



Organización de las Naciones
Unidas para la Alimentación
y la Agricultura

QUINUA MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS

Estrategias en el cultivo de
la quinua para fortalecer el
sistema agroalimentario en
la zona andina



Quinua

Manejo integrado de plagas

Estrategias en el cultivo de la quinua para fortalecer
el sistema agroalimentario en la zona andina

Tania Santivañez

Coordinación Técnica

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura

Luis Miguel Cruces

Autor

Universidad Nacional Agraria La Molina

Yony Callohuari

Co-autor

Universidad Nacional Agraria La Molina

Candy Carrera

Co-autor

Universidad Científica del Sur

Pedro Delgado

Colaborador

Instituto Nacional de Innovación Agraria

Miguel Eduardo Peralta

Comentarios

Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias

Gonzalo Tejada

Comentarios

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura

Rodrigo Chorbadjian

Comentarios

Pontificia Universidad Católica de Chile

Marlene Rosales

Comentarios

Pontificia Universidad Católica de Chile

Byron Jara

Coordinación producción

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura

Ana Periche

Diagramación

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura

Las denominaciones empleadas en este producto informativo y la forma en que aparecen presentados los datos que contiene no implican, por parte de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), juicio alguno sobre la condición jurídica o nivel de desarrollo de países, territorios, ciudades o zonas, o de sus autoridades, ni respecto de la delimitación de sus fronteras o límites. La mención de empresas o productos de fabricantes en particular, estén o no patentados, no implica que la FAO los apruebe o recomiende de preferencia a otros de naturaleza similar que no se mencionan.

Las opiniones expresadas en este producto informativo son las de su(s) autor(es), y no reflejan necesariamente los puntos de vista o políticas de la FAO.

ISBN 978-92-5-309378-6

© FAO, 2016

La FAO fomenta el uso, la reproducción y la difusión del material contenido en este producto informativo. Salvo que se indique lo contrario, se podrá copiar, imprimir y descargar el material con fines de estudio privado, investigación y docencia, o para su uso en productos o servicios no comerciales, siempre que se reconozca de forma adecuada a la FAO como la fuente y titular de los derechos de autor y que ello no implique en modo alguno que la FAO aprueba los puntos de vista, productos o servicios de los usuarios.

Todas las solicitudes relativas a la traducción y los derechos de adaptación así como a la reventa y otros derechos de uso comercial deberán dirigirse a www.fao.org/contact-us/licence-request o a copyright@fao.org.

Los productos de información de la FAO están disponibles en el sitio web de la Organización (www.fao.org/publications) y pueden adquirirse mediante solicitud por correo electrónico a publications-sales@fao.org.

Fotografías de Portada: © Luis Miguel Cruces / © Michell León - NEC Proyecto Sierra
Fotografías de Contraportada: © Luz Gómez

Índice

Prólogo	v		
Agradecimientos	vi		
I. Introducción	1		
II. Plagas insectiles y sus enemigos naturales	2		
2.1 Gusanos de tierra o gusanos cortadores de plantas tiernas	3		
2.1.1 <i>Agrotis ipsilon</i> (Figuras 1-4)	3		
2.2 Masticadores de follaje	6		
2.2.1 <i>Spodoptera frugiperda</i> (Figuras 5- 8)	6		
2.2.2 <i>Spodoptera eridania</i> (Figura 9- 12)	8		
2.2.3 <i>Spodoptera ochrea</i> (Figuras 13- 15)	11		
2.2.4 <i>Chrysodeixis includens</i> (Figuras 16-18)	13		
2.2.5 Complejo <i>Copitarsia decolora</i> (Figuras 19-21)	16		
2.2.6 <i>Epicauta</i> spp. (Figuras 22-27)	19		
2.2.7 <i>Epitrix</i> spp. (Figura 28, 29)	22		
2.3 Minadores de follaje	24		
2.3.1 <i>Liriomyza braziliensis</i>	24		
2.3.2 <i>Liriomyza huidobrensis</i> (Figuras 30-35)	25		
2.4 Insectos masticadores de granos de la panoja	29		
2.4.1 <i>Chloridea (=Heliothis) virescens</i> (Figuras 36-39)	29		
2.4.2 <i>Helicoverpa quinoa</i> (Figuras 40-43)	32		
2.4.3 <i>Spoladea recurvalis</i> (Figuras 44-47)	34		
2.4.4 <i>Herpetogramma bipunctalis</i> (Figuras 48-51)	37		
2.4.5 <i>Eurysacca melanocampta</i> (Figuras 52-60)	40		
2.4.6 <i>Eurysacca quinoae</i> (Figuras 61-64)	44		
2.5 Insectos picadores-chupadores	46		
2.5.1 <i>Liorhyssus hyalinus</i> (Figuras 65-72)	46		
2.5.2 <i>Nysius simulans</i> (Figuras 73-78)	48		
2.5.3 <i>Dagbertus</i> spp. (Figuras 79-84)	51		
2.5.4 <i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Figuras 85-88)	53		
2.5.5 <i>Myzus persicae</i>	55		
2.6 Raspadores de brotes	57		
2.6.1 <i>Prodiplosis longifila</i> (Figuras 89-92)	57		
2.7 Enemigos naturales en el cultivo de quinua	60		
2.7.1. Predadores	60		
2.7.2. Parasitoides	69		
III. Las enfermedades en el cultivo de la quinua	72		
3.1 Enfermedades causadas por pseudohongos y hongos	72		
3.1.1. El Mildiu	72		
3.1.2. La chupadera fungosa o marchitez a la emergencia	80		
3.1.3. Moho Verde	83		
3.1.4. Mancha Ojival del Tallo	85		
3.1.5. Podredumbre Marrón del Tallo	88		
3.1.6. Mancha Foliar	90		
3.1.7. Ojo de Gallo	91		
3.2. Enfermedades causadas por bacterias	94		
3.2.1. Mancha Bacteriana	94		
3.3. Enfermedades causadas por virus	96		
3.4. Nemátodos en el cultivo de quinua	98		
3.4.1 Falso Nematodo del Nudo	98		
3.4.2 Nematodo de la Oca	99		
IV. Aves plaga del cultivo de la quinua	100		
4.1. Principales especies de aves plagas del cultivo de la quinua	100		
4.1.1 <i>Patagioenas maculosa</i> Temmink, 1813	100		
4.1.2 <i>Zenaida auriculata</i> Des Murs, 1847	102		
4.1.3 <i>Metriopelia melanoptera</i> Molina, 1782	103		
4.1.4 <i>Metriopelia ceciliae</i> Lesson, 1845	104		
4.1.5 <i>Columba livia</i> Gmelin, 1789	105		
4.1.6 <i>Zonotrichia capensis</i> Muller, 1776	106		
4.1.7 <i>Sicalis uropygialis</i> D'Orbigni y Lafresnaye, 1837	108		
4.1.8 <i>Phrygilus punensis</i> Ridgway, 1887	109		
4.1.9 <i>Phrygilus fruticeti</i> Kittlitz, 1833	110		

4.1.10 <i>Phrygillus plebejus</i> Tschudi 1844	111	Manejo de enfermedades bacterianas	150
4.1.11 <i>Sporagra atratus</i> Lafresnaye y d'Orbigny, 1837	112	Manejo de los virus	150
4.1.12 <i>Turdus chiguanco</i> Lafresnaye y d'Orbigny, 1837	113	Manejo de nematodos	150
4.2. Daños causados por las principales aves plagas del cultivo de la quinua.	114	6.4. Manejo Integrado las Principales Aves Plagas	151
4.2.1 Factores que influyen en el daño	115	a. Técnica de exclusión	151
4.2.2 Capacidad de consumo	116	b. Técnicas de ahuyentado	152
4.3 Enemigos naturales de las principales aves plagas del cultivo de la quinua.	118	6.5 Manejo Integrado de Malezas	155
V. Malezas en el cultivo de quinua	119	6.5.1 Periodos críticos	155
5.1 Clasificación de las malezas frecuentes en el cultivo de quinua	120	6.5.2 Tácticas de control	155
a. Malezas de hoja ancha	120	VII. Literatura citada	157
b. Malezas de hoja angosta	122	ANEXO 1. LISTA DE ARTRÓPODOS FITÓFAGOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE QUINUA	174
VI. Implementación de un programa de manejo integrado de plagas en el cultivo de quinua	123	ANEXO 2. GLOSARIO DE TÉRMINOS	176
6.1 Componentes de un manejo integrado de plagas biointensivo	123	ANEXO 3. CARTILLA DE EVALUACIÓN DE INSECTOS PLAGA EN QUINUA	182
6.2 Manejo integrado de plagas insectiles en la quinua	125	ANEXO 4. ALGUNOS INSECTICIDAS DE USO COMÚN, CLASIFICADOS SEGÚN IRAC (Insecticide Resistance Action Committee)	183
6.2.1 Sistema de evaluación de insectos en el cultivo de quinua	125	ANEXO 5. ALGUNOS FUNGICIDAS DE USO COMÚN, CLASIFICADOS SEGÚN FRAC (Fungicide Resistance Action Committee)	184
a. Sectorización del campo y recorrido del terreno	125	ANEXO 6. SINTOMATOLOGÍA DE LOS VIRUS ASOCIADOS A LA QUINUA	185
b. Unidades de muestreo:	126	ANEXO 7. FIGURAS ESQUEMÁTICAS DE LA MORFOLOGÍA DEL INSECTO	186
c. Metodología de evaluación de los insectos plaga.	127	ANEXO 8. FIGURAS ESQUEMÁTICAS DE LA MORFOLOGÍA DE UNA LARVA	187
6.2.2 Tácticas de control	131	ANEXO 9. LISTA DE PREDADORES FRECUENTES EN EL CULTIVO DE QUINUA Y SUS PRESAS	188
a. Control Cultural	131	ANEXO 10. LISTA DE PARASITOIDES FRECUENTES EN EL CULTIVO DE QUINUA Y SUS HOSPEDEROS MÁS COMUNES	189
b. Control Biológico	134		
c. Control Etológico	135		
d. Control Químico	143		
6.3 Manejo Integrado de Enfermedades	146		
6.3.1 Evaluación de enfermedades.	146		
6.3.2 Tácticas de control según patógeno	147		
Manejo del Mildiu de la Quinua	147		
Manejo de la chupadera fungosa	149		
Manejo de otras enfermedades fúngicas	150		

Prólogo

La quinua ha demostrado ser un cultivo estratégico para la seguridad alimentaria. Sin embargo, la disponibilidad y estabilidad de este alimento se ve comprometida cuando las plagas y enfermedades que afectan este cultivo causan pérdidas en los rendimientos y en la calidad de los productos. Por ello, es vital una oportuna gestión de plagas y enfermedades para una producción sostenible y un comercio más integrador.

La identificación y reconocimiento de las plagas son uno de los principios fundamentales del Manejo Integrado de Plagas (MIP), el cual se basa en la idea de que la primera y más importante línea de defensa frente a plagas y enfermedades en la agricultura es un agroecosistema sano en el que los procesos biológicos que sostienen la producción son objeto de protección, fomento y mejora.

Por ello, en el marco del proyecto "Quinua Regional" TCP/RLA/3514 nos complace presentar y poner a disposición de los países miembros el libro "Quinua: Manejo Integrado de Plagas, Estrategias para fortalecer el sistema agroalimentario de la zona andina" documento que presenta por medio de fotografías y describe de manera sucinta las principales plagas insectiles, aves-plaga, malezas y enfermedades que afectan a la quinua en Bolivia, Chile, Ecuador y Perú. El mismo entrega información taxonómica actualizada, describe las características de diagnóstico y los ciclos biológicos de las plagas y enfermedades, expone fotografías de alta calidad que facilitarán su reconocimiento y realiza una descripción del manejo de las mismas en la producción orgánica y convencional, constituyéndose en una herramienta de apoyo para definir de manera asertiva los métodos de prevención y control que se debe adoptar cuando los casos así lo ameriten.

La presente publicación está dirigida a investigadores, académicos y técnicos de campo con el propósito de profundizar conocimientos sobre las principales plagas que afectan a la quinua en la región andina. Se espera también que esta publicación pueda ser usada de referencia para otros contextos fuera de la región andina donde el cultivo de la quinua está siendo introducido.

Tania Santivañez
Oficial de Protección Vegetal
para América Latina y el Caribe

Agradecimientos

El presente libro parte de una cooperación de investigación entre la FAO y Fundación PROINPA que es una de las instituciones bolivianas dedicada a la investigación del cultivo de la quinua.

Para complementar la primera investigación se encarga la redacción del presente documento a Docentes Investigadores de la Universidad Nacional Agraria La Molina, liderados por el Ing. Mg.Sc. Luis Miguel Cruces Navarro en colaboración con el Ing. Mg.Sc. Yony Callohuari Quispe, y la bióloga Mg.Sc. Candy Carrera Luján, docente de la Universidad Científica del Sur e investigadora asociada al Museo de Entomología Klaus Raven Büller de la Universidad Nacional Agraria La Molina, aportando con una visión de la realidad productiva en Perú con énfasis en zonas costeras.

Participó también en la elaboración del presente documento el Ing. Pedro Delgado especialista en Manejo Integral de Plagas del Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA) del Perú quien colaboró con la investigación del capítulo de aves plagas. Asimismo colaboró la Ing. Mg.Sc. Nelly Soca Flores, entomóloga docente e investigadora de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga y el Ing. Mg.Sc. Jorge Tejada Soracruz, especialista en malezas, docente e investigador de la Universidad Nacional Agraria La Molina.

Otros profesionales que participaron del presente libro con comentarios y revisiones fueron el Ing. Eduardo Peralta, Líder del Programa Nacional Investigación Leguminosas y Granos Andinos del Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias del Ecuador (INIAP); Ing. Gonzalo Tejada, Consultor Internacional FAO y la Ing. Sara Granados, Consultora FAO; Dr. Rodrigo Chorbadjian Alonso, Director del Departamento de Ciencias Vegetales y la Dra. Marlene Rosales, Profesora Asistente, ambos de la Pontificia Universidad Católica de Chile.

I. Introducción

La quinua es un grano andino perteneciente a la familia Amaranthaceae, que es cultivada desde tiempos ancestrales en los Andes. Bolivia y Perú son los países donde se ha desarrollado la mayor diversidad de este cultivo y cubren aproximadamente el 80% de la demanda internacional. Debido a su gran capacidad de adaptación a condiciones ecológicas extremas, este grano también se cultiva en más de 50 países en todos los continentes, en diferentes pisos y zonas agroecológicas. En Sudamérica se cultiva en zonas que van desde el nivel del mar hasta los 4 000 m s.n.m., pero su producción se centra principalmente en la zona altoandina de Argentina, Bolivia, Chile, Ecuador y Perú (Tapia *et al.*, 1979; Saravia *et al.*, 2014; Gómez & Aguilar, 2015).

Recientemente la quinua se ha revalorizado en el mercado nacional e internacional debido a su gran valor nutricional y motivado por las iniciativas relacionadas a la promoción en el Año Internacional de la Quinua, lo que ha conllevado a un incremento extraordinario en el área sembrada en los principales países de producción. En el Perú, el área sembrada creció de 25 601 ha en el 2001 a 68 037 ha en el 2014; asimismo, su producción, tradicionalmente en los Andes, se ha expandido a nuevas áreas de producción. En Bolivia la superficie cultivada pasó de 37 223 ha en el año 2001 a 173 960 ha en el 2014. En Ecuador, en el año 2001 se sembraban solo 650 ha de este cultivo, y para el 2014 la superficie sembrada se incrementó a 1 230 ha (FAOSTAT, 2015).

Este incremento sustancial del área cultivada, adicionado a la falta de un sistema de rotación y la susceptibilidad a las plagas de otros cultivos como papa y maíz, han determinado paralelamente un crecimiento de las plagas que afectan a la quinua, particularmente cuando se desarrolla en la costa.

En la región andina y costera también prosperan otras especies de la familia Amaranthaceae, como por ejemplo las malas hierbas; estas son fuente de refugio para diversas plagas que huyen de los campos cultivados cuando se realizan medidas fitosanitarias y sirven como fuente de alimento en ausencia del cultivo. Asimismo, las malezas poseen su propia entomofauna con las que han coevolucionado a través de los años; de esta manera, cuando se establecen nuevas áreas de cultivo de quinua, principalmente en costa y valles interandinos, estos fitófagos migran al cultivo constituyéndose en plagas muchas veces nunca antes registradas como tal. Asimismo, plagas consideradas como secundarias se tornan primarias debido a las malas prácticas para su control.

Las plagas en el cultivo de quinua no solo son perjudiciales por el hecho de que reducen los rendimientos y la rentabilidad del cultivo, sino también porque, debido al desconocimiento de las medidas adecuadas de control, los agricultores realizan aplicaciones inapropiadas de plaguicidas, lo que lleva a cosechar un producto con alta probabilidad de contener residuos, que pone en riesgo la salud de los consumidores, imposibilita su exportación y causa perjuicios en el medio ambiente.

Dada la importancia del cultivo de quinua y sus problemas fitosanitarios, es necesario establecer un programa de manejo integrado del cultivo. Para ello, este documento presenta caracteres de diagnóstico para el reconocimiento de las especies plaga (insectos, aves, enfermedades y malezas) y sus enemigos naturales, así como también datos sobre su distribución, comportamiento y ciclo biológico. Finalmente, se propone las pautas para la implementación de un manejo integrado de plagas del cultivo.

II. Plagas insectiles y sus enemigos naturales

El cultivo de quinua es infestado por un grupo muy numeroso de insectos fitófagos. Saravia *et al.* (2014), señalan que en el altiplano peruano-boliviano las principales plagas son especies pertenecientes a los géneros *Helicoverpa*, *Copitarsia*, *Agrotis* y *Eurysacca*.

Recientemente en la costa y en la yunga marítima peruana, se han establecido nuevas áreas de cultivo de quinua que se han visto afectadas por un número mayor de plagas que corresponden a especies de los géneros *Spodoptera*, *Chloridea*, *Spoladea* y *Herpetogramma* que, bajo ciertas condiciones se tornan relevantes. Asimismo, un complejo de chinches ha incrementado progresivamente su población y ha tomado importancia en el cultivo adquiriendo la categoría de plagas claves; estos insectos pertenecientes a los géneros *Liorhyssus*, *Nysius* y *Dagbertus*, se han multiplicado a niveles incontrolables, incidiendo con mayor intensidad en la etapa de llenado de grano, fase en la que realizar cualquier aplicación de pesticida incrementa la posibilidad de tener residuos en las cosechas, situación que se agrava considerando que la mayoría de plaguicidas utilizados para estos insectos picadores chupadores no tienen registro para la quinua.

Saravia *et al.* (2014), realizan un listado en el que incluyen 57 especies fitófagas que infestan la quinua. No obstante, incluyen dentro de esta relación a los chinches *Geocoris* sp. y *Nabis* sp., los cuales son en realidad insectos predadores (Sánchez & Vergara, 2005), y a *Rhinacloa* sp. que, según la especie, pueden ser de régimen alimenticio mixto (fitófago y predador) o solamente fitófago (Wheeler, 2001). Asimismo, mencionan a *Copitarsia turbata*, *Hymenia* sp. y *Pachyzancla* sp., que son sinónimos de *C. gibberosa*, *Spoladea recurvalis* y *Herpetogramma bipunctalis*, respectivamente (Powell & Opler, 2009; Pogue, 2014; Sholtens & Solis, 2015); también, citan a *Frankliniella tabaci* y *Pseudaletia interrupta* que son especies no válidas.

En el Anexo 1 se presenta una lista de 78 artrópodos fitófagos que infestan a la quinua, en la cual se actualiza los nombres científicos mencionados por Saravia *et al.* (2014), se adiciona las especies registradas por Dughetti (2015), para Argentina, y se incluye los nuevos reportes para Perú que se describen en el presente documento.

A continuación se hará referencia a las especies que se comportan como plagas más comunes en Bolivia, Chile, Ecuador y Perú, clasificadas de acuerdo a su aparición en el cultivo y a los órganos que afectan. Así, se tratará a los gusanos de tierra, masticadores de follaje, a los minadores de hojas, a los raspadores de brotes, a los picadores chupadores y a los masticadores de los granos de la panoja. Asimismo se hará referencia a la fauna benéfica presente en el cultivo.

2.1 Gusanos de tierra o gusanos cortadores de plantas tiernas

Luis Cruces

En este grupo de insectos se encuentran numerosas especies de la familia Noctuidae, las cuales tienen un comportamiento polífago e infestan una amplia variedad de hortalizas, de frutales en almácigo, de cultivos industriales como el algodón, de gramíneas, de cereales y de granos andinos (Hill, 1983; Sánchez & Vergara, 2002; Sánchez *et al.*, 2004).

Una de las especies más comunes en los campos de cultivo es *Agrotis ipsilon*, aunque ocasionalmente se presentan otras especies como *Agrotis malefida*, *A. subterranea*, *Feltia* sp. y *Peridroma saucia*. Asimismo, las especies *Copitarsia* spp., *Spodoptera* spp., que son principalmente comedores de follaje, pueden ocasionalmente actuar también como gusanos cortadores cuando se presentan en la etapa de germinación del cultivo (Hill, 1983; Sánchez *et al.*, 2004; Saravia *et al.*, 2014).

2.1.1 *Agrotis ipsilon* (Figuras 1-4)



Figura 1. Adulto de *Agrotis ipsilon*

Nombres comunes

Gusano cortador, gusano grasiento, gusano de tierra (Sánchez *et al.*, 2004; Hill, 2008).

