3 | 3 | 3,4 | Susceptible |
| 420 | 4 | 4 | 4 | 3 | 3 | 2 | 3 | 4 | 4 | 4 | 3,5 | Susceptible |
| AMMA | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 2 | 1 | 1 | 1 | 0,6 | Resistente |



Figura 5: Obtención de inóculo. 1) Planta de quinua enferma. 2) Hojas con esporulación de Mildiu. 3) Vista microscópica de micelio y oosporas de *Peronospora farinosa*.

En un primer análisis de susceptibilidad de las muestras de quinua evaluadas respecto al mildiu, se puede observar una marcada diferencia entre las poblaciones, distinguiéndose Amma como la población más resistente, y Sac y 420 como las más susceptibles.

Cuadro 4: Análisis de esporulación en hojas sueltas según escala de 1 a 5 y



determinación del valor promedio para cada población.

Figura 6: Hojas sueltas de quinua en cajas de Petri con agar agua inoculadas con *Peronospora*.

b) Prueba de virulencia usando plántulas

A diferencia de los antecedentes, en nuestra evaluación no se encuentra una correlación positiva entre ambas variables, esporulación y síntomas (cuadro 4).

Cuadro 4: Evaluación de esporulación y síntomas de Mildiu sobre plántulas de quinua. Condición frente al Mildiu.

| MUESTRA | NÚMERO DE PLANTULA | | | | | | | | | | | | | | | | | | MEDIA | CONDICIÓN |
|---------|--------------------|---|---|---|---|---|---|---|---|----|----|----|----|----|----|----|----|----|-------------|-----------------|
| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 | 15 | 16 | 17 | 18 | | |
| 182 | 4 | 5 | 4 | 3 | 4 | 4 | 4 | 5 | 3 | 3 | 0 | 1 | 4 | 2 | 2 | 1 | 3 | 3 | 3,06 | MODERADA |
| | 1 | 2 | 2 | 1 | 1 | 1 | 3 | 3 | 1 | 2 | 0 | 1 | 3 | 0 | 0 | 1 | 3 | 3 | 1,56 | |
| 252 | 3 | 3 | 4 | 4 | 2 | 5 | 2 | 3 | 4 | 2 | 3 | 2 | 4 | 3 | 0 | 3 | 0 | 3 | 2,78 | MODERADA |
| | 1 | 2 | 2 | 1 | 1 | 3 | 1 | 2 | 2 | 1 | 3 | 0 | 1 | 2 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1,39 | |
| SAC | 3 | 4 | 4 | 3 | 3 | 4 | 4 | 4 | 4 | 3 | 4 | 4 | 5 | 4 | 3 | 4 | 3 | 3 | 3,67 | SUSCEPTIBLE |
| | 4 | 4 | 4 | 4 | 4 | 4 | 3 | 4 | 4 | 3 | 3 | 4 | 5 | 4 | 4 | 4 | 3 | 2 | 3,72 | |
| 420 | 4 | 5 | 5 | 5 | 5 | 5 | 5 | 5 | 5 | 4 | 5 | 5 | 5 | 5 | 5 | 5 | 5 | 5 | 4,89 | MUY SUSCEPTIBLE |
| | 3 | 3 | 4 | 5 | 4 | 5 | 4 | 5 | 4 | 4 | 5 | 5 | 5 | 5 | 5 | 4 | 5 | 5 | 4,44 | |
| 435 | 5 | 4 | 5 | 5 | 5 | 5 | 5 | 5 | 4 | 5 | 0 | 5 | 5 | 3 | 4 | 5 | 4 | 4 | 4,33 | MUY SUSCEPTIBLE |
| | 4 | 3 | 3 | 5 | 5 | 5 | 4 | 5 | 5 | 5 | 1 | 5 | 5 | 5 | 4 | 5 | 4 | 5 | 4,33 | |
| AMMA | 0 | 1 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 | 0 | 0 | 0,17 | RESISTENTE |
| | 2 | 4 | 4 | 0 | 0 | 1 | 2 | 2 | 2 | 1 | 1 | 1 | 1 | 0 | 1 | 1 | 1 | 1 | 1,39 | |

Síntomas

Signos

En el cuadro 4 vemos que también se hallan diferencias entre las poblaciones de quinua, una vez más resaltando el genotipo AMMA como la más resistente y por otro lado la 420 y 435 como muy susceptibles.



Figura 7: 1) Acondicionamiento de las macetas. 2) Plántulas aisladas para inocular *Peronospora*. 3 y 4) Plántulas en evaluación de las poblaciones AMMA y 420 respectivamente.