Distribución

Casi completamente cosmopolita, desde el norte de Europa, Canadá, Japón hasta Nueva Zelanda, Sudáfrica y Sudamérica (Hill, 2008).

Hospederos

Son citados como hospederos a diversos cultivos pertenecientes a las familias Amaranthaceae, Fabaceae, Liliaceae, Brassicaceae, Cucurbitaceae, Alliaceae, Solanaceae, Poaceae, Apiaceae y Asteraceae (Rings *et al.*, 1975).

Clasificación taxonómica

La especie tiene la siguiente clasificación (Lafontaine & Schmidt, 2010):

Orden: Lepidoptera

Familia: Noctuidae

Género: *Agrotis*

Especie: *ipsilon* (Hufnagel, 1776)

El sinónimo más común de esta especie es *Agrotis ypsilon*, por lo que muchas referencias encontradas en la literatura están con este nombre. Otros sinónimos encontrados con menor frecuencia son *Euxoa ypsilon* y *Scotia ipsilon* (Hill, 2008; Lafontaine & Schmidt, 2010).

Descripción Morfológica

El huevo mide de 0.5 a 0.6 mm de diámetro, es de forma circular y algo achatado en los polos, con estrias longitudinales y transversales. Recién ovipuesto es de color blanco amarillento y próximo a la eclosión se torna oscuro (Sánchez *et al.*, 2004).

La larva en su último estadio mide de 30 a 45 mm de largo y 7 mm de ancho. Su coloración varía de gris tenue a casi negro y tiene un aspecto general grasiento; la cabeza es marón pálida con reticulación negruzca; dorsalmente el cuerpo tiene una banda gris pálida con cuatro pináculos de color negro que están dispuestos de manera trapezoidal en cada uno de los segmentos abdominales; los espiráculos son negros; la región ventral del cuerpo tiene numerosas manchas pálidas; la cutícula está adornada con gránulos redondeados, dispersos y aislados (Crumb, 1956; Saravia *et al.*, 2014).



©Yony Callohuari

Figura 2.

Larva en último estadio de *Agrotis ipsilon*



©Yony Callohuari

Figura 3.

Larva en último estadio de *Agrotis ipsilon*

La pupa mide de 20 a 30 mm de longitud; su coloración es café rojiza brillante, el cremáster a manera de dos espinas y excepcionalmente con espinas secundarias (Hill, 2008).

El adulto tiene una expansión alar de 30 a 50 mm; longitud del cuerpo de 22 a 26 mm. Existe dimorfismo sexual, el macho tiene antenas bipectinadas y la hembra antenas filiformes; coloración general del macho más clara que el de la hembra. En ambos sexos, en el primer par de alas se observa una banda clara que corre paralela y próxima al margen externo; en el área central presenta una mancha reniforme que se prolonga con un pequeño triángulo de color negro al que se oponen otros dos con el vértice en sentido contrario; el segundo par de alas son blancas perladas y tienen un sombreado en el margen externo, el cual es más extendido y oscuro en las hembras; el abdomen es más claro que el tórax (Sánchez *et al.*, 2004; San Blas & Barrionuevo, 2013).

Comportamiento y daños

Los adultos son de actividad nocturna. La hembra coloca los huevos individualmente en el suelo suelto y húmedo o en las hojas inferiores de las plantas hospederas. Las larvas, al emerger, se alimentan de las hojas inferiores, y a partir del tercer estadio se alimentan de plantas pequeñas cortándolas por la base (Artigas, 1994).

Durante el día las larvas permanecen refugiadas en el suelo donde construyen una celda protectora; en el crepúsculo y durante la noche, salen para alimentarse de los tallitos tiernos de las plantas. Pueden pasar el verano como larva, fenómeno biológico conocido como *diapausa estival*. La pupación se realiza en la misma celda en el suelo (Hill, 1983; Artigas, 1994).



Figura 4.
Daño de *Agrotis ipsilon*

El ciclo de vida

Su ciclo es variable y depende de las condiciones de temperatura y humedad. Amate *et al.* (2000), realizaron el estudio de la biología de *Agrotis ipsilon* bajo condiciones controladas: 25 ± 0.5 °C, 80 ± 10 % de humedad relativa, 18:6 horas de luz y oscuridad, y alimentación con dieta artificial. Se determinó que el periodo de incubación dura 3.83 ± 0.17 días; el periodo larval 22.72 ± 0.35 días; el periodo prepupal 2.13 ± 0.31 días; el periodo pupal 12.51 ± 0.36 días; la longevidad del adulto 23.91 ± 4.33 días en machos y 13.91 ± 2.39 días en hembras. La fecundidad de la hembra resultó en 2013.5 ± 305.85 huevos.

2.2 Masticadores de follaje

Luis Cruces

En este grupo de plagas se encuentran especies de las familias Chrysomelidae, Meloidae y Noctuidae, cuyo daño principal es la reducción del área fotosintética como resultado de su alimentación sobre el follaje.

2.2.1 *Spodoptera frugiperda* (Figuras 5- 8)



©Yony Callohuari

Figura 5.
Adulto de *Spodoptera frugiperda*

Nombres comunes

Gusano cogollero, gusano ejército (Capinera, 2001; Sánchez *et al.*, 2004).

Distribución

Está presente en las regiones tropicales y subtropicales del Hemisferio Oeste, desde los Estados Unidos hasta Argentina. Normalmente sobrevive el invierno satisfactoriamente en los Estados Unidos solo hacia el sur de los estados de Florida y Texas, pero en inviernos cálidos puede sobrevivir a través de la costa del Golfo y sur de Arizona (Capinera, 2001; Casmuz, 2010; Gutiérrez-Martínez, 2012).

Hospederos

Esta especie tiene un amplio rango de hospedantes, con más de 186 plantas registradas en 42 familias vegetales, y muestra preferencia por las gramíneas. Los principales hospederos pertenecen a las familias Poaceae, Fabaceae, Solanaceae, Asteraceae, Rosaceae, Amaranthaceae, Brassicaceae y Cyperaceae (Capinera, 2001; Casmuz, 2010).

Clasificación taxonómica

La especie tiene la siguiente clasificación (Lafontaine & Schmidt, 2010):

Orden: Lepidoptera

Familia: Noctuidae

Género: *Spodoptera*

Especie: *frugiperda* (J. E. Smith, 1797)

Esta especie fue descrita como *Phalaena frugiperda*. Posteriormente fue reubicada al género *Laphygma*, por lo que en muchas referencias antiguas se le trata con el binomio *L. frugiperda*. Otros sinónimos son *L. macra* y *Prodenia autumnalis* (Luginbil, 1928; Arnaud, 1978; Poole, 1989).

Descripción morfológica

El huevo mide aproximadamente 0.5 mm de diámetro. Es de aspecto brillante, de color blanco amarillento, aunque a veces se observan posturas con tonalidad grisácea y rosada. Su forma es esférica y achatada en uno de los polos (Arnaud, 1978; Angulo *et al.*, 2006).

La larva en sus primeros estadios es de color verde claro, con manchas y líneas dorsales. Posteriormente varía a verde castaño y a verde olivo, con una marca amarilla pálida en la cabeza en forma de "Y" invertida (aunque esta característica puede ser observada en otras especies de Lepidoptera). Presenta las pináculos dorsales negras y prominentes, las cuatro últimas de color marrón oscuro o negro, dispuestos de forma cuadrangular sobre el último segmento abdominal; primer segmento abdominal a veces con una mancha lateral. Presenta tres líneas longitudinales blanquecinas; debajo de estas, tres franjas: la primera de color marrón nítida, seguida de otra casi amarillenta y la tercera de color rojiza. Presenta 6 a 7 estadios, dependiendo de las condiciones de temperatura y tipo de alimento. En su mayor desarrollo mide de 35 a 40 mm de longitud (Crumb, 1956; Angulo & Weigert, 1975; Passoa, 1991; Sánchez *et al.*, 2004).



Figura 6.
Posturas de *Spodoptera frugiperda*



Figura 7.
Larva de último estadio de *Spodoptera frugiperda*

La pupa mide 15 mm de largo y 5 mm de ancho. La superficie es desnuda, de color castaño oscuro. Presenta el cremáster formado por dos espinas articuladas en su base (Angulo *et al.*, 2006; Sánchez & Sánchez, 2008)

El adulto presenta dimorfismo sexual. La hembra tiene las alas anteriores de color gris a marrón uniforme o con manchas apenas perceptibles; el macho tiene las alas anteriores pardas grisáceas con un par de manchas irregulares y claras hacia la región central, y una mancha blanquecina notoria hacia el ápice. Expansión alar de 30 a 38 mm (Sánchez *et al.*, 2004).

Comportamiento y daños

Los adultos son de actividad nocturna y con una gran capacidad de vuelo y dispersión. La hembra coloca sus posturas en masas de hasta 150 huevos cubiertos con escamas. Las larvas inicialmente consumen el tejido foliar raspando la epidermis de uno de los lados, dejando la capa

epidermal opuesta intacta. En el segundo o tercer instar, las larvas comienzan a realizar orificios en las hojas. Larvas desarrolladas pueden causar una defoliación intensa en la planta (Capinera, 2001). Se ha apreciado que las larvas pueden subir a la panoja de la quinua para alimentarse de las flores y los granos en desarrollo (Luis Cruces, obs. personal, Lima, Perú, enero 2015).

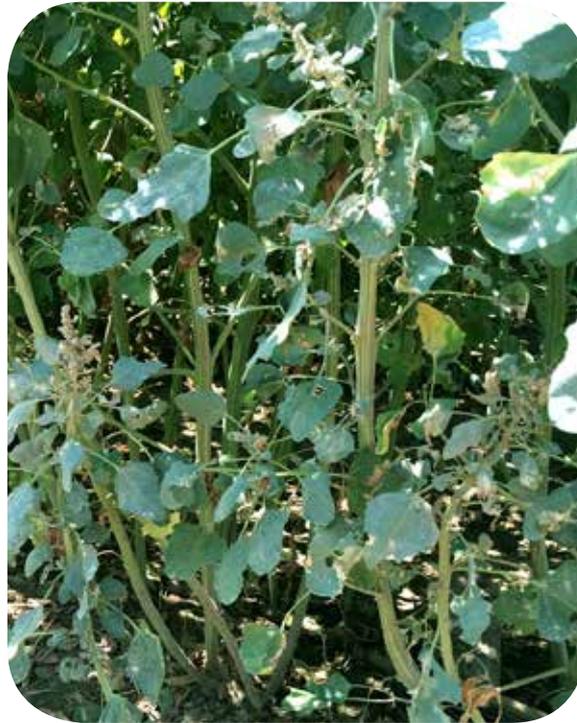


Figura 8.
Daños de *Spodoptera frugiperda*

El ciclo de vida

Clavijo *et al.* (1991), estudiaron el ciclo de vida de *Spodoptera frugiperda* a diferentes temperaturas, con una humedad relativa fluctuante entre 70 y 80% y criadas con dieta artificial. El estudio determinó que a 25 °C el periodo de incubación en promedio fue 2.8 ± 0.5 días, el periodo larval fue 20.2 ± 1.44 días, el periodo pupal fue 9.2 ± 0.68 días y la longevidad del adulto fue 11.3 ± 4.15 días. Capinera (2001), menciona que el número de huevos por masa que una hembra puede colocar varía considerablemente, pero por lo general son de 100 a 200; una hembra puede colocar en toda su vida un promedio de 1500 huevos, con un máximo aproximado de 2000.

2.2.2 *Spodoptera eridania* (Figura 9- 12)



Figura 9. Adulto de *Spodoptera eridania*

Nombres comunes

Gusano ejército, gusano ejército meridional (Capinera, 2001; Sánchez & Sánchez, 2008).

Distribución

S. eridania es nativa de América; ocurre en Norte, Centro y Sud América, y en el Caribe (Pogue, 2002; Pastrana, 2004; Bentancourt & Scatoni, 2006; Angulo *et al.*, 2008). Aunque no está establecida en Europa, se la reporta como una introducción accidental desde el Nuevo Mundo; por ejemplo, en Dinamarca (Karsholt, 1994).

Hospederos

Se reportan aproximadamente 106 plantas hospederas, la mayoría de ellas de Norte y Centro América. Estos registros corresponden a 56 cultivos de 31 familias vegetales, de las cuales las principales son Asteraceae, Fabaceae, Solanaceae, Poaceae, Amaranthaceae, Malvaceae, Brassicaceae, Cucurbitaceae, Polygonaceae, Rubiaceae, Lamiaceae, Phytolaccaceae, Rosaceae, Convolvulaceae y Euphorbiaceae (Goulard *et al.*, 2014).

Clasificación taxonómica

La especie tiene la siguiente clasificación (Lafontaine & Schmidt, 2010):

Orden: Lepidoptera

Familia: Noctuidae

Género: *Spodoptera*

Especie: *eridania* (Stoll, 1782)

Textos antiguos citan a esta especie como *Xylomyges eridania*, *Prodenia eridania*, *Noctua eridania*, *Phalaena eridania*, entre otros sinónimos menos conocidos (Arnaud, 1978; Poole, 1989; Passoa, 1991).

Descripción morfológica

El huevo es de forma esférica, aplanado en la base. Mide aproximadamente 0.45 mm de diámetro y 0.35 de altura. Recién ovipuesto es de color verduzco y se torna gris conforme madura (Capinera, 2001).



©Luis Cruces

Figura 10. Oviposición en masa de *Spodoptera eridania*

La larva en sus primeros estadios es de color verde claro u oscuro aterciopelado y con rayas amarillas laterales. En el último estadio mide aproximadamente 35 mm de longitud y 5 mm de ancho. La coloración general del cuerpo es gris uniforme, aunque a veces se presenta con una

tonalidad olivácea o rosada. Posee una línea media dorsal, una franja dorso lateral y dorso ventral de color amarillento. El dorso del cuerpo presenta una serie de triángulos negros que pueden aparecer sobre cada uno de los segmentos, a veces pobremente definidas, o estar ausentes excepto en los segmentos posteriores del abdomen. Presenta una banda lateral oscura que va a lo largo del cuerpo atravesando a la altura de los espiráculos que son marrones. El aspecto ventral del cuerpo es anaranjado o rosado con puntitos de color blanco. Tubérculos setíferos diminutos, cabeza amarillo pálido sobrepuesta fuertemente con una brillante reticulación marrón rojiza (Crumb, 1956).

La pupa es obtecta, de color marrón o café brillante, de 25 a 35 mm de longitud (Sánchez & Sánchez, 2003).

El adulto tiene una expansión alar de 33 a 38 mm. Las alas anteriores son gris y marrón, con áreas irregulares marrón oscuro y marcas negras. El patrón de coloración alar es muy variable: algunos morfotipos llevan una pronunciada mancha en forma de riñón cerca al centro del ala, mientras que otros carecen de esta mancha y otros llevan una franja ancha de color negro que se extiende desde el centro hacia el margen externo. Las alas posteriores son blanco opacas (Capinera, 2001).

Comportamiento y daños

Los adultos son de actividad nocturna. Las hembras oviponen en masas sobre las hojas, tanto en el haz como en el envés, cubriéndolas con escamas. La capacidad de oviposición varía de 1848 a 2212 huevos (Sánchez & Vergara, 2003).

Durante los dos primeros estadios, las larvas son gregarias y se alimentan del parénquima de las hojas sin llegar a perforarlas; posteriormente se vuelven muy voraces y se dispersan hacia toda la planta, luego hacia otras plantas dentro del mismo campo, e incluso pueden migrar hacia otros campos formando grupos de innumerables individuos cuando defolian por completo el cultivo y el alimento escasea (King & Saunders, 1984; Dos Santos *et al.*, 2010).

Se ha apreciado que las larvas, durante la primera etapa de desarrollo del cultivo, pueden comportarse como gusanos cortadores de plantas tiernas. En plantas desarrolladas comen las hojas, ocasionando una fuerte defoliación, y en la etapa de floración y panojamiento, las larvas pueden subir a la panoja para alimentarse de las flores y granos en desarrollo (Luis Cruces, obs. personal, Lima, Perú, marzo 2015).



Figura 11.
Larva de *Spodoptera eridania* alimentándose en la panoja de quinua



Figura 12.
Larva de *Spodoptera eridania* en la panoja de quinua

Ciclo de vida

Goulard *et al.* (2014), estudiaron el desarrollo de los estados inmaduros de *Spodoptera eridania* con dieta artificial y bajo condiciones controladas de laboratorio (25 ± 1 °C; $70 \pm 10\%$ HR, 14 h de fotoperiodo), y determinaron que el periodo de incubación duró 4 días, el periodo larval 16.18 días, el periodo pre-pupal 1.58 días y el periodo pupal 9.17 días, en promedio.

2.2.3 *Spodoptera ochrea* (Figuras 13- 15)



Figura 13. Adulto de *Spodoptera ochrea*

Nombres comunes

Gusano ejército (Sánchez & Sánchez, 2008).

Distribución

Spodoptera ochrea tiene una distribución restringida a Ecuador, Perú (Pogue & Passoa, 2000), y Chile (Angulo & Olivares, 2001).

Hospederos

Esta especie posee un amplio rango de hospedantes, tanto cultivos como malezas de las familias Solanaceae, Amaranthaceae, Aliaceae, Liliaceae, Brassicaceae, entre otras (Sánchez & Vergara, 2003).

Clasificación taxonómica

La especie tiene la siguiente clasificación (Poole, 1989):

Orden: Lepidoptera

Familia: Noctuidae

Género: *Spodoptera*

Especie: *ochrea* (Hampson, 1909)

Esta especie fue descrita bajo el binomio *Xylomyges ochrea* (Poole, 1989). Otros textos antiguos la tratan como *Prodenia ochrea* (Valencia & Valdivia, 1973).

Descripción morfológica

El huevo es esférico y con base plana; mide en promedio 0.48 mm de diámetro y 0.36 mm de alto (Carrera, 2013).

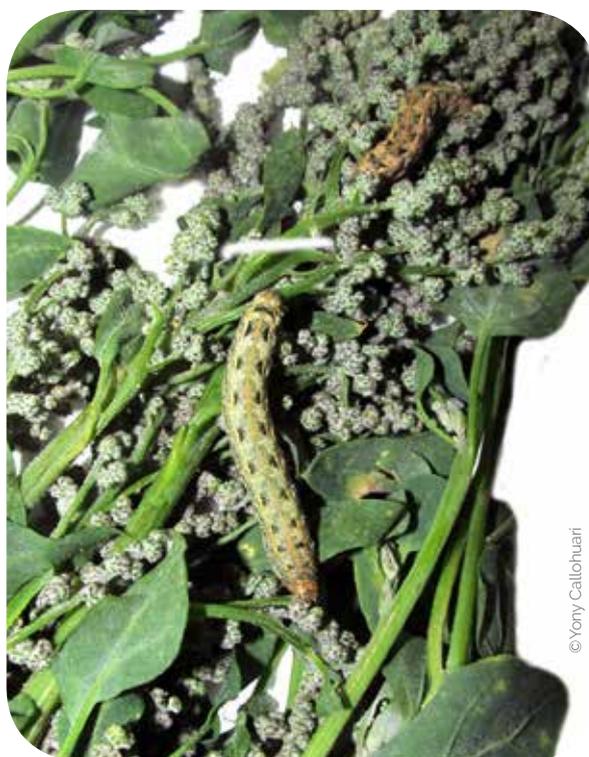


©Luis Cruces

Figura 14. Posturas en masa de *Spodoptera ochrea*

La larva es de color gris-negro a gris-café, con dos filas dorsales de triángulos negros u oscuros que tienen un área circular blanca y diminuta en el centro.

Esta característica varía, pues los triángulos pueden presentarse en todos los segmentos abdominales, en los últimos o sólo en el octavo segmento. La línea subspiracular está ausente o es borrosa, las líneas dorsales y subdorsales con frecuencia son de color amarillo, rojo a naranja brillante. La coloración de la cápsula cefálica varía entre amarillo oscuro a dorado; presenta motas circulares claras, principalmente en las áreas laterales; áreas adfrontales amarillentas demarcando la frente. La longitud máxima en promedio es 32.1 mm (Sánchez & Vergara, 2003; Carrera, 2013).



© Yony Callohuari

Figura 15. Larva de *Spodoptera ochrea* en panoja de quinua

La pupa es obtecta, de color castaño. Cremáster conformado por dos espinas gruesas, oscuras y curvadas, de base redondeada y ancha (Carrera, 2013).

El adulto tiene las alas anteriores de color gris claro, con una mancha blanca orbicular redondeada, tenue (apenas visible), con unas pocas escamas marrones en el centro; los márgenes externos presentan diminutos puntos negros y los flecos de color gris pálido a crema. Alas posteriores blancas. El dimorfismo sexual no es evidente (Pogue, 2002).

Comportamiento y daños

Los adultos son de actividad nocturna. Las hembras colocan sus huevos en masa, cubiertos por escamas de color gris. Las larvas al emerger son gregarias y se alimentan de las hojas, raspándolas y consumiendo el parénquima. Cuando están más desarrolladas se dispersan por toda la planta y hacia otras partes del campo, devorando vorazmente el follaje de su planta hospedera (Sánchez & Vergara, 1996, 2003).

Se ha apreciado que esta especie, al igual que otras dentro del género *Spodoptera*, durante la primera etapa de desarrollo del cultivo pueden comportarse como gusanos cortadores de plantas tiernas; en plantas desarrolladas, comen las hojas y pueden ocasionar una fuerte defoliación; en la etapa de floración y panojamiento, las larvas pueden subir a la panoja para alimentarse de las flores y granos en desarrollo (Luis Cruces, obs. personal, Lima, Perú, mayo 2015).

Ciclo de vida

Carrera (2013), realizó el estudio de la biología de *Spodoptera ochrea* con larvas alimentadas con turiones de espárrago y adultos con solución dulce (Gatorade), bajo condiciones controladas de laboratorio (25 ± 1 °C y 70% HR). Se determinó que el periodo de incubación bajo estas condiciones es de 4.5 días, el periodo larval 26.2 días, el periodo pupal en machos 10.8 días y en hembras 10.2 días, en promedio.

2.2.4 *Chrysodeixis includens* (Figuras 16-18)



©Yony Callohuari

Figura 16. Adulto de *Chrysodeixis includens*

Nombres comunes

Falso gusano medidor (Combe & Pérez, 1978).

Distribución

Esta especie está restringida al Hemisferio Oeste, desde los Estados Unidos hasta el Sur de América y Australia. El origen de esta especie no está claro, pero en muchas partes de los Estados Unidos, *C. includens* es conocida como una especie que realiza emigraciones anuales hacia los estados del norte. Florida, América Central, América del Sur y las islas del Caribe, son reservorios de poblaciones para sobrevivir en el invierno (Palma *et al.*, 2015).

Hospederos

Specht *et al.* (2014), realizaron un listado de todos los hospederos registrados para *Chrysodeixis includens*, en el cual incluyó 174 especies vegetales que pertenecen a 39 familias diferentes. Las principales familias hospederas son Amaranthaceae, Apiaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Caryophyllaceae, Convolvulaceae, Cucurbitaceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, Liliaceae, Malvaceae, Passifloraceae, Poaceae y Solanaceae. Palma *et al.* (2015), y Sánchez y Vergara (2002, 2003), señalan como cultivos hospederos a la soya, el algodón, la alcachofa, el frejol, el tomate, el brócoli, la col, el espárrago, la kiwicha y la haba.

Clasificación taxonómica

La especie tiene la siguiente clasificación (Lafontaine & Schmidt, 2010):

Orden: Lepidoptera

Familia: Noctuidae

Género: *Chrysodeixis*

Especie: *includens* (Walker, 1858)

La mayoría de textos trataron a esta especie como *Pseudoplusia includens*. Goatner *et al.* (2003), sinonimizan el género *Pseudoplusia* con *Chrysodeixis*, invalidando el primero.

Descripción morfológica

El huevo es de color verde, de forma redondeada, con costillas radiales y estrías superficiales. Mide de 0.4 a 0.6 mm de diámetro (Sánchez & Vergara, 2003).

La larva tiene propatas vestigiales en los segmentos abdominales III y IV. Integumento con diminutas espículas. Coloración general verde con líneas laterales y dorsales de color blanco. Pináculos moderadamente grandes y distintamente cónicos, de color negro. Espiráculos blancos con halo marrón. Patas torácicas a veces negras. Cabeza verde grisácea con línea negra en el ocelo. Pasan por 6 estadios larvales y en su máximo desarrollo mide aproximadamente 30 mm de longitud y 4 mm de ancho (Crumb, 1956; Eichlin & Cunningham, 1978; Strand, 1990; Coto, 1997).



Figura 17.

Larva de cuarto estadio de *Chrysodeixis includens*

La pupa inicialmente es de color verde amarillento y se torna marrón poco antes de la emergencia del adulto. Mide aproximadamente 18 mm (Sánchez & Vergara, 2003).

Comportamiento y daños

Los adultos son de actividad nocturna. Las hembras oviponen aisladamente sobre la superficie de las hojas. Las larvas se alimentan principalmente del follaje, realizando comeduras irregulares y dejando solo la nervadura principal. Al completar su desarrollo larval, forman un capullo de seda en el envés de las hojas para empupar (Sánchez & Vergara, 2003; Baldin *et al.*, 2014).

En el cultivo de quinua se ha observado que tiene el mismo comportamiento de comedor de follaje. Sin embargo, al igual que las especies de *Spodoptera* previamente mencionadas, es posible encontrar larvas de *Chrysodeixis includens* en las panojas de quinua donde se alimenta de las flores y granos en proceso de formación (Luis Cruces, obs. personal, Lima, Perú, diciembre 2014).

Ciclo biológico

Barrionuevo *et al.* (2012), estudiaron el ciclo de vida de *Chrysodeixis includens*, con larvas alimentadas con dieta artificial y criadas bajo condiciones controladas de temperatura, humedad y fotoperiodo (27 ± 2 °C, 70 a 75% HR, 14:10 h luz: oscuridad). Se determinó que el periodo de incubación fue de $3,73 \pm 0,02$ días, el periodo larval $23,3 \pm 0,11$ días, el periodo pupal $8,59 \pm 0,06$ y la longevidad del adulto $7,47 \pm 0,09$. Combe y Pérez (1978), determinaron bajo condiciones controladas de temperatura y humedad relativa (23 ± 2 °C y $75 \pm 5\%$ HR), que la capacidad de oviposición de la hembra es de 544 huevos.



Figura 18.

Larva de *Chrysodeixis includens* en panoja de quinua

2.2.5 Complejo *Copitarsia decolora* (Figuras 19-21)



©Yony Callohuari

Figura 19. Adulto de *Copitarsia corruda*

Las especies que conforman el complejo *Copitarsia decolora* son *C. corruda*, *C. decolora*, *C. gibberosa* y *C. incommoda*.

Distribución

Pogue (2014), presentó la distribución geográfica de las especies de *Copitarsia* presentes en el continente americano, la que se indica a continuación:

- *Copitarsia incommoda*: Colombia, Venezuela, Perú, Bolivia y Argentina.
- *Copitarsia corruda*: Colombia, Ecuador y Perú.
- *Copitarsia decolora*: México, Guatemala, Costa Rica, Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú.
- *Copitarsia gibberosa*: Argentina y Chile

Hospederos

Las larvas de *Copitarsia* spp. son polífagas, y se registran hasta 39 cultivos hospederos pertenecientes a 19 familias vegetales diferentes (Venette & Gould, 2006). Las principales familias hospederas son las siguientes: Asteraceae, Aliaceae, Amaranthaceae, Apiaceae, Brassicaceae, Campanulaceae, Caryophyllaceae, Fabaceae, Lamiaceae, Liliaceae, Rosaceae (Pogue & Simmons, 2008).

Debido a la confusión existente entre las especies de *Copitarsia* y los errores en su identificación mencionados por Pogue (2014), los datos proporcionados en la literatura concerniente a los hospederos de cada especie no son confiables y por ello se presenta solo las familias hospederas a nivel genérico y no específico.

Clasificación taxonómica

A continuación se presenta la clasificación taxonómica de las especies de *Copitarsia* según Pogue (2014):

Orden: Lepidoptera

Familia: Noctuidae

Género: *Copitarsia*

Especie: *corruda* (Pogue & Simmons, 2008); *decolora* (Guenée, 1852); *incommoda* (Walker, 1865); *gibberosa* Pogue, 2014.

Ha habido mucha confusión en la literatura concerniente a las especies de *Copitarsia* por su semejanza morfológica externa. Pogue (2014), hizo la revisión de las especies que conforman el complejo *Copitarsia decolora* aclarando las diferencias entre cada una de ellas y describiendo una nueva especie, la cual es *C. gibberosa*.

A continuación se presenta un resumen de las correcciones realizadas por Pogue (2014):

- *Copitarsia incommoda* es el nombre válido de *C. paraturbata* descrita por Castillo & Angulo (1991) y de *C. consueta* citada por Angulo y Olivares (2003).
- *Copitarsia decolora* es el nombre válido de *C. uncinata* descrita por Burgos *et al.* (2010).
- *Copitarsia gibberosa* es el nombre válido de *C. consueta* citada por Artigas y Angulo (1997), de *C. turbata* citada por Angulo *et al.* (1990) y de *C. decolora* citada por Angulo *et al.* (2006).
- *Copitarsia corruda* corresponde a *C. decolora corruda* descrita por Angulo y Olivares (2009).

Descripción morfológica

Debido a que los caracteres de diferenciación entre las especies se centran principalmente en los genitales y el análisis de ADN mitocondrial (Pogue & Simmons, 2008; Pogue, 2014), a continuación se presenta las características solo a nivel genérico.

El huevo es ligeramente aplanado en la base y subesférico. La ornamentación en vista lateral, está formada por una serie de quillas con pequeñas líneas transversales, que partiendo del borde del micrópilo se dispersan radialmente, perdiéndose poco después de pasar el borde. En vista dorsal, se observa el micrópilo en el centro rodeado de un borde circular, desde el cual parten 10 a 13 quillas radiales, de altura similar al borde del micrópilo (Carrera, 2013).

La larva es muy variable en su patrón de coloración, más oscuro en el aspecto dorsal y más clara en el aspecto ventral, presentándose larvas que varían desde el verde hasta negro. La cápsula cefálica es amarillenta a marrón oscura, moteada, con un área carente de motas en el dorso de la cápsula formando una franja diagonal que se extiende desde el ápice de la frente hasta el vértex. Los espiráculos amarillentos-oscuros, circundados por una línea negra brillante intensa. La longitud en el último estadio es de 41.1 mm (Carrera, 2013).



©Yony Callohuari

Figura 20. Variación cromática de larvas de *Copitarsia* spp.

La pupa es obtecta, desnuda, castaño rojiza oscura, de 14 a 18 mm de largo y de 4 a 5 mm de ancho (Sánchez & Vergara, 2008).

El adulto es una polilla robusta con la cabeza y el tórax de color castaño oscuro, algo grisáceo. Alas anteriores castaño oscuras, con una mancha circular más clara con un punto obscuro en el centro y bordeada de una línea oscura; presenta también una mancha reniforme negruzca bordeada de castaño claro. Fémures con escamas blanquecinas y oscuras en su parte dorsal. Abdomen castaño grisáceo (Carrera, 2013).

Comportamiento y daños

Los adultos son de actividad nocturna. La hembra ovipone en forma aislada o en pequeños grupos (Saravia *et al.*, 2014).

Luego de la eclosión, las larvas pequeñas se dispersan hacia las hojas. En la etapa de panojamiento se movilizan hacia la inflorescencia donde se alimentan de flores y granos en proceso de formación. Luego de completar su desarrollo larval, migran hacia el suelo donde empupan. Cuando la plaga se presenta en la etapa de germinación, las especies de *Copitarsia* pueden comportarse como gusanos de tierra o cortadores de plantas tiernas (Luis Cruces, obs. personal, Lima, Perú, enero 2015).



Figura 21. Larva de *Copitarsia* sp. alimentándose de hoja de quinua

Ciclo de vida:

El ciclo de *C. corruda* fue estudiado por Carrera (2013), a condiciones controladas de temperatura y humedad relativa (25 ± 1 °C y 70% HR). La especie fue identificada por la misma autora y confirmada por el especialista Dr. Michael G. Pogue. El estudio fue llevado a cabo en el Museo de Entomología Klaus Raven Büller de la Universidad Nacional Agraria La Molina.

La investigación realizada permitió determinar lo siguiente: periodo de incubación de 3.5 a 5 días, periodo larval de 15 a 24 días, periodo pupal de 15 a 18.5 días en hembras y de 16 a 19.5 días en machos, la longevidad del adulto fue de 22 a 44.5 días en hembras y de 36 a 47.5 días en machos, y la capacidad de oviposición varió de 2021 a 2629 huevos por hembra.

2.2.6 *Epicauta* spp. (Figuras 22-27)

Varias especies del género *Epicauta* han sido registradas como plagas del cultivo de quinua (Tapia *et al.*, 1979; Sánchez & Vergara, 2002). Se citan a *Epicauta latitarsis* (Haag), a *E. willei* (Denier) (Saravia *et al.*, 2014), a *E. adspersa* Klugs y *E. atomaria* Germar (Dughetti, 2015)



Figura 22. Adulto de *Epicauta* sp.

Nombres comunes

Escarabajo negro de las hojas, "Achu", "Karhua", "Blister beetle" (Tapia *et al.*, 1979, Capinera, 2001; Rasmussen *et al.*, 2003; Saravia *et al.*, 2014).

Distribución

E. willei y *E. latitarsis* tienen una distribución restringida al Perú. Otras especies de *Epicauta* spp. están presentes en Bolivia, Chile, Argentina y otros países de Sudamérica, Centroamérica y Norteamérica, las cuales podrían estar infestando quinua (Blackwelder, 1945; Campos-Soldini *et al.*, 2009). Dughetti (2015), cita para Argentina a *E. adspersa* y *E. atomaria*. El género está ausente en Australia, Nueva Zelanda, Madagascar y en las latitudes extremas del Viejo Mundo (Bologna, 2002).

Hospederos

Se ha reportado como hospederos de los adultos a plantas cultivadas pertenecientes a las familias Liliaceae, Brassicaceae, Apiaceae, Solanaceae, Amaranthaceae, Poaceae, Convolvulaceae, Alliaceae, entre otras (Capinera, 2001). No obstante, las larvas se alimentan de huevos de saltamontes, especialmente de la familia Acrididae (Horsfall, 1941); hay reportes de que algunas especies se alimentan de los huevos de otras especies de *Epicauta* (Selander, 1981, 1982).

Clasificación taxonómica

Las especies de *Epicauta* citadas como plagas de la quinua, tienen la siguiente clasificación (Blackwelder, 1945; Campos-Soldini *et al.*, 2009):

Orden: Coleoptera

Familia: Meloidae

Género: *Epicauta*

Especies: *E. latitarsis* (Haag-Rutenberg, 1880); *E. willei* Denier, 1940; *E. adspersa* Klugs, 1825; *E. atomaria* Germar, 1821.

La especie *E. marginata* es citada como plaga de la quinua por Tapia *et al.* (1979); no obstante su posición taxonómica es incierta ya que en la literatura se la sinonimiza con *E. cinerea* (Blackwelder, 1945) y *E. pestifera* (Werner, 1949) quien a su vez también es sinonimizado con *E. funebris* (Blum & Hilker, 2002).

Descripción morfológica

Los caracteres de diagnóstico de los adultos del género *Epicauta* son los siguientes: cabeza con los palpos maxilares de 4 segmentos, segmento I corto y los otros tres fácilmente visibles; mandíbulas cortas, no puntiagudas en el ápice, márgenes laterales notoriamente curvados en vista frontal, mitad distal no reclinado; labro largo, extendiéndose más allá de la mitad basal de las mandíbulas. Fémures anteriores con la superficie ventral apical (aquel opuesto a la tibia) ligeramente escavado; transversalmente pubescente; uñas tarsales sin dientes (Bologna, 2002).



©Yony Callohuari

Figura 23. Adulto de *Epicauta* sp.



©Yony Callohuari

Figura 24. Adulto de *Epicauta* sp.

E. latitarsis es de color totalmente negro con élitros glabros y escasos pelos claros alrededor del protórax. *E. willei* también es de color oscuro, sin embargo, el cuerpo está cubierto de pelos grisáceos amarillentos de tal forma que le dan un aspecto aterciopelado y los élitros con los márgenes amarillos. Miden entre 10 y 15 mm (Tapia *et al.*, 1979; Sánchez & Vergara, 2002).

Comportamiento y daños

El escarabajo negro es un insecto con típico comportamiento gregario, que se alimenta de las hojas de plantas jóvenes provocando defoliaciones localizadas. Sin embargo, su importancia económica es relativa porque se presenta ocasionalmente en las zonas productoras de quinua tradicionales donde provoca daños serios (generalmente en pocas plantas) a manera de manchones, lo que hace difícil cuantificar las pérdidas que causa. En zonas tradicionales, su presencia está asociada a la época de lluvias (mayor humedad ambiental) (Saravia *et al.*, 2014). Tiene preferencia por alimentarse de hojas jóvenes y suculentas que se sitúan en el tercio superior de la planta y su infestación usualmente es localizada, rara vez generalizada (Gandarillas & Ortuño, 2009). Además, también tienen preferencia por variedades dulces y blancas de quinua, y se ha observado que no se movilizan de la planta hasta dejarla totalmente defoliada, especialmente en plantas tiernas (Bravo, 2010).



Figura 25. Planta de quinua infestada de *Epicauta* sp.

Según Sánchez y Vergara (2002), las infestaciones más intensas se dan entre noviembre y marzo, durante los veranillos o periodos de sequía o alta insolación. Se ha observado que en altas infestaciones pueden defoliar campos enteros en pocos días debido a su gran voracidad.



Figura 26. Daños de *Epicauta* sp.

Las hembras colocan sus huevos en el suelo, en grupos de 50 a 80 unidades. Al eclosionar, las larvas se encaminan a buscar cocones o paquetes de huevos de langostas de los que se alimentan hasta su cuarto estadio; los dos últimos estadios son de reposo o de vida latente. Al final, se transforman en pupa dentro una cavidad oval. El ciclo total del insecto dura un año (Gandarillas & Ortuño, 2009).



Figura 27. Daños de *Epicauta* sp.

2.2.7 *Epitrix* spp. (Figura 28, 29)



Figura 28. Adulto de *Epitrix* sp.

Nombres comunes

La pulguilla saltona, *Piki piki* (Saravia *et al.*, 2014)

Distribución

El género *Epitrix* es de distribución mundial y está conformado por alrededor de 180 especies (Orlova-Bienkowskaja, 2015). Se encuentra en Europa, África, Asia, Oceanía, América y El Caribe. En Sudamérica se distribuye principalmente en Colombia, Venezuela, Ecuador, Bolivia, Brasil, Argentina, Uruguay y Chile (Jolivet, 1988; Dörbel, 2010).

Hospederos

Principalmente plantas de la familia Solanaceae (Konstantinov & Vandenberg, 1996), pero a veces atacan cultivos de otras familias como Asteraceae, Fabaceae, Cucurbitaceae, Brassicaceae, Amaranthaceae, entre otras (Capinera, 2001; Sánchez & Vergara, 2002).

Clasificación taxonómica

El género *Epitrix* tiene la siguiente clasificación taxonómica según Döberl (2010):

Orden: Coleoptera

Familia: Chrysomelidae

Género: *Epitrix* Foudras, 1860

Descripción morfológica

Las larvas pasan por tres estadios. Son de coloración blanquecina, excepto por la cabeza que es amarilla o marrón amarillenta (Capinera, 2001).

Los Adultos de este género varían de coloración, desde castaño pálido a totalmente negros. Tamaño pequeño, menos de 3 mm; cuerpo cubierto con setas pequeñas. Cabeza ligeramente convexa en perfil; ojos de tamaño moderado y ligeramente resaltados; antenas filiformes, de 11 segmentos, con escapo más largo que el segundo antenómero. Pronoto transversal, variando desde ligeramente aplanado hasta muy convexo. Élitros con punturas arregladas en estrias. Patas con los fémures posteriores bastante grandes; tibias de longitud similar al fémur, lateralmente aplanadas; tibias posteriores con una espina simple en el ápice (Seeno & Andrews, 1972; Deczynski, 2014).

Comportamiento y daños

Las condiciones de sequía y temperatura relativamente alta favorecen las infestaciones de las "pulguillas", sobre todo al inicio del periodo vegetativo del cultivo. Las precipitaciones pluviales intensas son desfavorables para el desarrollo larval de las especies de *Epitrix*, ya que causan su ahogamiento. Cuando la quinua es cultivada en terrenos de escasa fertilidad o muy pobres en elementos nutritivos, son más propensos a ser infestados por estos fitófagos (Sánchez & Vergara, 2002).



Figura 29. Vista lateral de *Epitrix* sp.

En las hojas de quinua, en especial en plantas pequeñas, los daños de *Epitrix* sp. se manifiestan como numerosos agujeros pequeños circulares que corresponden a las comeduras de los adultos (Sánchez & Vergara, 2002).

Los huevos son depositados en el suelo, cerca de la base de su planta hospedera, de preferencia en lugares húmedos para la oviposición. Las larvas que emergen se alimentan del sistema radicular y se ha reportado que existe canibalismo (Capinera, 2001). No se ha registrado daños de las larvas de importancia económica en el cultivo de quinua (Sánchez & Vergara, 2002), pero sí en otros cultivos en los cuales ha dañado seriamente las raíces y en otros casos como transmisor de enfermedades virósicas y fungosas (Leach, 1940).

Cuando las larvas llegan a la madurez, preparan una pequeña celda en el suelo en la cual empupan (Capinera, 2001).

2.3 Minadores de follaje

Luis Cruces

Se citan dos especies de "moscas minadoras" que atacan al cultivo de quinua, *Liriomyza braziliensis* y *L. huidobrensis*. Las larvas de estas especies comen las hojas alimentándose del parénquima por debajo de la epidermis, realizando minas serpenteantes y reduciendo la capacidad fotosintética de la planta.

2.3.1. *Liriomyza braziliensis*

Nombre común

Mosca minadora (Sánchez & Vergara, 2002).

Distribución:

Esta especie está presente en Sudamérica y se distribuye en Argentina, Brasil, Ecuador, Perú y Venezuela (Spencer, 1973; Koritkowsky, 2014).

Hospederos:

Principalmente especies de la familia Solanaceae (Spencer, 1973; Koritkowsky, 2014) y Amaranthaceae (Tapia *et al.*, 1979; Sánchez & Vergara, 2002).