Conclusiones

Las muestras evaluadas mostraron diferencias físicas, de color y tamaño de grano lo que se debe a la alta heterogeneidad intra específica en las poblaciones de quinua, esperable al tratarse de una especie donde nuestra región forma parte del centro de origen en donde han co-evolucionado.

La fuerte demanda de semillas de quinua por parte de los productores de la región andina, promueve la decisión del Estado de asumir una línea de trabajo en este sentido. Asumimos que se cuenta con semillas de buena calidad, con altos valores de PG y que su variación de un año a otro no resulta significativa, siendo muy aptas para almacenar en lugares frescos y secos, tales como lo son las zonas productoras de Puna y Quebrada.

De igual modo estas poblaciones analizadas no presentaron asociaciones de fitopatógenos importantes, en cuanto a número y/o frecuencia en general, y no

se detectó a *P. farinosa* asociada a las semillas externa ni internamente, al menos con los métodos utilizados.

Por lo que se podría pensar que la principal fuente de inóculo en nuestra zona, se encuentra en los campos, sin por ello desconocer u controlar la posible transmisión por semilla. Esto implica considerar prácticas de manejo a campo que prevengan la enfermedad.

Se verificaron diferencias en cuanto a la susceptibilidad que presentan, frente al Mildiu, distintas poblaciones difundidas en la zona, tomando en cuenta que tenemos algunas muy susceptibles y otras con distinto grado de tolerancia como lo es la población AMMA, debería ser un factor a tener en cuenta, entre otros, al momento de iniciar el cultivo.

Los primeros resultados obtenidos, nos indican que si bien falta mucho por recorrer, estamos en el camino adecuado hacia la caracterización integral de poblaciones de quinua. Por otro lado, el compromiso del estado a través de sus organismos técnicos sigue siendo un eje clave para acompañar el desarrollo del cultivo de quinua y de la agricultura familiar.

Agradecimientos

A Dios por la fortaleza necesaria para culminar con éxito esta meta propuesta.

A mis familiares por ser promotores de mi formación académica, por el apoyo, la confianza, los buenos deseos y la lucha persistente a mi lado.

A mi Directora y demás asesores de este Trabajo Final por sus instrucciones, orientaciones, esfuerzos y dedicación en este proyecto.

A toda la comunidad de docentes que tuvieron participación en la formación académica que fortaleció el conocimiento necesario para llevar a cabo este estudio.

A la Universidad Nacional de Jujuy que me dio la bienvenida al mundo como tal, por haberme aceptado ser parte de ella y abrirme las puertas de su seno científico para poder estudiar mi carrera.

A la vida que está plagada de retos, que es lo que la hacen que sea interesante, y superarlos es lo que hace que tenga sentido. Gracias.

Bibliografía

1. Bonifacio, A.; Alcon, M; Vargas, A. 2013. Evaluación de la severidad del mildiu y daño del granizo en líneas de quinua. Congreso Científico de la Quinua. La Paz, Bolivia: 227-236.

2. Golsberg, C. (2014) "Semillas de Quinoa: Formación de Capacidades en Selección participativa." INTA -IPAF NOA-. Posta de Hornillos. Jujuy.
3. Bertero HD, Andrade AJ, Velásquez B, Mignone C, s.f. proyectos i) Conservación, Valoración y documentación de los Recursos Genéticos. Res. 690/1/11/05; ii) Caracterización del germoplasma nativo de Quínoa del Noroeste Argentino. s.l.: PICT CA 20-23382.
4. Danielsen, S. & Ames, T. (2000). El mildiu (*Peronospora farinosa*) de la quinoa (*Chenopodium quinoa*) en la zona andina: Manual práctico para el estudio de la enfermedad y el patógeno.
5. León, A. & Rosell, C. 2007. De tales harinas, tales panes. Córdoba, Argentina: 245-249.
6. Método de análisis de semillas s/n. disponible online: <http://exa.unne.edu.ar/biologia/fisiologia.vegetal/Metodos%20de%20 analisis%20de%20semillas.pdf>
7. Mujica, A. & Jacobsen, S. 2006. La quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.) y sus parientes silvestres. Botánica Económica de los Andes Centrales. La Paz: 449-456.
8. Reglas ISTA 2014. Manual de Evaluación de plántulas.
9. Rivas J. C. 2013. Avances en el cultivo de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd) en el sur de Argentina. INTA Hilario Ascasubi. Provincia de Buenos Aires, Argentina.