Clasificación taxonómica:

La especie tiene la siguiente clasificación (Koritkowsky, 2014):

Orden: Diptera

Familia: Agromyzidae

Género: *Liriomyza*

Especie: *braziliensis* (Frost, 1939)

Descripción Morfológica

La larva mide hasta 6 mm de longitud. Coloración amarillo blanquecino. Espiráculos posteriores sobre unas cortas proyecciones, cada una con 3 poros (Spencer, 1973).

El pupario es de color marrón oscuro, segmentado y truncado en el extremo posterior (Spencer, 1973).

El adulto tiene las siguientes características de coloración: cabeza con la frente amarillo-anaranjado; tercer segmento antenal anaranjado-amarillo, marrón o negro; mesonoto moderadamente brillante, negro, con manchas triangulares amarillas adyacentes al escutelo; mesopleura negra al menos en el tercio inferior, pero por lo general es casi completamente negra con solo el margen superior amarillo; fémures amarillo-brillantes, a veces con estrías de tonalidad marrón; tibias y tarsos oscuros, marrón-amarillentos a casi negros. Expansión alar de 3.3 a 3.7 mm en machos y hasta 4.5 mm en hembras (Spencer, 1973).

Comportamiento y daño

Esta especie es citada generalmente como plaga en papa, en la que las larvas minan la superficie de los tubérculos. La pulpa del tubérculo no es afectada directamente y solo se observan minas sub-epidermales (Spencer, 1973; Koritkowsky, 2014).

En el cultivo de quinua se reporta que las larvas se alimentan del parénquima de las hojas, debajo de la epidermis, realizando minas serpenteantes de color amarillo que posteriormente se tornan oscuras. Una vez completado el desarrollo larval, empupan dentro de la mina. La presencia e infestación de esta especie en quinua es favorecida por las condiciones ambientales cálidas y secas (Tapia *et al.*, 1979; Sánchez & Vergara, 2002).

Ciclo de vida

No hay estudios de ciclo de vida de esta especie criados sobre quinua. Sánchez y Vergara (2002), mencionan que el ciclo de desarrollo de esta especie tiene una duración aproximada de 28 a 30 días.

2.3.2 *Liriomyza huidobrensis* (Figuras 30-35)



Figura 30. Adulto de *Liriomyza huidobrensis*

Nombre común

Mosca minadora (Sánchez & Vergara, 2002).

Distribución

Esta especie es nativa de la Región Neotropical, pero por su rápida dispersión actualmente tiene una distribución en diversos continentes (Scheffer, 2000; Scheffer y Lewis, 2001; López *et al.*, 2010). Se la encuentra en América, África, Asia y Europa (López *et al.*, 2010).

Está ampliamente distribuida en Sudamérica, Centroamérica y en El Caribe (Echevarría *et al.*, 1994, López *et al.*, 2010). En Norteamérica está restringida a Canadá y está ausente en México y Estados Unidos; la plaga que previamente se creía que era *L. huidobrensis* en USA es actualmente *L. langei* (Scheffer & Lewis, 2001; NAPPO, 2009). En Europa está ausente en Reino Unido, Eslovenia, Noruega, Lituania, Irlanda, Dinamarca y Estonia (CABI/EPPO, 1998, 2002).

Hospederos

Tiene un amplio rango de hospederos con registros de al menos 14 familias vegetales (Spencer, 1990; Wei *et al.*, 2000). Los cultivos atacados pertenecen a las familias Amaranthaceae, Cucurbitaceae, Fabaceae, Alliaceae, Solanaceae, Apiaceae, Caryophyllaceae, Malvaceae y Asteraceae (Korytkowski, 2014).

Clasificación taxonómica

La especie tiene la siguiente clasificación (Koritkowsky, 2014):

Orden: Diptera

Familia: Agromyzidae

Género: *Liriomyza*

Especie: *huidobrensis* (Blanchard, 1926)

Liriomyza langei fue inicialmente descrita para Norte América. Luego fue sinonimizada por Spencer (1973) con *L. huidobrensis*, debido a su semejanza morfológica. Finalmente, Scheffer & Lewis (2001) mediante el análisis molecular, encontraron evidencia de que *L. langei* corresponde a una especie diferente de *L. huidobrensis*.

Liriomyza decora y *L. cucumifoliae* fueron sinonimizados por Spencer (1973) con *L. huidobrensis* y hasta la actualidad no ha habido estudios que demuestren lo contrario.

Las especies *Liriomyza strigata* y *L. bryoniae* son especies cercanas a *L. huidobrensis* en el aspecto morfológico, pero aceptadas como especies diferentes (Spencer, 1973; Spencer 1990).

Descripción Morfológica

El huevo mide aproximadamente 0.28 mm de longitud y 0.15 mm de ancho, y es de forma ovalada. Es insertado dentro del follaje en la oviposición (Capinera, 2001).

La larva es ápoda, de color blanco cremoso, aguzada anteriormente y ensanchada posteriormente. Espiráculos posteriores en forma elíptica. Mide hasta 3.25 mm de longitud (Spencer, 1973; Sánchez & Vergara, 2003).

El pupario es en forma de barril, varía de color amarillento a marrón rojizo (Spencer, 1973; Sánchez & Vergara, 2003).

El adulto es de color marrón oscuro a negro, con brillo metálico. La cabeza presenta áreas amarillas en la frente, vértex y genas (varían de amarillo limón a amarillo-anaranjado); tercer segmento antenal normalmente marrón amarillento. Tórax con el mesonoto negro, con micro-pubescencia corta, brillante y escutelo amarillo con los ángulos basales ampliamente marrones o negros; expansión alar de 1.9 a 2.5 mm de longitud y alas ligeramente obscurecidas, con las venas marrones y halterios amarillos; patas con todos los fémures amarillos irregularmente manchados de marrón, tibias y tarsos marrón oscuro. Abdomen marrón negruzco, cubierto de micro-pubescencia gris opaca. Longitud del cuerpo 1 a 2 mm (Spencer, 1973; Korytkowski, 2014).



Figura 31. Adulto de *Liriomyza huidobrensis* sobre planta de quinua

Comportamiento y daños

Los adultos son de actividad diurna y vuelan activamente durante las horas de sol. La cópula ocurre entre las 6 y 24 horas posteriores a la emergencia de los adultos. La oviposición se realiza mayormente en las mañanas y los huevos son colocados debajo de la epidermis de las hojas (Parrella *et al.* 1981; Sánchez & Vergara, 2003). En el proceso de alimentación, las hembras realizan punteaduras en las hojas con la ayuda de su pseudo-ovipositor y posteriormente succiona la savia que emana, de la cual se nutre. Estos orificios también son aprovechados por el macho para alimentarse (Echevarría *et al.*, 1994).



Figura 32. Adulto de *Liriomyza huidobrensis* en oviposición



Figura 33. Picaduras de alimentación de *Liriomyza huidobrensis*

Cuando emergen las larvas consumen solo el tejido parenquimático y, conforme avanzan en su desarrollo, forman minas serpenteantes. Frecuentemente hay muchas larvas juntas en la misma hoja y el follaje atacado puede sufrir de una intensa marchitez y posteriormente senescencia (Wilcox & Howland, 1955). Las larvas al tercer estadio abandonan la hoja para empupar en el suelo, generalmente durante la mañana, aunque algunas veces empupan en la misma hoja al finalizar la mina (Sánchez & Vergara, 2003). El daño de la mosca minadora esta frecuentemente asociada con la nervadura y venas laterales de la hoja, pero puede también realizar irregularmente minas serpenteantes y, particularmente cuando hay una alta infestación de larvas en una sola hoja, puede formar ampollas (Spencer, 1973).



©Yony Callohuari

Figura 34. Daños de *Liriomyza huidobrensis*

Como consecuencia de la alimentación larval del follaje, se reduce considerablemente la capacidad fotosintética de la hoja, luego estas se secan y caen, lo que puede ocasionar una defoliación parcial de la planta. Estos daños generalmente se presentan en el tercio inferior de la planta, en las hojas más protegidas. Cuando infestan plantas inmediatamente después de la germinación, al inicio pueden realizar punteaduras de alimentación y oviposición, y posteriormente realizan minas en las hojas cotiledonales y el tallito. Las picaduras de los adultos producen daños que carecen de importancia (Sánchez & Vergara, 2003).



©Luis Cruces

Figura 35. Daños de la mosca minadora en hojas cotiledonales

Ciclo de vida

Salas *et al.* (1988), estudiaron el ciclo biológico de *Liriomyza huidobrensis* a condiciones controladas de temperatura y humedad relativa (27.4 °C y 74% HR). El periodo de incubación fue de 3.05 ± 0.06 días, el periodo larval 6.00 ± 0.10 días, el periodo prepupal 5.13 ± 0.07 días, el periodo pupal 8.15 ± 0.72 , longevidad del adulto en machos 4.21 ± 2.02 días y en hembras 5.91 ± 4.53 días, y la capacidad de oviposición de 21 ± 2.96 huevos por hembra. Lizárraga (1990), a 17.3 ± 0.7 °C y 88 ± 3 % HR, encontró hasta 252 huevos por hembra mientras que Hincapié *et al.* (1993) a 24.7 °C y 64.3% HR registraron 100 huevos por hembra.

2.4 Insectos masticadores de granos de la panoja

Candy Carrera
Luis Cruces
Yony Callohuari

Estos insectos se caracterizan por estar presentes principalmente en la inflorescencia y la panoja, en la cual se alimenta de las flores y granos en proceso de formación. Este grupo de plagas está conformado principalmente por especies pertenecientes a los géneros *Chloridea*, *Helicoverpa*, *Spoladea*, *Herpetogramma* y *Eurysacca*. Las especies de *Spodoptera*, *Copitarsia* y *Chrysodeixis*, tratadas previamente en el presente documento, ocasionalmente suben a la panoja para alimentarse de los granos.

El género *Eurysacca* es el más recurrente en todas las regiones donde se cultiva el grano. Las especies *E. melanocampta*, *E. quinoae*, y *E. media* conforman lo que Quispe *et al.* (2014), denominan como "complejo polilla", referido como tal debido a que los agricultores, indistintamente de la especie, la llaman "polilla de la quinua". El presente documento tratará las dos especies de mayor importancia para el cultivo, que son *E. melanocampta* y *E. quinoae*.

2.4.1 *Chloridea (=Heliothis) virescens* (Figuras 36-39)



Figura 36. Adulto de *Chloridea virescens*

Nombres comunes

Gusano bellotero (Sánchez, 2006)

Distribución

Esta especie se distribuye en el continente americano. Los países en los que se reporta su presencia son Estados Unidos y México en Norteamérica; Nicaragua y El Salvador en Centro América; Argentina, Brasil, Colombia, Paraguay, Perú, Uruguay, Venezuela en Sudamérica; y Cuba y Jamaica en El Caribe. En Europa se registra para Inglaterra (Capinera, 2001; Muthaiya, 2009).

Hospederos

Chloridea virescens tiene un amplio rango de hospederos, tanto plantas cultivadas como silvestres, pertenecientes a las familias Malvaceae, Poaceae, Solanaceae, Fabaceae, Amaranthaceae, Asteraceae, Liliaceae, Aliaceae, Rosaceae, Pedaliaceae, Vitaceae, Geraniaceae, Euphorbiaceae y Nyctaginaceae (Molina-Ochoa *et al.*, 2010).

Clasificación taxonómica

La especie tiene la siguiente clasificación taxonómica (Pogue, 2013):

Orden: Lepidoptera

Familia: Noctuidae

Género: *Chloridea*

Especie: *virescens* (Fabricius, 1777)

El género *Chloridea* fue revisado por Pogue (2013), para incluir muchas especies previamente ubicadas en el género *Heliothis*. El análisis morfológico y el estudio del árbol genético permitió reubicar a *Heliothis virescens*, binomio con el cual trata la mayoría de textos referidos a esta especie, dentro del género *Chloridea*.

Descripción morfológica

El huevo recién ovipuesto es de color blanco cremoso a amarillo claro, tornándose anaranjado en las primeras 24 horas hasta llegar a ser gris oscuro, color denotado por el desarrollo del embrión. De forma subpiramidal, casi tan ancho como alto, mide en promedio 0.55 mm de diámetro y 0.50 mm de alto; presenta 22 a 24 costas radiales que se originan del micrópilo. La roseta micropilar está conformado por una serie de 10 a 11 celdas llamadas celdas primarias (Angulo *et al.*, 2006; Carrera, 2013).

La larva del último estadio mide aproximadamente 35 mm de longitud y 4 mm de ancho. La cutícula lleva gránulos gruesos desarrollados tan cortos como espinulas e intercalados entre gránulos más finos. *C. virescens* presenta variedad de colores, usualmente es verde, aunque es común encontrar especímenes de coloración rojiza, marrón e incluso blanquecina; la cápsula cefálica es de color castaño, ocasionalmente reticulada de blanco; la larva se caracteriza porque el escudo protorácico casi no se diferencia en coloración del resto del cuerpo, el cual presenta franjas longitudinales y transversales oscuras. Espiráculos negros con el área central (peritreme) marrón. Tubérculos setíferos pronunciados y cónicos, mejor representados en los segmentos abdominales I, II y VIII, con espinulas delgadas (Crumb, 1956; Angulo *et al.*, 2006; Sánchez & Sánchez, 2008).



©Yony Callohuari

Figura 37. Variación cromática de larvas de *Chloridea virescens*

La pupa es de color marrón claro y con dos finas espinas a manera de cremáster. La longitud varía de 15 a 18 mm y el ancho de 3.9 a 5.3 mm (Carrera, 2013)

El adulto es una polilla cuyo color varía de marrón amarillento pajizo a marrón oliváceo. Las alas anteriores presentan tres bandas transversales oblicuas de color marrón más oscuro acompañadas por una franja blanquecina, la banda distal no finaliza en el ápice del ala, sino que termina en el margen externo un poco antes del ángulo. Las hembras tienden a ser más oscuras. Las alas posteriores son claras con una banda oscura hacia el margen externo (Carrera, 2013). La expansión alar puede variar según el alimento y el sexo; en general los reportes fluctúan entre 12.46 mm y 35 mm, según Carrera (2013), aunque Capinera (2001) menciona que lo más común es encontrar individuos en el rango de 28 a 35 mm.

Comportamiento y daños

Los adultos son de actividad nocturna. Las hembras generalmente oviponen individualmente en brotes, hojas tiernas, flores y botones florales. En ausencia de tejido reproductivo, las larvas se alimentan de tejido foliar. Al completar su desarrollo, bajan al suelo a empupar (Capinera, 2001).

En el cultivo de quinua, se ha observado que ovipone en hojas tiernas, inflorescencia y en la panoja con granos en proceso de formación; esta última sirve de alimento para las larvas al emerger. Como consecuencia de esta conducta alimenticia, los excrementos que van dejando durante su desarrollo contaminan el grano al momento de la cosecha (Luis Cruces, obs. personal, Lima, febrero 2015).



Figura 38. Larva de *Chloridea virescens* en panoja de quinua



Figura 39. Larva de *Chloridea virescens* en panoja de quinua

Ciclo de vida

Carrera (2013), estudió la biología de *C. virescens* bajo condiciones controladas de temperatura y humedad relativa (25 ± 1 °C y 70% HR). El estudio permitió determinar lo siguiente: periodo de incubación 3.5 días; periodo larval de 23 a 46 días, periodo pupal de 12 a 16 días en hembras y de 13 a 17 días en machos; longevidad del adulto de 42.5 a 55.5 días en hembras y de 41.5 a 58.5 días en machos; finalmente, determinó que la capacidad de oviposición es de 346 a 1031 huevos por hembra.

2.4.2 *Helicoverpa quinoa* (Figuras 40-43)

Saravia *et al.* (2014), mencionan que Michael Pogue, especialista en Noctuidae del Departamento de Agricultura de Estados Unidos (USDA), en coordinación con entomólogos de la Fundación PROINPA (aparentemente mediante una comunicación personal) ha realizado el estudio morfológico de la genitalia y ADN mitocondrial para clarificar el estatus de las especies de *Helicoverpa* que atacan a la quinua.



Fuente: Saravia *et al.* (2014),
Figura 40. Adulto de *Helicoverpa quinoa*

En dicho estudio (no publicado) la especie de *Helicoverpa* que ataca a la quinua, corresponde al binomio *H. quinoa*, cuyas características externas son muy similares a *H. gelotopoeon* y *H. titicacae*.

Basado en lo expuesto anteriormente, a continuación se presentan las características de la especie proporcionadas por Saravia *et al.* (2014), con la salvedad de que en un futuro esta información pueda ser aclarada de manera científica.

Clasificación taxonómica

Orden: Lepidoptera

Familia: Noctuidae

Género: *Helicoverpa*

Especie: *quinoa* Pogue & Harp

Descripción morfológica

El huevo es colocado de manera individual en los brotes terminales.

La larva presenta una coloración que varía entre tonos de amarillo y verde claro, los cuales pueden ir acompañados con bandas color negro; dorsalmente está adornada con una serie de bandas longitudinales finas de tonalidades claras y oscuras, así como bandas laterales de color blanco. En su último estadio, la larva madura mide de 30 a 35 mm de longitud.



Figura 41. Larva de *Helicoverpa quinoa*



Figura 42. Larva de *Helicoverpa quinoa*

La pupa es obtecta, de color naranja brillante, con las divisiones intersegmentales claramente visibles y las marcas oculares de color negro. Cuando el adulto está próximo a emerger, la pupa toma una coloración oscura.

El adulto es robusto. Esta especie presenta dimorfismo sexual; la hembra es de color pardo, presenta una franja sinuosa y oscura en las alas anteriores, así como dos pequeñas manchas oscuras y redondeadas en el centro de la membrana; el macho es de color verdoso claro, presenta manchas en las alas, generalmente menos aparentes que en la hembra. En ambos sexos las alas posteriores son blanquecinas con franjas oscuras en sus bordes posteriores. Las medidas aproximadas son 19 mm de longitud y de 35 a 45 mm de expansión alar.

Ciclo biológico

De acuerdo a estudios realizados por la Fundación PROINPA, el ciclo biológico, en una población de 400 individuos y bajo condiciones controladas de temperatura y humedad relativa (25 °C y 60% HR), es el siguiente: periodo de incubación, 5 ± 1 días; periodo larval, 26 ± 3 días; periodo pre pupal, 9 ± 1 días; periodo pupal, 175 ± 29 días; finalmente, se determinó que la longevidad del adulto fue 8 ± 2 días.



Fuente: Saravia *et al.* (2014),
Figura 43. Larva de *Helicoverpa quinoa*

2.4.3 *Spoladea recurvalis* (Figuras 44-47)



©Yony Callohuari

Figura 44. Adulto de *Spoladea recurvalis*

Nombre común

Gusano telarañero de la remolacha, Gusano telarañero (Capinera, 2001).

Distribución

La especie es una plaga de mayor incidencia en las regiones tropicales y subtropicales (Powell y Opler, 2009); sin embargo, en los últimos años ha sido reportada en países de climas templados tales como Bélgica y Dinamarca (Brier, 2007). A nivel continental, es encontrada en Europa, Asia, África, Oceanía (principalmente Australia y Nueva Zelanda); en el continente americano, su distribución abarca Norte y Centro América, y principalmente Sudamérica (sin reportes de Argentina, Bolivia y Ecuador) (UK, CAB International, 1991; Vasantharaj & Ananthakrishnan, 2004; Muthaiyan, 2009).

Hospederos

Especies de las familias Amaranthaceae, Fabaceae, Poaceae, Apiaceae, Brassicaceae, Juglandaceae, Asteraceae, Rutaceae (Solis, 2006; Brier, 2007; Powell & Opler, 2009; Capinera, 2010)

Clasificación taxonómica

La especie tiene la siguiente clasificación taxonómica (Scholtens & Solis, 2015):

Orden: Lepidoptera

Familia: Crambidae

Género: *Spoladea*

Especie: *recurvalis* (Fabricius, 1775)

La especie fue descrita como *Phalaena recurvalis* por Fabricius en 1775; posteriormente, muchos sinónimos surgieron para esta especie, siendo el más común en los textos antiguos *Hymenia recurvalis* (Tapia *et al.*, 1979; Robinson *et al.*, 1994; Brier, 2007; Powell & Opler, 2009). El género

Zinckenia es un sinónimo del género *Hymenia*, por lo que algunos textos también la tratan como *Z. recurvalis* y *Z. fascialis* (Wille, 1952; Scholtens & Solis, 2015). Otros sinónimos de la especie son *Hymenia oxydias*, *Hymenia diffascialis*, *Phalaena fascialis*, entre otros (Scholtens & Solis, 2015).

Descripción morfológica

Los huevos son azulados, similares a escamas y ovipuestos individualmente o en pares en el envés de la hoja (McDougall *et al.*, 2013).

Las larvas en sus primeros estadios son difíciles de distinguir en el follaje, su conducta alimenticia es denotada por lagunas de alimentación, alrededor de las cuales puede ubicarse a las larvas. Dorsalmente se distingue una banda verde oscura a lo largo de toda su longitud, acompañada a ambos lados de una franja blanca. Hacia los últimos estadios el color se mantiene entre amarillo claro a verde y se hace notoria una "mancha oscura" en el segundo segmento torácico, que no es más que una pináculo oscura detrás del escudo protorácico; la cápsula cefálica es amarillo ocre y se evidencia motas doradas en las áreas laterales y dorsales de las mismas; finalmente, cuando la larva está pronta a empupar, adquiere una coloración rosada a rojiza. La larva madura mide en promedio 18.4 mm (n=14) (Capinera, 2001; Brier, 2007; McDougall *et al.*, 2013; Candy Carrera, obs. personal, Piura, octubre 2014).



Figura 45. Larva de *Spoladea recurvalis*

La pupa es obtecta, de color amarillo oscuro en un inicio y más oscuro cuando está pronta a la emergencia del adulto; el cremaster está conformado por una estructura triangular de ápice trunco, de la cual surgen varias setas con ápice curvado. La longitud promedio es 9.5 mm en machos y 9.0 mm en hembras (Pande, 1973; Candy Carrera, obs. personal, Piura, octubre 2014).

El adulto es marrón oscuro y a menudo con una tonalidad púrpura. Las alas anteriores llevan dos bandas transversales incompletas de color blanco y dos pequeñas manchas circulares blancas cerca al margen; las alas posteriores tienen solo una banda blanca ancha y oblicua que recorre toda el área central. La polilla en reposo tiene aspecto triangular. Expansión alar de 19 a 20 mm (Capinera, 2001; Brier, 2007; McDougall *et al.*, 2013).

Comportamiento y daños

Los adultos son crepusculares y durante el día se refugian en las partes sombreadas de la quinua. Las hembras depositan sus huevos en forma aislada en la cara inferior de las hojas e inflorescencias en formación; las larvas al emerger se alimentan de las hojas e inflorescencias, pegándolas y refugiándose en su interior (Sánchez & Vergara, 2002).

Cuando el ataque es severo se puede apreciar gran cantidad de excrementos que contaminan el grano, y las hojas y ramillas pegadas con la seda que produce la larva, a manera de telarañas (Luis Cruces, obs. personal, Lima, Perú, marzo 2015).



Figura 46. Daño de *Spoladea recurvalis*



Figura 47. Daño de *Spoladea recurvalis*

Ciclo de vida

Pande (1973), estudió el ciclo biológico de *Spoladea recurvalis* bajo condiciones controladas (25 ± 2 °C), usando como sustrato de alimentación a *Trianthema monogyna* y *Amaranthus viridis*, y registró lo siguiente: periodo de pre oviposición de 1 a 2 días; periodo de oviposición de 2 a 4 días; periodo de incubación 3.75 días; periodo larval 14.37 días; periodo pupal 8.37 días; finalmente, la longevidad del adulto macho fue 3.7 días y de la hembra 6 días (datos en promedio).

2.4.4. *Herpetogramma bipunctalis* (Figuras 48-51)



Figura 48. Adulto de *Herpetogramma bipunctalis*

Nombres comunes

Polilla de la quinua, gusano telarañero del sur (Capinera, 2001; Sánchez & Vergara, 2002).

Distribución

Desde los Estados Unidos hasta Sudamérica y El Caribe (King & Sounders, 1984; Diez-Rodríguez *et al.*, 2013).

Hospederos

H. bipunctalis tiene como hospederos a especies de las familias Cannaceae, Liliaceae, Brassicaceae, Solanaceae, Apiaceae, Poaceae, Fabaceae, Portulacaceae y principalmente Amaranthaceae (Capinera, 2001; Solis, 2006; Diez-Rodríguez *et al.*, 2013).

Clasificación taxonómica

La especie tiene la siguiente clasificación taxonómica (Scholtens & Solis, 2015):

Orden: Lepidoptera

Familia: Crambidae

Género: *Herpetogramma*

Especie: *bipunctalis* (Fabricius, 1794)

Esta especie fue descrita como *Phalaena bipunctalis* por Fabricius (1794). *Pachyzancla* es un género sinónimo de *Herpetogramma*, por lo que muchos de los textos antiguos tratan a *H. bipunctalis* con el binomio *P. bipunctalis* (Wille, 1952; Yaya, 1964; Capps, 1964; Alata, 1973; Vergara & Sánchez, 1983; Munroe, 1995; Scholtens & Solis, 2015).

Descripción morfológica

El huevo es ovalado y aplanado, translúcido y poco pigmentado; mide de 0.5 a 0.6 mm y presenta el lado adherido a la hoja aplanado (Clarke-Harris *et al.*, 1998).

La larva es de color verde oscuro, con manchas color marrón pálido a lo largo de todo el cuerpo, las cuales corresponden a las pináculos; la placa cervical o escudo protorácico presenta

márgenes laterales marrón oscuros a manera de manchas reniformes y un área central pálida; la cápsula cefálica es oscura, varía de marrón oscuro a casi negro, donde pueden observarse máculas circulares. En su máximo desarrollo mide de 20 a 23 mm de longitud (Clarke-Harris *et al.*, 1988; Capinera, 2001).



©Yony Callohuari

Figura 49. Larva de *Herpetogramma bipunctalis*

La pupa recién formada es de color amarillo bruno y posteriormente se torna marrón. Mide de 8 a 10 mm de longitud (Sánchez & Vergara, 2002).

El adulto tiene las alas anteriores con dos manchas circulares centrales, cercanos al margen costal, y tres bandas transversales oscuras que recorren el ala desde margen costal hasta el margen anal; alas posteriores con una mancha circular negra cercana al margen costal y dos bandas transversales más o menos paralelas que recorren el ala desde el margen costal hacia el ángulo anal. Segmentos abdominales I y II con dos puntos negros conspicuos en el aspecto dorsal (Clarke-Harris *et al.*, 1988; Sánchez & Vergara, 2002).

Comportamiento y daños

La hembra ovipone en el envés de las hojas en grupos de 10 huevos (Clarke-Harris *et al.*, 1988). Las larvas recién emergidas se alimentan de las hojas (pegándolas y escondiéndose en su interior) y de las brácteas de las flores. Posteriormente se observan "nidos" en las panojas infestadas, constituidos por ramitas de la inflorescencia y unidas por hilos de seda. En el interior de estas cámaras viven las larvas que se alimentan de las flores y de los granos recién formados. Las panojas infestadas tienen el aspecto de estar apretadas, y a medida que van madurando, los granos de quinua caen al suelo, quedando finalmente las inflorescencias reducidas en tamaño y constituidas por brácteas y hojas. Completando su desarrollo las larvas empupan en los glomérulos de las inflorescencias y raras veces bajan al suelo a empupar. En algunos casos se puede apreciar hasta un 80% de pérdidas en la producción de este cultivo (Sánchez & Vergara, 2002).



Figura 50. Larva de *Herpetogramma bipunctalis* en *Amaranthus* sp.



Figura 51. Daño de *Herpetogramma bipunctalis* en *Amaranthus* sp.

Ciclo de vida

El ciclo de vida de *Herpetogramma bipunctalis* fue estudiado por Diez-Rodríguez (2013), bajo condiciones controladas (25 ± 2 °C; $70 \pm 20\%$ HR; 14 h de fotoperiodo) y usando como sustrato la zarzamora (*Rubus* spp.). Los resultados de la investigación son los siguientes: periodo de incubación, 5.59 ± 0.3 días; periodo larval, 26.37 ± 0.29 días; periodo pupal, 13.37 ± 0.19 días; periodo de pre oviposición, 2.67 ± 0.18 días; periodo de oviposición, 13.6 ± 1.48 días; longevidad de la hembra adulta, 17.51 ± 1.42 días y del macho adulto, 19.25 ± 1.65 días; finalmente, registró que la capacidad de oviposición es de 252.63 huevos (datos en promedio).

2.4.5 *Eurysacca melanocampta* (Figuras 52-60)



Figura 52. Adulto de *Eurysacca melanocampta*

Nombres comunes

En español se la conoce como polilla de la quinua y pegador de hojas, en aymara como Qh'una Qh'una «fon. Qhona Qhona» y en quechua como Qhaqu Khuru «fon. Qhaqo Khuru», por su hábito de moler el grano de quinua (Saravia & Quispe, 2003; PROINPA, 2008).

Distribución

Desde Argentina y Chile en el sur hasta Colombia en el norte (Povolny & Valencia, 1986; Povolny, 1990, 1997; Lamborot *et al.*, 1999; Rasmussen *et al.*, 2003; Valoy *et al.*, 2011).

Hospederos

Cultivos de quinua, kiwicha, cañihua, haba y tarwi (Chacón-Galindo, 1963; Povolny, 1979; Carrasco, 1987; Quispe *et al.*, 2014).

Clasificación Taxonómica

La especie tiene la siguiente clasificación según Povolny (1986).

Orden: Lepidoptera

Familia: Gelechiidae

Género: *Eurysacca*

Especie: *melanocampta* (Meyrick, 1917)

Esta especie fue descrita por Meyrick (1917), bajo el binomio *Phthorimaea melanocampta*. Povolny (1967), trata a la especie como *Scrobipalpus (Eurysacca) melanocampta* y posteriormente Sattler (1973), menciona que *Eurysacca* es un género independiente de *Scrobipalpus* y cita la especie como *Eurysacca melanocampta*.

Previo a la descripción del género *Eurysacca*, Wille (1952) y Chacón-Galindo (1963, 1964), trataban a la polilla de la quinua como *Gnorimoschema* sp. Posteriormente, Ortiz y Zanabria (1979), la citan como *Scribipalpus* sp. Recién en 1986 se tuvo clara la identidad de la especie para condiciones de Perú y desde entonces se la cita con el binomio correcto *E. melanocampta* (Rasmussen *et al.*, 2001).

Descripción morfológica

El huevo varía de color amarillo claro a ocre; a lo largo del desarrollo del embrión se oscurece debido a la formación de la capsula cefálica. Carece de ornamentaciones. Son colocados individualmente o en grupos pequeños; según el órgano donde es ovipuesto, si se encuentra en el tallo de la inflorescencia se podrá decir que es de forma ovalada y aplanada, si es ovipuesto entre los granos en formación de quinua será de forma sub globular (Candy Carrera, obs. personal, Lima, octubre 2014).

La larva en los primeros estadios es amarillenta, con máculas poco marcadas. Posteriormente, en los últimos estadios, adquiere una coloración amarillo verdoso a marrón oscuro con manchas indistintas de color café oscuro a rojizo, que se disponen a lo largo de su longitud, principalmente sobre las áreas latero dorsales, ya que en las áreas dorsales se distinguen también dos bandas longitudinales claras. Las pináculos son poco o casi nada distintivas. La cápsula cefálica varía de color amarillo claro a marrón oscuro. El escudo protorácico tiene forma trapezoidal, de ángulos redondeados; su color también varía de café oscuro a casi no distinguirse de la coloración general de la larva. En su último desarrollo la larva mide en promedio 10.2 mm (n=12) (Candy Carrera, obs. personal, Lima, octubre 2014).



©Yony Callohuari

Figura 53. Larva de *E. melanocampta*



©Yony Callohuari

Figura 54. Larva de *E. melanocampta*

La pupa es obtecta. El ápice de la espiritrompa alcanza el IV segmento abdominal. El cremáster se presenta como un proceso triangular redondeado cuyo ápice tiene forma de gancho curvo orientado posteriormente. Es de tamaño similar en ambos sexos; la hembra mide en promedio 5,74 mm (n=12) y el macho 5,68 mm (n=14) (Candy Carrera, obs. personal, Lima, octubre 2014).



©Yony Callohuari

Figura 55. Adulto de *Eurysacca melanocampta*

Comportamiento y daños

Los adultos son de actividad nocturna y crepuscular (Ochoa-Vizarrera & Franco-Navia, 2013). La hembra ovipone en forma dispersa en la cara inferior de las hojas (preferentemente adheridos a las nervaduras), yemas e inflorescencias. Las posturas son generalmente aisladas, aunque algunas veces se observan dos o más huevos juntos. Se ha observado que desde las primeras etapas de desarrollo de la planta, las larvas se comportan como pegadoras de hojas y brotes, formando una estructura similar a un estuche. A medida que las larvas crecen, abandonan el estuche para pegar otras hojas y brotes de la misma planta o con plantas adyacentes; posteriormente enrollan la hoja dentro de la cual construyen un capullo de color blanco para empupar. Cuando las larvas infestan plantas desarrolladas, pegan las hojas cercanas a las panojas y se introducen al interior para alimentarse de los granos, ocasionando su fragmentación parcial o su destrucción total (Sánchez & Vergara, 2002).



Figura 56. Adulto de *E. melanocapta* en brote de quinua



Figura 57. Daño de *E. melanocapta*.



Figura 58. Daño de *E. melanocapta*



Figura 59. Daño de *E. melanocapta*.

Ciclo de vida

El ciclo biológico fue estudiado por Quispe (2002), citado por Quispe *et al.* (2014), bajo condiciones controladas de laboratorio (20 ± 3 °C, $60 \pm 5\%$ HR y 12 horas luz de fotoperiodo). El estudio determinó que el periodo de incubación es de 7 días, el periodo larval es de 27 días, el periodo pupal es de 20 días y la longevidad del adulto es de 21 días, lo que resulta en un ciclo de vida de 75 días. Flavio (1997) citado por Quispe *et al.* (2014), menciona que el ciclo de vida de la especie, a 24 °C, es de 28 días y la capacidad de oviposición llega hasta 300 huevos por hembra.



Figura 60. Daño de *Eurysacca melanocampta* en plántula

2.4.6. *Eurysacca quinoae* (Figuras 61-64)

Nombres comunes

Al igual que *E. melanocampta*, se la conoce como polilla de la quinua y pegador de hojas, en aymara como Qh'una Qh'una «fon. Qhona Qhona» y en quechua como Qhaqu Khuru «fon. Qhaqo Khuru», por su hábito de moler el grano de quinua (Saravia & Quispe, 2003; PROINPA, 2008).



Fuente: Saravia *et al.* (2014),
Figura 61. Adulto de *Eurysacca quinoae*

Distribución

Perú (Valle del Mantaro y Puno) y Bolivia (en la zona del Salar y el Altiplano) (Rasmussen *et al.*, 2001; Bravo *et al.*, 2012; Quispe *et al.*, 2014).

Hospederos

Cultivo de quinua (Quispe *et al.*, 2014).

Clasificación taxonómica

Según Povolný (1997), la especie tiene la siguiente clasificación:

Orden: Lepidoptera

Familia: Gelechiidae

Género: *Eurysacca*

Especie: *quinoae* Povolný 1997

Descripción morfológica

El huevo es relativamente pequeño (0,6 mm de diámetro), de color blanquecino cuando es recién ovipuesto, pasando gradualmente a crema, y finalmente a gris antes de eclosionar (Quispe *et al.*, 2014).



Fuente: Saravia *et al.* (2014),
Figura 62. Posturas de *Eurysacca quinoae*

La larva varía de color verde a amarillenta. Presenta dorsalmente varias bandas longitudinales color marrón rojizo. La cabeza y el pronoto son marrón oscuros. Las larvas emergidas miden un poco más de 1 mm de largo y en su máximo desarrollo pueden llegar hasta 12 mm (Quispe *et al.*, 2014).

La pupa mide de 0.9 a 1.1 mm de largo, de color marrón oscuro y aspecto brillante (Quispe *et al.*, 2014).



Figura 63. Larva de *Eurysacca quinoae* en panoja de quinua

El adulto presenta la cabeza color marrón pálido; frente algo más pálida; palpos labiales algo más oscuros con escamas laterales de color gris en el segundo segmento y tercer segmento con el ápice oscuro. Tórax marrón pálido; alas anteriores con un fondo uniforme marrón pálido con dos manchas oscuras ubicadas en el centro, y una mancha alargada oscura cerca al ápice; alas posteriores de color gris a gris negruzco, lustrosas; patas de color gris con escamas negruzcas externas (Povolný, 1997).

Comportamiento y daños:

El comportamiento y los daños en el cultivo de quinua son similares a los ocasionados por *E. melanocampta*. El adulto emerge de pupas ubicadas en el suelo, aunque también pueden encontrarse en la panoja en formación. Poco después, los adultos se aparean y las hembras oviponen principalmente en la parte inferior de las hojas o en la inflorescencia. Las larvas al emerger inmediatamente comienzan a alimentarse de las hojas; posteriormente consumen los granos en formación (Quispe *et al.*, 2014).



Figura 64. Daño de *Eurysacca quinoae* en plántulas de quinua

El ciclo de vida:

Según PROINPA (2014), el ciclo de vida de *E. quinoae* puede alcanzar los 73 días bajo condiciones controladas (20 ± 3 °C, $60 \pm 5\%$ HR y 12 horas luz de fotoperiodo).

2.5. Insectos picadores-chupadores

Yony Callohuari
Luis Cruces

En este grupo de plagas se encuentran insectos del Orden Hemiptera, cuya característica peculiar son las piezas bucales tipo picadoras-chupadoras. Estos se alimentan de la savia y/o el contenido de los granos en proceso de formación, lo que afecta directamente el rendimiento. Aquellos que adquieren mayor importancia para la quinua son las chinches de los géneros *Nysius*, *Liorhyssus* y *Dagbertus*, y pulgones de los géneros *Myzus* y *Macrosiphum*.

2.5.1. *Liorhyssus hyalinus* (Figuras 65-72)



©Yony Callohuari

Figura 65. Adulto de *Liorhyssus hyalinus*

Nombres comunes

Los agricultores en la costa del Perú le llaman "chinche de la quinua".

Distribución

Es una especie cosmopolita y presente en la Región Neotropical (Göllner-Scheiding, 1976). En Sudamérica está reportada para Chile, Ecuador, Venezuela, Perú, Argentina (Alata-Cóndor, 1973; Froeschner, 1981; Cermeli *et al.*, 2004; Prado, 2008; Dughetti, 2015).

Hospederos

Se citan como hospederos a especies de la familia Asteraceae, Cucurbitaceae, Euphorbiaceae, Fabaceae, Malvaceae, Poaceae, Brassicaceae, Amaranthaceae (Milchailides *et al.*, 1987; Maes & Göellner-Scheiding, 1993; Dughetti, 2015).

Clasificación taxonómica

La especie tiene la siguiente clasificación taxonómica según Fowles (2015).

Orden: Hemiptera

Género: *Liorhyssus*

Sub-orden: Heteroptera

Especie: *hyalinus* (Fabricius, 1794)

Familia: Rhopalidae

La especie fue descrita con el binomio *Lygaeus hyalinus* por Fabricius en 1794. Posteriormente fue reubicada al género *Liorhyssus* (Allred, 1973; Göllner-Scheiding, 1976).

Descripción morfológica

El huevo es de color rojo, de forma ovoide con ligeras depresiones laterales (Vilimová & Rohamová, 2010).



Figura 66. Posturas de *Liorhyssus hyalinus*



Figura 67. Posturas de *Liorhyssus hyalinus*

La ninfa recién emergida tiene la cabeza, el tórax y las patas de color café oscuro, mientras que el abdomen es de color rojo (Cornelis *et al.*, 2012).



Figura 68. Ninfa de primer estadio de *L. hyalinus*



Figura 69. Ninfa de quinto estadio de *L. hyalinus*

El adulto mide de 5.5 a 6.5 mm de longitud y de 1.8 a 2.5 mm de ancho. Es de forma alargada y oblonga, con una pubescencia no densa. La coloración por lo general es amarillo pálida, pero en campo se encuentran morfotipos que varían de color, desde rojizos hasta café oscuros. La cabeza tiene una línea basal transversal interrumpida y algunas marcas entre los ojos; antenas amarillo opacas. Pronoto con una impresión transversal y una mancha negruzca sobre los húmeros; escutelo con el disco oscuro, bordes y ápice amarillos; hemélitros con nervaduras apicales oscuras, el ápice del *corium* a menudo rojizo, membrana clara hialina sobrepasando el abdomen; mesoesternito usualmente negro; patas amarillas con numerosos puntos oscuros. El abdomen a menudo con manchas laterales oscuras (Steill & Meyer, 2003).



Figura 70. Adulto de *L. hyalinus* en planta de quinua

Comportamiento y daños

Los adultos son de actividad diurna. La hembra coloca sus huevos en grupos sobre las panojas, hojas, tallos o ramas de la quinua. Las ninfas tienen un comportamiento gregario hasta el quinto estadio y se alimentan, al igual que los adultos, de los distintos órganos de la planta durante el periodo vegetativo. Cuando inicia la etapa de floración de la quinua, las chinches suben a la panoja para alimentarse de los granos que están en proceso de formación y como consecuencia provocan su vaciado, resultando en "granos vanos" (Luis Cruces & Yony Callohuari, obs. personal, Lima, Arequipa, Perú, 2015).



Figura 71. Ninfas de *L. hyalinus* emergiendo del huevo



Figura 72. Adulto de *L. hyalinus* en panoja de quinua

2.5.2. *Nysius simulans* (Figuras 73-78)



Figura 73. Adulto de *Nysius simulans*

Nombres comunes

Los agricultores en la costa del Perú le llaman "chinche de la quinua"; también llamada "chinche diminuta" según Dughetti (2015), y "chinche de las semillas" según Aragón (2006).

Distribución

Es una especie distribuida en el Perú, Brasil, Argentina, Paraguay, Uruguay (Costa-Lima, 1940; Alata-Cóndor, 1973; Di Iorio, 2004; Melo *et al.*, 2004; Cheli *et al.*, 2010; Dalazen *et al.*, 2014).

Hospederos

Se citan como hospederos a cultivos como arroz, maíz, lino, trigo, algodón, lechuga, tabaco, papa, soja, ciruela, vid, melocotonero y fresa (Costa-Lima, 1940; Alata-Cóndor, 1973; Di Iorio, 2004; Dalazen *et al.*, 2014; Dughetti, 2015). Además, se reproduce y desarrolla en malezas de hoja ancha, tales como peludilla (*Gamochaeta* sp.), bolsa de pastor (*Capsella bursa pastoris*), nabo (*Brassica rapa*), nabo o colza (*Brassica napus*) y mostacilla (*Rapistrum rugosum*) (Aragón & Flores, 2006; Montero *et al.*, 2007).

Clasificación taxonómica

La especie tiene la siguiente clasificación, según Henry *et al.* (2015).

Orden: Hemiptera

Sub-orden: Heteroptera

Familia: Lygaeidae

Género: *Nysius*

Especie: *simulans* (Stål, 1860)

Descripción morfológica

El huevo es alargado, mide de 0.7 a 1 mm, tiene forma de un grano de arroz y es de color amarillento cremoso (Dughetti, 2015; Callohuari & Cruces, obs. personales, Lima, Perú, diciembre 2015).



©Yony Callohuari

Figura 74. Posturas de *Nysius simulans*

La ninfa tiene en la cabeza franjas longitudinales pardas sobre un fondo amarillo ocre; ojos prominentes. El tórax con manchas marrones sobre un fondo ocre. El abdomen de color anaranjado rojizo (Dughetti, 2015 b).



©Yony Callohuari

Figura 75. Ninfa de *Nysius simulans*

El adulto es pequeño, de aproximadamente 4 mm de largo y 1.5 mm de ancho, de color gris oscuro a negro y patas anteriores así como las antenas, amarillas con manchas oscuras casi negras; los ojos son grandes y globosos de color negro (Dughetti, 2015).

Comportamiento y daños

Los adultos son de actividad diurna. Las ninfas y los adultos se alimentan de los distintos órganos de la planta durante el periodo vegetativo. Cuando inicia la etapa de floración, las chinches suben a la panoja para alimentarse de los granos en formación y como consecuencia provocan su vaciado, dando como resultado "granos vanos" (Dughetti, 2015; Callohuari & Cruces, obs. personales, Lima, Perú, diciembre 2015).



Figura 76. Adultos de *Nysius simulans* en panoja de quinua



Figura 77. Adulto de *Nysius simulans* en panoja de quinua



Figura 78. Numerosos adultos de *Nysius simulans* sobre el suelo, luego del corte de la quinua para su cosecha

2.5.3. *Dagbertus* spp. (Figuras 79-84)



©Yony Callohuari

Figura 79. Adulto de *Dagbertus* sp.



©Yony Callohuari

Figura 80. Adulto de *Dagbertus* sp.

Recientemente en la costa peruana se han presentado dos morfotipos de chinches del género *Dagbertus* atacando el cultivo de quinua; uno de ellos presente en la zona centro y norte (Lima hasta Lambayeque) y el otro en la zona sur (Tacna y Arequipa). El estatus taxonómico a nivel específico de estos insectos aún no ha sido definido, por lo que en el presente documento se les tratará como morfotipo, y se registra por primera vez su presencia en el cultivo de quinua, así como su descripción morfológica y comportamiento.

Clasificación taxonómica

Orden: Hemiptera

Suborden: Heteroptera

Familia: Miridae

Género: *Dagbertus* Distant 1904

Descripción morfológica

Los adultos pertenecientes al género *Dagbertus* Distant según Hernandez & Henry (2010) tienen las siguientes características: Cuerpo de forma oval-alongada, cubierto de una fina pubescencia corta, simple y decumbente; cabeza tres veces más larga que ancha, longitud del vértex un tercio del ancho de la cabeza, emarginado y a veces carinado; *labium* sobrepasa la meso y metacoxa; segmento antenal I de la misma longitud que el ancho de la cabeza, segmento II tres veces más largo que el segmento I, segmento III y IV sub-iguales y más delgados; pronoto de forma trapezoidal, débilmente convexo, sin puncturas, márgenes humerales redondeados y márgenes laterales rectos; hemélitros superficialmente rugosos, débilmente punteado.

A continuación se presenta la descripción de los morfotipos observados por los autores, en su inspección en los campos de quinua en la costa norte del Perú, de noviembre 2014 a agosto 2015:

- El morfotipo del sur presenta las siguientes características: pronoto color café oscuro, escutelo con el disco café oscuro y ángulos laterales y posteriores amarillo pálido; el corium del hemélitro es café claro en su mayor parte, con una mancha café oscura anterior y adyacente a la fractura del cuneus; la membrana es de color café opaca con la parte basal de las celdas más clara.



©Yony Callohuari

Figura 81. Vista dorsal de *Dagbertus* sp., morfotipo del sur



©Yony Callohuari

Figura 82. Vista dorsal de *Dagbertus* sp., morfotipo centro-norte

- El morfotipo del centro-norte presenta las siguientes características: en el macho el pronoto, el escutelo y la base de los hemélitros son rojizos sobre un fondo verduzco y la parte media y distal del *corium* es verduzca; en las hembras, la coloración general dorsal es verduzca; en ambos sexos la membrana es plumiza.

Comportamiento y daños

Estos insectos son de actividad diurna. Las hembras colocan sus huevos en el tejido vegetal (huevos endofíticos). Las ninfas al emerger se alimentan de los distintos órganos de la planta, prefiriendo los granos en proceso de formación y como consecuencia provocan su vaciado (Luis Cruces, Yony Callohuari, obs. personales, Perú, de noviembre 2014 a agosto 2015).



©Luis Cruces

Figura 83. Adulto de *Dagbertus* sp., en panoja de quinua (La Molina-Perú)



©Luis Cruces

Figura 84. Adulto de *Dagbertus* sp., en panoja de quinua (Arequipa-Perú)

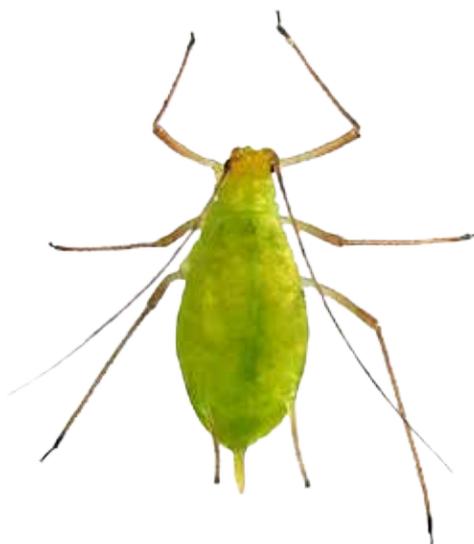
2.5.4. *Macrosiphum euphorbiae* (Figuras 85-88)

Nombres comunes

Pulgón verde de la papa, pulgón de la papa, pulgón, áfido, piojo de las plantas, "use" (Klein Koch & Waterhouse, 2000; Sánchez & Vergara, 2002; Headrick, 2011).

Distribución

Esta especie tiene distribución cosmopolita, de origen norteamericano (Blackman & Eastop, 2007). En la Región Neotropical está registrado para Argentina, Brasil, Bolivia, Islas Caribe, Chile, Colombia, Ecuador, Perú y Venezuela (Heie *et al.*, 1996). Se encuentra ampliamente distribuido en los andes en donde infesta principalmente papa, pero también otros cultivos y malezas (Sánchez & Vergara, 2002).



©Yony Callohuari

Figura 85. Adulto de *Macrosiphum euphorbiae*

Hospederos

Se reportan como hospederos a más de 200 especies de plantas, pertenecientes a más de 20 familias diferentes; las principales son Malvaceae, Fabaceae, Rosaceae, Apiaceae, Asteraceae, Amaranthaceae, Brassicaceae, Poaceae, Solanaceae, Cucurbitaceae, Liliaceae y Convolvulaceae (Blackman & Eastop, 2006; Van-Emden, 2013).

Clasificación taxonómica

Esta especie tiene la siguiente clasificación taxonómica (Quirós *et al.*, 2009):

Orden: Hemiptera

Sub-orden: Sternorrhyncha

Familia: Aphididae

Género: *Macrosiphum*

Especie: *euphorbiae* (Thomas, 1878)

Textos antiguos la citaban como *Macrosiphum koehleri*, *Nectarophora Lycopersici*, entre otros sinónimos (Vilca, 2010).

Descripción morfológica

El adulto áptero es usualmente de color verde pálido, pero hay morfotipos que varían de coloración desde el verde al rosado; las patas y cornículos son del mismo color que el cuerpo, pero con los ápices oscuros. Miden de 2.2 a 3.9 mm de largo. Los adultos alados tienen la cabeza y tórax de color verde a verde amarillento, ligeramente más oscuros que el resto del cuerpo y con las antenas y patas más oscuras. Tanto ápteros como alados tienen las antenas, patas, cornículos y cauda largos; cornículos cilíndricos (Blackman & Eastop, 2007; Vilca, 2010). Las ninfas son similares a los adultos ápteros en apariencia, pero con la cutícula menos brillante debido a una serosidad opaca que cubre el cuerpo (Van-Emden, 2013).



©Yony Callohuari

Figura 86. Adulto de *Macrosiphum euphorbiae*

Comportamiento y daños

Su importancia radica en que es reportado como vector de más de 40 virus (Blackman & Eastop, 2006; Van-Emden, 2013).

En el cultivo de quinua, Sánchez y Vergara (2002) mencionan que este áfido puede causar daños directos e indirectos:

- Los daños directos se producen al succionar la savia de las hojas, brotes e inflorescencias, produciendo debilitamiento y marchitez; en infestaciones muy intensas se produce el desarrollo del hongo de la fumagina. En casos extremos podría ocasionar la muerte de la planta, sobre todo cuando la infestación ocurre en las primeras etapas de desarrollo.
- Los daños indirectos son producidos principalmente por la transmisión de enfermedades virósicas.

La intensidad de infestación se incrementa marcadamente en lugares con temperaturas relativamente altas y humedad relativa media. La alta temperatura acelera el desarrollo de los áfidos, así como su alimentación y la migración de los adultos alados (Sánchez & Vergara, 2002).

Las colonias formadas por adultos y ninfas se ubican inicialmente de preferencia en el envés de las hojas. Conforme se desarrolla la planta y emerge la panícula, los pulgones se ubican también en la inflorescencia.



Figura 87. *Macrosiphum euphorbiae* en panoja de quinua



Figura 88. *Macrosiphum euphorbiae* en panoja de quinua

Ciclo de vida

De Conti *et al.* (2011), estudiaron el ciclo de vida de *M. euphorbiae* en laboratorio, bajo condiciones controladas de temperatura, humedad y fotoperiodo (16, 19, 22, 25, 28 y 31 °C, 70 ± 10 % HR y 12 horas de luz) y alimentados con lechuga (*Lactuca sativa*). Como resultado se obtuvo que a 22 °C los estadios ninfales I, II, III y IV duran 2.1, 1.3, 1.4 y 2.5 días respectivamente, lo que resulta en 7.3 días de periodo ninfal total, el cual se incrementa a 10.8 cuando es criado a 16 °C. El mismo autor menciona que altas temperaturas (mayores a 28 °C) tienen un efecto negativo en el ciclo de vida del insecto, y a 31 °C hay una mortalidad de 100%.

2.5.5. *Myzus persicae*

Nombres comunes

Pulgón verde del melocotonero, pulgón del melocotonero y la papa, pulgón, áfido, piojo de las plantas, "use" (Flanders *et al.*, 1997; Blackman & Eastop, 2007; Sánchez & Vergara, 2002).

Distribución

Esta especie tiene distribución cosmopolita y se encuentra dispersa en toda la Región Neotropical (Heie *et al.*, 1996). Ampliamente distribuido en los Andes, donde infesta principalmente papa, pero también otros cultivos y malezas (Sánchez & Vergara, 2002).

Hospederos

Esta especie es sumamente polífaga; a nivel mundial se reportan a más de 40 familias hospederas, entre las cuales las principales son Malvaceae, Fabaceae, Rosaceae, Apiaceae, Asteraceae, Amaranthaceae, Brassicaceae, Poaceae, Solanaceae, Cucurbitaceae, Liliaceae y Convolvulaceae (Blackman & Eastop, 2006; Van-Emden, 2013). En Perú se cita a más de 68 hospederos entre los cuales destacan los cultivos de quinua, camote, tomate, papa, habas, ají, papaya, frejol y coliflor (Delfino, 2005).

Clasificación taxonómica:

Esta especie tiene la siguiente clasificación taxonómica (Quirós *et al.*, 2009):

Orden: Hemiptera

Sub-orden: Sternorrhyncha

Familia: Aphididae

Género: *Myzus*

Especie: *persicae* (Sulzer, 1776)

Myzus persicae fue descrito por primera vez por Sulzer en 1776 como *Aphis persicae*. Sus numerosos sinónimos son listados por Börner (1952), y Rameudiere & Rameudiere (1997), y su taxonomía revisada por Blackman & Eastop (2007).

Descripción morfológica

Los adultos ápteros son de color variado; se encuentran morfotipos verdes blanquecinos, amarillo pálidos, verdes, verdes grisáceos, rosas, rojos e inclusive casi negros, pero todos presentan el dorso del abdomen con un área negra; tubérculos antenales bien gibosos, cornículos cilíndricos y ligeramente clavados a la mitad distal, cauda alargada o triangular; miden de 1.3 a 2.5 mm de largo. Los adultos alados tienen la cabeza y el tórax de color marrón a negro y un parche negro central en el dorso del abdomen, miden de 1.2 a 2.2 mm de largo (Vilca, 2010). Además del color determinado por su genética, cualquier genotipo tendrá una pigmentación más intensa en condiciones frías (Blackman & Eastop, 2007).

Las ninfas son similares a los adultos ápteros, pero las ninfas de los individuos alados a menudo son rojizos, incluso en poblaciones donde los ápteros son verdes (Blackman & Eastop, 2007).

Comportamiento y daños

En el cultivo de quinua, según Sánchez y Vergara (2002), los daños ocasionados por *Myzus persicae* son similares a los ocasionados por *Macrosiphum euphorbiae*, que son los daños directos (debilitamiento general por la succión de la sabia y desarrollo del hongo de la fumagina) y daños indirectos (por la transmisión de enfermedades virósicas). La intensidad de infestación se incrementa marcadamente en lugares cálidos y humedad relativa media. El incremento de la temperatura acelera el desarrollo de los áfidos, así como su alimentación y propicia la migración de los adultos alados.

El ciclo de vida

Duarte *et al.* (2011), realizaron el estudio de la biología de *Myzus persicae* bajo condiciones controladas de temperatura y humedad (24.5 ± 0.28 °C y $66.6 \pm 9.2\%$ de HR), alimentados con *Beta vulgaris* var. *cicla*. El estudio permitió determinar la duración de los siguientes periodos: ninfal 4.27 ± 0.7 días, pre-reproductivo 1 día, reproductivo 13.4 ± 0.96 días, y longevidad del adulto 16.35 ± 1.08 días, lo que resulta en un ciclo total de 20.6 ± 1.08 días.

2.6. Raspadores de brotes

Nelly Soca
Yony Callohuari
Luis Cruces

Esta sección está referida únicamente a *Prodiplosis longifila*, la cual nunca ha sido citada como plaga para el cultivo de quinua, pero, debido a los recientes sembríos en la costa peruana cercanos a cultivos susceptibles como el espárrago, tomate, alfalfa, entre otros, se ha observado infestaciones aisladas de esta especie en quinua.

2.6.1 *Prodiplosis longifila* (Figuras 89-92)

Nombres comunes

"Prodi", Caracha, mosquilla de los brotes (Sánchez & Vergara, 2003; Goldsmith *et al.*, 2013).

Distribución

Esta especie está reportada para Perú, Ecuador, Colombia, Estados Unidos (Florida) (Goldsmith *et al.*, 2013).

Hospederos

Se citan los siguientes cultivos como hospederos de esta plaga: limonero, algodón, tomate, papa, alfalfa, pallar, higuera y espárrago, entre muchas otras hortalizas (Díaz, 1981; Peña *et al.*, 1989; Gonzales-Bustamante, 1996; Sánchez & Vergara, 2003; Sánchez & Sánchez, 2008).

Clasificación taxonómica

La especie tiene la siguiente clasificación taxonómica según Goldsmith *et al.* (2013).

Orden: Diptera

Familia: Cecidomyiidae

Género: *Prodiplosis*

Especie: *longifila* Gagné, 1986

Previo a la publicación de esta especie, García *et al.* (1974), citaron a una especie de Cecidomyiidae como *Contarinia medicaginis* causando daño en alfalfa. Posteriormente Díaz (1981), con la colaboración del Dr. R. J. Gagné de U.S. National Museum, mencionó que la especie *C. medicaginis* en realidad corresponde a una nueva especie del género *Prodiplosis*. Finalmente, Gagné (1986) realizó la revisión del género *Prodiplosis* y describió por primera vez a *P. longifila*.

Descripción morfológica

El huevo es transparente, ovoide y alargado, de 0.265 mm de largo y 0.096 mm de ancho (Peña *et al.*, 1989).

La larva pasa por tres estadios. El primer estadio es casi transparente, el segundo estadio se torna blanco transparente y finalmente el tercer estadio es de color hueso en los primeros días y luego se torna amarillo anaranjado en las últimas horas antes de empupar. En su máximo desarrollo la larva mide 1.77 mm (Valarezo *et al.*, 2003).

La pupa es de color amarillo pálido al inicio y luego se torna negruzca; mide 0.85 a 1 mm de largo (Peña *et al.*, 1989).

El adulto es una mosca diminuta y de aspecto frágil. El tórax, el abdomen y las patas son de color amarillo plomizo. La hembra mide 1.68 mm y el macho 1.4 mm (Nuñez, 2008).

Comportamiento y daños

Los adultos son de actividad crepuscular y nocturna; los machos emergen poco antes que las hembras y luego de la cópula se sitúan en la parte inferior de las plantas en tanto que las hembras vuelan hacia los brotes para oviponer; ambos se alimentan de los néctares de las flores. Las larvas al emerger se alimentan de los brotes raspando la epidermis; este ataque deforma las plantas, particularmente cuando ataca los primeros estados de desarrollo vegetativo, asimismo se rompe la dominancia apical y se originan ramas laterales que podrán ser infestadas nuevamente por este insecto. Cuando está próxima a empupar, la larva se deja caer al suelo, donde busca una zona protegida del sol y con humedad para formar un cocón con las pequeñas partículas del suelo y empupar (Goldsmith *et al.*, 2013).

En el cultivo de quinua la hembra vuela hacia los brotes principales para realizar la oviposición. Al emerger, las larvas se alimentan raspando la epidermis de las hojas tiernas, ocasionando en principio, deformación del brote y posteriormente la pudrición (Figura 89 - 92). El daño ocasionado por esta plaga es importante en las primeras etapas del cultivo, a partir de 2 hojas verdaderas hasta el comienzo del rameado (entre la segunda y la cuarta semana), de no realizarse un control adecuado puede ocasionar pérdidas considerables, debido a que las plantas dañadas forman panojas deformes y pequeñas (Nelly Soca, obs. personal, Lima, Perú, enero-marzo, 2014).



©Nelly Soca

Figura 89. Daño de *Prodiplosis longifila* en quinua



©Nelly Soca

Figura 90. Daño de *Prodiplosis longifila* en quinua



Figura 91. Daño de *Prodiplosis longifila* en quinua



Figura 92. Daño de *Prodiplosis longifila* en quinua

Ciclo de vida

Valarezo *et al.* (2003), estudiaron la biología de *P. longifila* bajo condiciones controladas de temperatura y humedad relativa (24 °C y 83% HR) y brotes de tomate como sustrato de alimentación de larvas. Como resultado, se obtuvo que el periodo larval duró 8.1 días, el periodo pre-pupal 1.5 días, el periodo pupal 6.4 días y la longevidad del adulto 1.3 días; es decir, el ciclo biológico se cumple en 17.3 días.

2.7. Enemigos naturales en el cultivo de quinua

Luis Cruces
Yony Callohuari

El cultivo de quinua alberga una significativa población de fauna benéfica, sobre todo bajo condiciones de limitado uso de plaguicidas. Los enemigos naturales son divididos en fauna depredadora y parasitoides. En el Anexo 9 y 10 se presenta el cuadro resumen de los depredadores y parasitoides con sus respectivas presas y hospederos.



Figura 93. Predador *Nabis punctipennis*



Figura 94. Parasitoide *Gonia peruviana* copulando

2.7.1. Predadores

Los principales grupos de depredadores pertenecen a las familias Carabidae, Geocoridae, Anthicoridae, Nabidae, Syrphidae, Coccinellidae, Chrysopidae, Hemerobiidae, Labiduridae, Berytidae, Miridae y Pentatomidae.

Carábidos

Estos escarabajos son miembros de la Familia Carabidae. Los adultos son principalmente nocturnos y son voraces depredadores, abundantes en entornos agrícolas, considerados agentes importantes de control biológico con el potencial para restringir la abundancia de muchas especies plaga (Triplehorn & Johnson, 2005; Riddick, 2008; Menalled & Landis, 2008). Estos depredadores se alimentan de insectos que habitan el suelo como grillos, larvas y pupas de gusanos de tierra del género *Agrotis*, *Feltia*, *Peridroma*, y aquellas larvas que bajan de la planta al suelo para empupar, como *Chrysodeixis includens*, *Spodoptera* spp., *Heliothis* spp. y *Copitarsia* spp. (Sánchez & Vergara, 2005).

Dughetti (2015), menciona a *Calosoma argentinensis* como una de las especies más comunes en el cultivo de quinua en Argentina. Bravo y Mamani (1992), también reportan carábidos para la zona andina de Bolivia y Perú, mencionando a *Bemdidium quadrimaculatum*, *Stenolophus plebejus*, *Chlaenius* sp., *C. sericeus*, *Amara* sp. y *Pterostichus* sp., en tanto que Saravia et al. (2011), mencionan además a *Notiobia shnusei* y *N. laevis*.

En Perú, en el departamento de Lima, es común encontrar especies del género *Blennidus* (Luis Cruces, obs. pers., Perú, 2015).



Figura 95. Adulto de *Blennidus peruvianus*

Tijeretas

Las tijeretas, al igual que los carábidos, ejercen su acción sobre larvas y pupas del suelo y en ocasiones pueden subir al follaje a buscar su alimento. Las especies observadas en el cultivo de quinua corresponden a *Labidura riparia* (Labiduridae) (Luis Cruces, obs. pers., Lima Perú, 2015).

Chinches

Numerosos chinches pueden colonizar los agroecosistemas de quinua. Se han observado en el cultivo a *Rhinacloa* spp. de la familia Miridae; *Orius insidiosus*, *Orius tristicolor* y *Paratriphleps laeviusculus* de la familia Anthocoridae; *Metacanthus tenellus* de la familia Berytidae y *Geocoris punctipes* de la familia Geocoridae. Estos insectos se comportan como predadores de huevos y larvas pequeñas, así como también de otros artrópodos pequeños como trips, pulgones y ácaros (Luis Cruces, obs. pers., Lima, Chiclayo, Arequipa, Perú, 2015).



Figura 96. Adulto de *Rhinacloa* sp.



Figura 97. Adulto de *Orius insidiosus*



Figura 98. Adulto de *Metacanthus tenellus*

Otras especies de mayor tamaño como *Nabis punctipennis* de la familia Nabidae, *Podisus nigrispinus* de la familia Pentatomidae y *Zelus nugax* de la familia Reduviidae, son vivaces predadores de larvas más desarrolladas de lepidópteros (Luis Cruces, obs. pers., Lima, Chiclayo, Arequipa, Perú, 2015).



Figura 99. Adulto de *Nabis punctipennis*

Dughetti (2015), también reporta para Argentina la presencia de *Orius insidiosus* y menciona a otras especies como *Geocoris pallipes*, *Nabis argentinus* y *Podisus chilensis* como chinches predadores en el cultivo de quinua.

Coccinélidos

Los coccinélidos, “mariquitas” o “vaquitas” son muy comunes en el cultivo de quinua. Se ha observado adultos y larvas de las especies *Cycloneda sanguinea*, *Hippodamia convergens*, *Scymnus* sp., *Eriopis connexa connexa*, *Paraneda glutticolis* y *Harmonia axyridis*, predando pulgones y otros insectos de cuerpo blando como trips (Luis Cruces, obs. pers., Lima, Chiclayo, Arequipa, Perú, 2015).

Dughetti (2015) reporta además a *Hippodamia festiva*, *Coccinella ancoralis*, *Olla v-nigrun* para Argentina, y Saravia et al. (2014), mencionan a *Eriopis* sp. y a *Cycloneda* sp. para Bolivia.



Figura 100. Adulto de *Cycloneda sanguinea*



Figura 101. Adulto de *Hippodamia convergens*



Figura 102. Adulto de *Scymnus* sp.



Figura 103. Adulto de *Harmonia axyridis*



Figura 104. Larva de *Harmonia axyridis*

Sírfidos

Las larvas de estos insectos son vivaces predadores de pulgones y otros insectos de cuerpo blando, mientras que los adultos visitan las flores para alimentarse de néctar y polen. Se ha observado a las especies *Allograpta exotica*, *Allograpta piurana*, *Pseudodoros clavatus*, *Syrphus shorae* y *Toxomerus* sp. en el cultivo de quinua (Luis Cruces, obs. pers., Lima, Chiclayo, Arequipa, Perú, 2015). Dughetti (2015), menciona haber observado en este cultivo a *Allograpta exotica* en Argentina.



Figura 105. Adulto de *Pseudodoros clavatus*

Dolicopódidos

Las especies más frecuentes son *Condylostylus similis* y *Chrysotus* sp. (Dolichopodidae), que predan sobre insectos pequeños como moscas minadoras y ácaros fitófagos (Luis Cruces & Yony Callohuari, obs. pers., Lima, Perú, 2015).



Figura 106. Adulto de *Condyllostylus similis*

Neurópteros

Chrysoperla externa, *Chrysoperla* sp., *Symphorobius* sp. y *Hemerobius* sp., son importantes predadores de pulgones y otros insectos de cuerpo blando como trips, huevos y larvas pequeñas de lepidópteros presentes en el cultivo de quinua (Luis Cruces, obs. pers., Lima, Chiclayo, Arequipa, Perú, 2015).



Figura 107. Adulto de *Chrysoperla externa*



Figura 108. Adulto de *Hemerobius* sp.

Los adultos de *Chrysoperla externa* se alimentan de polen y néctar de las flores. La hembra una vez fecundada coloca sus huevos sobre pedúnculos. Las larvas cuando emergen se alimentan de insectos de cuerpo blando como los anteriormente mencionados (Dughetti, 2015).

Arañas

Las arañas son muy comunes en los agroecosistemas de quinua. Es importante mencionar la abundante presencia de individuos de la familia Thomisidae, las cuales se ubican preferentemente en las panojas. Otras familias que comúnmente podemos encontrar en el cultivo son Oxyopidae, Lycosidae, Dysderidae y Salticidae. Si bien es cierto que las arañas son predadores generalistas y que no distinguen si la presa es un insecto benéfico o fitófago, contribuyen también con la disminución de las plagas y forman parte del control biológico natural de este cultivo (Luis Cruces, obs. pers., Lima, Chiclayo, Arequipa, Perú, 2015; Dughetti, 2015).

2.7.2. Parasitoides

Las especies que aquí se mencionan no necesariamente se encuentran en todas las zonas agroecológicas donde se cultiva la quinua; esto puede variar de acuerdo a la distribución geográfica de cada parasitoide.

Como parasitoides de *Agrotis ipsilon* y otros gusanos de tierra se registra a las siguientes especies: *Gonia peruviana*, *G. pallens*, *Archytas marmoratus*, *Linnaemya compta*, *Prosopochaeta fidelis*, *Velardemyia ica*, *Winthemia reliqua*, (Tachinidae); *Enicospilus* sp., *Ophion* sp. y *Coccygomimus* sp. (Ichneumonidae); *Apanteles elegans*, *Chelonus* sp. y *Meteorus chilensis* (Braconidae) (Sánchez & Vergara, 2005).



©Yony Callohuari

Figura 109. Adulto de *Winthemia reliqua*



Figura 110. Adulto de *Archytas marmoratus*



Figura 111. Adulto de *Comatacta* sp.

Como parasitoide de huevos de *Spo-doptera* spp. se cita a *Telenomus remus* (Scelionidae). Entre los parasitoides de larvas se reportan a *Archytas marmoratus*, *Winthemia reliqua*, *Eucelatoria australis*, *Protogoniops* sp., (Tachinidae); *Enicospilus merdarius*, *Campoletis flavicincta*, *C. curvicauda* (Ichneumonidae); *Cotesia marginiventris*, *Chelonus insularis* y *Rogas* sp. (Braconidae) (Sánchez & Vergara, 2005).



©Yony Callohuari

Figura 112. Adulto de *Campoletis* sp.



Figura 113. Larva de *Copitarsia* sp. parasitada

Vergara y Raven (1989), y Sánchez y Vergara (1991), citan a los siguientes parasitoides de larvas de *Chrysodeixis includens*: *Litomastix trucantella* (Encyrtidae) cuyo hospedero parasitado adquiere la forma de una masa hinchada de color blanco, en forma de 'S', de la cual emergen centenares de individuos. Además, citan a *Apanteles* sp. (Braconidae); *Euplectrus platypenae* (Eulophidae); *Eucelatoria digitata*, *Lespesia* sp. y *Voria ruralis* (Tachinidae).

Como parasitoides de huevos de *Chloridea* (= *Heliothis*) *virescens* están diversas especies de *Trichogramma* (Trichogrammatidae). Se citan como parasitoides de larvas a *Hemilydella fasciata*, *Archytas marmoratus*, *Euphorocera peruviana*, *Gonia* sp. *Eucelatoria australis*, *Eucelatoria digitata*. (Tachinidae), *Campoletis flavicineta*, *Devorgilla peruviana* y *Enicospilus* sp. (Ichneumonidae) (Sánchez & Vergara, 2005).

Yabar y Baca (1981), citan como parasitoides de *Copitarsia* sp. a *Prosopochaeta setosa*, *Patelloa similis*, *Incarnya* sp., *Euphorocera peruviana*, *Winthemia* sp., *Dolichostoma arequipae* y *Peletería robusta* (Tachinidae). Adicionalmente, Acatitla (2010), identificó a *Hyposoter* sp., *Netelia sayi* y *Euplectrus platyhypenae* como parasitoides de *C. decolora*.



©Yony Callohuari

Figura 114. Adulto de *Eucelatoria* sp.

Las moscas minadoras poseen un excelente complejo de parasitoides en diversos cultivos. Así, según Raven (1978), Raman y Redolfi (1984), Redolfi *et al.* (1985), Sánchez y Redolfi (1985), De Santis (1985), Sánchez y Vergara (2002), los parasitoides de *Liriomyza huidobrensis* son las siguientes especies: *Opius* sp., *Opius scaventrus* (Braconidae); *Closterocerus cinctipennis*, *Chrysocharis phytomyzae*, *Chrysocharis* sp., *Derostenus* sp., *Diglyphus websteri*, *Diglyphus begini*, *Zagrammosoma multilineatum* (Eulophidae), *Agromyzophagus* sp. (Encyrtidae), *Halticoptera arduinoe*, *Halticoptera peruviana*, *Heteroschema* sp. (Pteromalidae) y *Ganaspidium* sp. (Eucoilidae). No se han realizado estudios que demuestren la presencia de parasitoides de *L. braziliensis*, sin embargo, es posible que especies de las familias Pteromalidae, Eulophidae y Braconidae desempeñen un rol importante en la dinámica poblacional de esta especie.

Sánchez y Vergara (2005), citan como parasitoides de *Myzus persicae* y *Macrosiphum euphorbiae* a *Aphidius matricariae*, *A. colemani*, *Lysiphlebus testaceipes* y *Praon volucre*.

Según investigaciones realizadas en el Perú, una especie no descrita del género *Phytomyptera* (Tachinidae) es la especie más dominante del complejo de parasitoides de la polilla de quinua (*E. quinoae* y *E. melanocampta*).



Figura 115. Pulgón parasitado

Menos importantes fueron los parasitoides *Copidosoma gelechiae* (Encyrtidae) y *Diadegma* sp. (Ichneumonidae) (Costa *et al.*, 2009; Quispe *et al.*, 2014). En Bolivia, según Saravia y Quispe (2006), los parasitoides de la polilla de la quinua, descritos hasta el momento en las zonas agroecológicas de los Salares y del Altiplano de Bolivia, son nueve: *Meteorus* sp., *Apanteles* sp. y *Microplitis* sp. de la familia Braconidae; *Deleboea* sp., *Venturia* sp. y *Diadegma* sp. de la familia Ichneumonidae, *Copidosoma* sp. de la familia Encyrtidae y, *Phytomyptera* sp. y *Dolichostoma* sp. de la familia Tachinidae.

Peña *et al.* (1989), mencionan a *Synopeas* sp. (Platygasteridae) como parasitoide de *Prodiplosis longifila*.

III. Las enfermedades en el cultivo de la quinua

El complejo de enfermedades de la quinua está conformado principalmente por hongos y pseudohongos, y en menor proporción por bacterias, virus y nematodos. La incidencia y severidad de estos patógenos están en función de la variedad, susceptibilidad del estado fenológico y condiciones ambientales (Tapia *et al.*, 1979).

El mildiu es la enfermedad de mayor importancia para el cultivo de la quinua; no obstante, existen otras de menor importancia como "marchitez a la emergencia", "moho verde", "mancha foliar", "podredumbre marrón del tallo", "mancha ojival", "ojo de gallo", "mancha bacteriana", "falso nematodo del nudo", "nematodo de la oca" y virosis, las cuales podrían, ocasionalmente, tornarse relevantes bajo ciertas circunstancias considerando la rápida extensión del cultivo hacia otras zonas de producción (Acuña, 2008; Plata *et al.*, 2014).

3.1 Enfermedades causadas por pseudohongos y hongos

Luis Cruces

3.1.1. El Mildiu



Figura 116. Hoja de quinua con síntoma de mildiu

El mildiu de la quinua es una enfermedad endémica en Bolivia, Chile, Colombia, Ecuador y Perú. No obstante, este patógeno también se ha detectado en otros países de Norteamérica, Asia, África y Europa (Danielsen *et al.*, 2000; Choi *et al.*, 2010).

Clasificación taxonómica

Este pseudohongo tiene la siguiente clasificación taxonómica según *Mycobank* (Robert *et al.*, 2005; Robert *et al.*, 2013):

Reino: Chromista

Familia: Peronosporaceae

Phylum: Oomycota

Género: *Peronospora*

Clase: Oomycetos

Especie: *variabilis* Gäum, 1919

Orden: Peronosporales

Descripción del agente causal

El agente causal, *Peronospora variabilis*, tiene una estructura vegetativa constituida por hifas en las cuales se forman zoosporangióforos y zoosporangios. Las hifas son cenocíticas (sin septa), multinucleadas y se desarrollan en los espacios intercelulares de las hojas del hospedante, proyectándose haustorios que les sirven como órganos de absorción dentro de las células. Los zoosporangióforos son arborescentes y dicotómicamente ramificados; los zoosporangios son deciduos (a la madurez se desprenden del zoosporangióforo), ovales, con una papila apical translúcida y de germinación directa, es decir, no producen zoosporas como en otros Oomycetos, por lo que algunos autores los tratan simplemente como esporangios, esporas o conidias (Danielsen & Ames, 2003; Agrios, 2005).

La reproducción sexual se caracteriza por la formación de oosporas (estructuras sexuales de sobrevivencia) en ausencia de un hospedero, que se forman a partir de los gametangios oogonio (femenino) y anteridio (masculino). El oogonio crece a través del anteridio, permitiendo la fertilización y convirtiéndose en la oospora (estructura de paredes gruesas) (Danielsen & Ames, 2003; Agrios, 2005).

En quinua, las oosporas son transmitidas por semillas, rastrojos y suelo contaminado, que son fuentes de inóculo primario para el inicio de epifitias. Cuando las condiciones son favorables, la oospora germina y se forman zoosporangios (Danielsen & Ames, 2003; Agrios, 2005).

Síntomas

La sintomatología se manifiesta principalmente en el follaje, aunque también se pueden observar daños en tallos, ramas, inflorescencia y granos. Inicialmente la enfermedad se presenta como manchas cloróticas irregulares de color amarillas, rosadas, rojizas, anaranjadas o pardas, dependiendo de la variedad (Figura 117). Posteriormente las manchas se hacen de mayor tamaño, se unen y dan un aspecto de decoloración general en la planta, con mayor incidencia en las hojas basales (Figura 118, 119) (Danielsen *et al.*, 2003; Plata *et al.*, 2014).



© Yony Callohuari

Figura 117. Variación cromática de los daños de mildiu



©Luz Gómez

Figura 118. Campo de quinua afectado por mildiu



Figura 119. Campo de quinua afectado por mildiu

La esporulación del patógeno se presenta en la cara inferior de las hojas, en la misma zona de las manchas cloróticas. La reacción de la planta varía según el cultivar. En los ecotipos susceptibles es frecuente observar una esporulación abundante como un micelio de color grisáceo; en los ecotipos resistentes puede presentarse o no el micelio (Plata *et al.*, 2014).

Si el ataque ocurre en fases iniciales de desarrollo de la planta, se puede perder completamente la producción. En variedades resistentes las pérdidas oscilan entre 20 y 40% (Danielsen *et al.*, 2003; Danielsen & Munk, 2004). Cuando la enfermedad se presenta al inicio de formación de la panoja, esta se atrofia y el llenado de granos se reduce (Figura 120). Si la enfermedad persiste durante la fase de grano masoso, puede ocasionar el ennegrecimiento del grano. En ecotipos de grano grande como Quinoa Real, puede ocasionar la reducción del tamaño del grano e incluso "granos vanos", mientras que en las variedades criollas y resistentes, el tamaño no se ve afectado. Los granos que logran desarrollar se contaminan con las oosporas del patógeno, de esta manera, el grano usado como semilla es una importante fuente de inóculo inicial. Cuando la enfermedad se presenta posterior a la floración y panojamiento, puede ser confundida con la senescencia natural por el amarillamiento generalizado de las plantas (Plata *et al.*, 2014).



Figura 120. Daños de mildiu en hojas basales

Un efecto conocido del mildiu es la defoliación que causa en la planta, sin embargo, esta sintomatología puede ser confundida por otros factores tales como el estrés abiótico producido por sequías y heladas, o por la senescencia natural (Figura 121, 122). A nivel de campo es difícil distinguir entre los diferentes factores que causan defoliación, pero se ha podido comprobar que en algunos cultivares altamente susceptibles (ej. Utusaya), el mildiu puede causar una defoliación de 100% y, como consecuencia, la maduración prematura; en otros cultivares la defoliación es menos pronunciada. En el cultivar La Molina 8g, con resistencia mediana, la defoliación parece ser un mecanismo de defensa de la planta; se ha podido ver en el campo que la infección temprana en las primeras hojas verdaderas provoca la caída de las mismas, lo cual reduce la diseminación del patógeno hacia las hojas nuevas (Danielsen & Ames, 2003).



Figura 121. Caída de hojas basales en quinua causadas por mildiu



Figura 122. Campo afectado por mildiu

Ciclo de la enfermedad

Las oosporas que se encuentran adheridas a las semillas, o permanecen en los rastrojos de la campaña anterior, conforman el inóculo primario. Asimismo, esporangios provenientes de campos vecinos pueden iniciar la infección en el cultivo (Plata *et al.*, 2014).

Las oosporas que permanecen latentes germinan en condiciones de alta humedad relativa y dan lugar a estructuras asexuales de reproducción llamadas zoosporangios que, cuando caen en el follaje de la quinua, germinan directamente emitiendo un tubo germinativo. Luego se forma la hifa infectiva que penetra la epidermis de las hojas, y después de un periodo comienza a crecer formando un micelio que se desplaza por los espacios intercelulares del mesófilo. Posteriormente se inicia la producción de zoosporangióforos que se proyectan hacia la superficie inferior de la hoja a través de los estomas y desde los cuales se formarán nuevos zoosporangios. Externamente se muestra los primeros síntomas de la enfermedad en las hojas, como una ligera clorosis (Danielsen & Ames, 2003).

El patógeno tiene varias generaciones asexuales (policíclico), pero un solo ciclo sexual durante la campaña, que se da en la etapa final del cultivo, cuando se inicia la senescencia y el tejido foliar ya no puede suministrar alimento para el pseudohongo; de esta manera se generan las estructuras sexuales que son las oosporas, las cuales también sirven como estructuras de conservación del patógeno permaneciendo latentes adheridas a las semillas y rastrojos. Posteriormente, en presencia de un hospedante susceptible y condiciones climáticas apropiadas, las oosporas que permanecen inactivas en estado latente, germinan e inician un nuevo ciclo de vida (Danielsen & Ames, 2003; Plata *et al.*, 2014).

Epidemiología

Cuando se trata a la epidemiología, se debe considerar el triángulo de la enfermedad, que en este caso lo constituyen el patógeno virulento (*P. variabilis*), el hospedero susceptible (quinua) y las condiciones medioambientales favorables (Figura 123) (Agrios, 2005).

Las condiciones ambientales de alta humedad relativa (mayor a 80%) y temperaturas frescas son los principales factores para el desarrollo de la enfermedad, debido a que permiten tanto la germinación de las oosporas y esporangios, como su multiplicación y diseminación, dando lugar a ciclos sucesivos de la enfermedad en un mismo campo (enfermedad policíclica). El rocío de las mañanas facilita a que el patógeno colonice y se establezca perfectamente en el interior de las hojas, pero si las condiciones de humedad bajan, las esporas se deshidratan y la esporulación desaparece.



Figura 123. Rocío sobre hojas de quinua con síntomas de mildiu

También se ha observado que períodos con nubosidad, aunque no llueva, favorecen la aparición de la enfermedad la cual parece ser menos sensible a la temperatura; los procesos de infección pueden ocurrir en un amplio rango que oscila entre 0 a 25 °C (Danielsen & Ames, 2003; Plata *et al.*, 2014). Considerando esto, la época de siembra puede ser un factor importante para la aparición de la enfermedad, sobre todo en las zonas en donde se riega bajo "secano" o con las lluvias.

El inóculo inicial lo constituyen las oosporas que permanecen adheridas a las semillas de quinua, o en los rastrojos y residuos de cosecha de la campaña anterior. Las fuentes de contagio también pueden ser los campos vecinos infectados con mildiu, las quinuas silvestres (llamadas ajaras en Bolivia, ayara en Perú, quinua malla en Ecuador y quingüilla en Chile) y malezas de la familia Amaranthaceae. Asimismo, los esporangios son diseminados por el viento, la lluvia, agua de riego, maquinaria, y en una misma planta por salpicadura (Plata *et al.*, 2014).

En la zona agroecológica de los Valles Interandinos donde la lluvia promedio es de 500 mm, necesariamente se requiere implementar medidas de manejo y sembrar variedades resistentes o tolerantes. Debido al interés de sembrar quinua en otras zonas del mundo, el mildiu se constituirá en un factor restrictivo, principalmente en zonas con precipitaciones mayores a los 500 mm, donde ocurrirán ataques severos. En Bolivia, la zona agroecológica de los Salares es la principal área de exportación de quinua, donde la precipitación promedio varía entre 200 y 250 mm. En esta zona, extremadamente seca, el mildiu no reviste mayor importancia, lo cual también favorece a la producción con certificación orgánica y a la producción de semilla libre de enfermedades (Plata *et al.*, 2014).

3.1.2. La chupadera fungosa o marchitez a la emergencia

Luis Cruces



Figura 124. Síntomas de la chupadera fungosa

La "chupadera fungosa", "marchitez a la emergencia" o "pudrición del tallo de la plántula" es una enfermedad que afecta en pre y post emergencia. Puede ser importante en muchas zonas donde se cultiva quinua, aunque por desconocimiento está siendo subestimada por los productores. Esta enfermedad es causada por patógenos del suelo, que pueden constituirse en un importante factor limitante del cultivo en zonas con suelos pesados y húmedos, en años con alta precipitación, en sistemas de producción donde se incluyen hortalizas y en suelos con alto contenido de materia orgánica (Plata *et al.*, 2014).

La chupadera fungosa puede ser causada por varios patógenos; los principales son los hongos *Rhizoctonia solani* y *Fusarium* spp., y el pseudohongo *Pythium* sp. (Ikeda & Ichitani, 1985; Barbaza *et al.*, 2000; Danielsen *et al.*, 2003).

Clasificación taxonómica

En el Cuadro 1 se presenta la clasificación taxonómica de los tres patógenos involucrados en la marchitez de las plántulas de quinua, según *Mycobank* (Robert *et al.*, 2005; Robert *et al.*, 2013).

Cuadro 1. Clasificación de patógenos que ocasionan marchitez o chupadera en quinua

Patógenos			
Reino	Chromista	Fungi	Fungi
Phyllum	Oomycota	Ascomycota	Basidiomycota
Clase	Oomycetes	Sordariomycetes	Agaricomycetes
Orden	Peronosporales	Hypocreales	Cantharellales
Familia	Pythiaceae	Nectriaceae	Ceratobasidiaceae
Género	<i>Pythium</i>	<i>Fusarium</i>	<i>Rhizoctonia</i>

Descripción de los agentes causales

Esta enfermedad es ocasionada por un complejo de patógenos: *Fusarium*, *Rhizoctonia* y *Pythium*.

Pythium forma un micelio blanco, filamentoso, profusamente ramificado y de rápido crecimiento. El micelio produce esporangios terminales que germinan directamente emitiendo uno a varios tubos germinales, o bien se desarrolla una hifa corta en el extremo de la cual se origina una vesícula que contiene zoosporas. Cuando las zoosporas son liberadas, nadan en el agua durante unos minutos, luego entran en reposo, se enquistan al envolverse en una cubierta protectora y forman un tubo germinal que comúnmente penetra en los tejidos del hospedante y produce una nueva infección. El micelio da lugar también a oogonios esféricos y anteridios que se fusionan y generan oosporas, las cuales por tener paredes gruesas, conforman la estructura de conservación del patógeno pues toleran altas y bajas temperaturas, así como otros factores adversos (Agrios, 2005).

El patógeno *Rhizoctonia* sp., y particularmente *R. solani*, forma un micelio estéril, inicialmente incoloro y conforme madura se torna amarillo o café claro. El micelio consta de células alargadas y produce ramificaciones que crecen casi en ángulo recto con respecto a la hifa principal, se estrechan ligeramente a nivel de la bifurcación y poseen una septa cerca de ella. En ciertas condiciones, el hongo produce ramilletes de células cortas, anchas, de forma oval o triangular y que se asemejan a esclerocios (Agrios, 2005).

Fusarium es un patógeno vascular que obstruye o desintegra los vasos conductores e impide la libre circulación de agua y nutrientes dentro de la planta. Este patógeno produce tres tipos de esporas asexuales: las microconidias, que son las esporas que el hongo produce con mayor frecuencia y en mayor abundancia en todas las condiciones; las macroconidias, esporas típicas de *Fusarium*, que aparecen con gran frecuencia sobre la superficie de plantas que han sido destruidas por el patógeno y que por lo común se forman en grupos similares a estructuras llamadas esporodoquios; y por último, las clamidosporas, que son redondas y de pared gruesa, que se forman terminal e intercaladamente en el micelio más viejo o en los macroconidios del hongo. Estos tres tipos de esporas se forman en los cultivos hospedantes del hongo y quizás también en el suelo, aunque cabe decir que solo las clamidosporas sobreviven en este último sustrato durante más tiempo, siendo las estructuras de sobrevivencia del patógeno (Agrios, 2005).

Síntomas

Los síntomas causados por *Pythium* se muestran en preemergencia, con la pudrición de las semillas o en post emergencia con la pudrición de la raíz de las plántulas recién germinadas, observándose el avance de la enfermedad desde el extremo apical de la raíz hacia arriba (Agrios, 2005).

Los síntomas característicos causados por *Fusarium* spp. se presentan en post emergencia, con un estrangulamiento en la base del tallo de las plántulas, lo cual obstruye la circulación de agua y nutrientes (Figura 125). Las plántulas que logran sobrevivir quedan afectadas y muestran un desarrollo pobre. Cuando este problema se expresa en plantas adultas, recibe el nombre de "marchitez o fusariosis"; al inicio la marchitez es solo apical y posteriormente se generaliza. En parcelas con mal drenaje se observa la muerte de las plantas con el sistema radicular dañado con lesiones hundidas a nivel del cuello, necrosis de la raíz principal y de las raicillas, situación que las hace susceptibles al "acame" o tumbado cuando ocurren vientos fuertes (Plata *et al.*, 2014).



Figura 125. Daños causados por la chupadera fungosa

Los síntomas causados por *Rhizoctonia solani* se presentan en pre emergencia, pudriendo la radícula (Figura 126 y 127). Cuando se presenta en post emergencia, causa lesiones tipo canchales en la base del tallo, los cuales muestran una superficie suberificada (Agrios, 2005).



Figura 126. Daño de la chupadera fungosa



©Luis Cruces

Figura 127. Daño de la chupadera fungosa

Ciclo de la enfermedad y epidemiología

Los patógenos habitan el suelo y sobreviven, entre los cultivos en los restos de plantas infectadas que yacen en el suelo en forma de micelio, o en forma de clamidosporas en el caso de *Fusarium*, microesclerotes en el caso de *Rhizoctonia*, u oosporas en el caso de *Pythium*. Se propagan a cortas distancias a través del agua de riego, viento, lluvia y el equipo agrícola contaminado, y a grandes distancias principalmente mediante la incorporación de materia orgánica (Agrios, 2005).

La infección puede ser en pre o post emergencia y en el campo se presentan fallas generalmente a manera de "manchones" en el suelo (Figura 128). Las plántulas que sobreviven a la enfermedad, si posteriormente sufren un encharcamiento, se marchitan y se acelera el amarillamiento. En caso de presentarse al inicio del panojamiento o en estado lechoso, los granos quedan vanos, y si están en estado pastoso o masoso se acelera la maduración (Plata *et al.*, 2014).



Figura 128. Daños causados por la chupadera fungosa

Esta enfermedad es poco común en la zona agroecológica de los Salares de Bolivia, debido a la baja humedad en la que se siembra la quinua. En ambientes más húmedos como Altiplano Norte y Valles interandinos, debido a la mayor humedad existente, la enfermedad es más frecuente (Plata *et al.*, 2014). En condiciones de costa de Perú, cuando la quinua es regada por gravedad y se genera una alta humedad en la germinación, la chupadera fungosa adquiere considerable importancia (Luis Cruces, obs. personal, Lima, Perú, enero a setiembre 2015).

3.1.3. Moho Verde

Esta enfermedad está relacionada con el patógeno *Peronospora variabilis*; su incidencia se intensifica en épocas muy lluviosas y después de la aparición de los síntomas del mildiu de la quinua (Plata *et al.*, 2014).



Figura 129. Esporulación del moho verde en hoja de quinua

Clasificación taxonómica

El patógeno tiene la siguiente clasificación taxonómica según *MycoBank* (Robert *et al.*, 2005; Robert *et al.*, 2013):

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase: Dothideomycetes

Orden: Capnodiales

Familia: Davidiellaceae

Género: *Cladosporium*

Descripción del agente causal

Cladosporium sp. crece moderadamente rápido en medio PDA a 25 °C y forma colonias de apariencia aterciopelada, de color gris verdoso a oliváceo y negro. Las hifas son filamentosas, los conidióforos casi erectos, ramificados y flocosos. Las blastosporas son variables en forma y tamaño. Generalmente la conidia es globosa y ovalada (Ogórek *et al.*, 2012). El color del micelio es pardo oliva (Aristegui, 2002).

Cladosporium es un hongo cosmopolita y es el más abundante en los recuentos aerobiológicos; algunas especies pertenecientes a este género son patógenas, pero la mayoría son saprófitos (Bensch *et al.*, 2010).

Síntomas

Es un patógeno de importancia secundaria, ya que generalmente coloniza sobre las manchas necróticas ocasionadas por *Peronospora variabilis*, y se presenta desde la fase de panojamiento hasta la madurez fisiológica (Plata *et al.*, 2014).

Los síntomas iniciales se presentan en las hojas inferiores como manchas pequeñas de coloración verde, con una esporulación de aspecto felposo sobre el haz (Figura 129). A medida que progresa la enfermedad, las manchas se unen cubriendo la totalidad de la lámina foliar sobre la cual se observa una esporulación abundante, seguida de un amarillamiento y la caída de la hoja. Por acción del viento, el patógeno infecta la panoja, ocasionando el enmohecimiento parcial o total de esta (Figura 130) (Plata *et al.*, 2014).



Figura 130. Esporulación de moho verde en panoja de quinua

Ciclo de la enfermedad y epidemiología

La fuente de inóculo principal está en los tejidos en descomposición presentes en los rastrojos de la campaña anterior, y para el inicio de la infección y desarrollo, el patógeno requiere de una humedad relativa alta (mayor a 80%). Debido a que este hongo también afecta otros cultivos como hortalizas y cereales, la cantidad de inóculo puede ser mayor cuando se tienen rotaciones de quinua con cultivos que hayan tenido la enfermedad en la campaña previa (Ogórek *et al.*, 2012; Plata *et al.*, 2014).

3.1.4. Mancha Ojival del Tallo



Fuente: Gómez y Aguilar, 2015
Figura 131. Mancha ojival del tallo en quinua

Esta enfermedad fue reportada por primera vez en el Perú en 1974 y es llamada también "mancha oval del tallo" (Tapia *et al.*, 1979).

Clasificación taxonómica

El patógeno tiene la siguiente clasificación taxonómica según *MycoBank* (Robert *et al.*, 2005; Robert *et al.*, 2013):

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase: Dothideomycetes

Orden: Pleosporales

Familia: *Incertae sedis*

Género: *Phoma*

Descripción del agente causal

Phoma se caracteriza por ser un hongo filamentoso que produce picnidias. En el ápice de las células conidiógenas presenta un *collarete* después de la producción de la primera conidia. *In vitro*, la conidias hialinas son principalmente unicelulares, aunque en muchas especies puede observarse un pequeño porcentaje de conidias transversalmente septadas (Boerema *et al.*, 2004).

El género *Phoma* es generalmente considerado por los micólogos modernos como un problema taxonómico, debido al ambiguo criterio morfológico, y también por sus inciertas afinidades filogenéticas (Aveskamp, 2008).

Síntomas

La sintomatología se observa principalmente en los tallos y peciolo (Figura 133), y en menor proporción en las hojas, ramas y pedúnculos florales (Figura 132). Los daños se observan como lesiones ojivales en el tallo, de coloración gris en el centro y de bordes marrones, rodeados por un halo de aspecto vítreo; en el interior de estas lesiones se pueden observar puntitos negros que corresponden a las picnidias del patógeno (Salas & Otazú, 1975; Otazú & Salas, 1977; Plata *et al.*, 2014).



Fuente: Plata *et al.*, 2014
Figura 132. Mancha ojival en hoja de quinua



Fuente: Plata *et al.*, 2014
Figura 133. Mancha ojival del tallo en quinua

En un mismo tallo se pueden presentar numerosas lesiones, las cuales por lo general son de 2 a 3 cm de tamaño (Figura 134). Cuando hay un ataque severo, estas lesiones pueden juntarse hasta abarcar toda la circunferencia del tallo, debilitándolo y ocasionando su ruptura (Plata *et al.*, 2014).



Fuente: Plata *et al.*, 2014
Figura 134. Mancha ojival del tallo en quinua

Ciclo de la enfermedad y epidemiología

El hongo sobrevive en el campo en los rastrojos de la campaña anterior. El patógeno afecta principalmente el tallo lignificado, pero cuando las condiciones son propicias (alta humedad relativa y continua), la mancha ojival afecta los tallos y hojas causando manchas foliares y defoliación intensa. Si la humedad relativa alta se prolonga, puede ocasionar infecciones severas en el campo (Plata *et al.*, 2014).

No es común encontrar picnidias en las hojas bajo condiciones naturales, pero cuando esto ocurre, es debido al lavado por la lluvia, que es el principal medio de diseminación (Salas & Otazú, 1975).

3.1.5. Podredumbre Marrón del Tallo



Fuente: Plata *et al.*, 2014

Figura 135. Podredumbre marrón del tallo en quinua

Esta enfermedad fue reportada por primera vez en el Perú, en Puno, en 1974 (Tapia *et al.*, 1979). La "podredumbre marrón del tallo" también es conocida como "punta negra" según León (2003), es de incidencia esporádica en Bolivia y más común en las zonas de producción de Perú, pero de importancia secundaria.

Clasificación taxonómica

El patógeno tiene la siguiente clasificación taxonómica según *Mycobank* (Robert *et al.*, 2005; Robert *et al.*, 2013):

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase: Dothideomycetes

Orden: Pleosporales

Familia: *Incertae sedis*

Género: *Phoma*

Especie: *foveata*

Descripción del agente causal

Este patógeno tiene picnidias subglobosas y globosas, con 1 a 3 ostiolas, con o sin papila. La matriz conidial es blanquizca. Las conidias son principalmente sin septas, de forma elipsoidal a

alantoide. Se ha reportado la producción de clamidosporas y pseudoesclerotes en aislamiento de *P. foveata* inducida por algunas bacterias como *Serratia plymuthica*. Las clamidosporas son producidas individualmente, en cadenas o clústeres. Los pseudoclerotes son de forma irregular. Las colonias, después de siete días, son de color verde oliváceo a amarillento debido a la liberación de pigmentos del micelio (Boerema, 1976; Boerema *et al.*, 2004).

Pruebas de inoculación cruzada han demostrado que *P. foveata* corresponde al patógeno que ocasiona la "gangrena de la papa"; por lo tanto, la concentración del patógeno en suelo podría incrementarse rápidamente si previamente se cultivó papa y presentó dicha enfermedad (Danielsen *et al.*, 2003, Boerema *et al.*, 2004).

Síntomas

La sintomatología inicial se presenta como manchas pequeñas en el tercio superior del tallo, con lesiones de tamaño variable, de 5 a 15 cm, de color marrón oscuro y bordes de aspecto vítreo, que pueden incluso abarcar toda la circunferencia del tallo, mostrando un aspecto "chupado" (tejido enfermo deshidratado y contraído). En el interior de las lesiones se forman puntitos negros que corresponden a las picnidias. Como consecuencia del daño, se puede dar una clorosis intensa en las hojas y posteriormente una defoliación progresiva que va desde el ápice hacia abajo (Plata *et al.*, 2014).

El tallo suele doblarse y puede quebrarse con facilidad en los puntos de infección. Si la planta ya tenía formada la panoja, ocasiona la caída de los granos. Cuando el ataque ocurre al momento de la emisión de la panoja principal, evita que esta se forme y da origen a panojas secundarias (Plata *et al.*, 2014).

Ciclo de la enfermedad y epidemiología

La infección primaria en el hospedante ocurre a través de heridas que son causadas por las prácticas culturales, condiciones climáticas (granizadas) o interacción con otros organismos. Inicialmente, la hifa del hongo crece intercelularmente a través del tejido vegetal. Siguiendo este estado asintomático, el hongo se vuelve necrofítico. Las células hospederas son sometidas a fitointoxicación o a una respuesta hipersensitiva, después del cual el hongo tiene acceso a los recursos del tejido muerto. Luego de un periodo corto, las picnidias pueden ser observadas dentro de las lesiones (Otaúz & Salas, 1977; Aveskamp *et al.*, 2008).

En algunos casos se puede formar micelio extradermal. Las conidias y fragmentos del micelio se dispersan fácilmente por la salpicadura, lluvia y viento, y así puede infectar nuevas plantas. Los pájaros y los insectos pueden actuar como vectores. En ausencia de un hospedero adecuado esta especie persiste en el suelo como saprófago sobre material en descomposición. En algunos casos, este material está conformado por los residuos de las plantas que fueron previamente infectadas. De este modo, el hongo puede sobrevivir en campos arrasados por sequías o heladas. Las estructuras apropiadas para su sobrevivencia en periodos largos son las clamidosporas que permanecen en los rastrojos. A partir de este material contaminado, la infección en nuevas plantaciones de quinua puede ocurrir cuando las condiciones ambientales son propicias para el desarrollo del patógeno, como la alta humedad relativa (Aveskamp *et al.*, 2008).

3.1.6. Mancha Foliar



Fuente: Gómez y Aguilar, 2015
Figura 136. Mancha foliar en quinua

Esta enfermedad aparentemente no representa mayor importancia económica (Tapia *et al.*, 1979; Danielsen *et al.*, 2003; Tapia & Fries, 2007). Ha sido reportada en Bolivia y la sierra del Perú, así como en Estados Unidos (Boerema *et al.*, 1997; Danielsen *et al.*, 2003; Testen *et al.*, 2013). Los síntomas se manifiestan como manchas con bordes café claro por lo cual es denominada "mancha foliar" y el agente causal es *Ascochyta hyalospora* (Plata *et al.*, 2014).

Clasificación taxonómica

El patógeno tiene la siguiente clasificación taxonómica según *Mycobank* (Robert *et al.*, 2005; Robert *et al.*, 2013):

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase: Dothideomycetes

Orden: Pleosporales

Género: *Ascochyta*

Especie: *hyalospora*

Descripción del agente causal

En medio de cultivo, el hongo produce una maraña de micelio oscuro, con picnidias globosas a subglobosas dispersas. Las conidias son elipsoidales o cilíndricas, provistas usualmente de una o a veces dos septas, inicialmente hialinas y a la madurez se tornan café amarillento pálido (Boerema *et al.*, 1977).

Síntomas

La sintomatología se presenta como manchas en las hojas de forma circular, de tonalidad clara y con bordes café claro; posteriormente estas áreas se tornan necróticas y sobre ellas es posible observar picnidias oscuras a simple vista. Fuertes infecciones conducen a la pérdida de las hojas. Este hongo también puede afectar semillas, plántulas y tallos (Boerema *et al.*, 1977; Van Der Aa & Van Kersteren, 1979).

Boerema *et al.* (1977), mencionan que en ensayos de laboratorio con las semillas, se observaron anomalías en los cotiledones y raíces primarias. Otros estudios de germinación han demostrado que el hongo produce un necrosamiento de suave a severo a nivel radicular y/o del hipocótilo; las plántulas muy afectadas mueren. Plata *et al.* (2014), observaron en laboratorio que el hongo produce gran cantidad de picnidiosporas en semillas no germinadas o anormales de quinua, lo que podría, en parte, explicar la no germinación de algunas semillas en campo.

Ciclo de la enfermedad y epidemiología

La fuente de inóculo primario es la semilla, por lo que la enfermedad puede ser diseminada a grandes distancias. Cuando las condiciones son favorables (18 a 24 °C y más de 80% HR), las picnidias originan las picnidiosporas que ocasionan la infección primaria (Plata *et al.*, 2014).

Esta enfermedad puede tomar importancia en zonas agroecológicas de Valles interandinos y Altiplano, cuando se presentan periodos muy húmedos (Plata *et al.*, 2014).

3.1.7. Ojo de Gallo



Fuente: Plata *et al.*, 2014

Figura 137. Síntomas de "ojo de gallo" en hoja de quinua

Esta enfermedad, conocida también como "cercosporiasis" o "mancha circular", fue reportada por Falconí & Ruales (1990). Testén *et al.* (2013), reportaron esta misma enfermedad en quinua

silvestre y cultivada en Estados Unidos e identificaron al agente causal como *Passalora dubia* (sinónimo de *Cercospora dubia*), cuyos síntomas típicos son manchas circulares en las hojas infectadas. Plata *et al.* (2014), señalaron que se presenta rara vez en la zona agroecológica de los Salares, mientras que en el Altiplano suele presentarse en algunas variedades.

Clasificación taxonómica

El patógeno tiene la siguiente clasificación taxonómica según *Mycobank* (Robert *et al.*, 2005; Robert *et al.*, 2013):

Reino: Fungi

Phylum: Ascomycota

Clase: Dothideomycetes

Orden: Capnodiales

Familia: Mycosphaerellaceae

Género: *Passalora*

Especie: *dubia*

Descripción del agente causal

Passalora posee conidias hialinas de tamaño variable, septadas (un promedio de 6 septos), que se forman sobre conidióforos ramificados que emergen del micelio a través de los estromas (Falconi & Ruales, 1990; Testén *et al.*, 2013).

Síntomas

La sintomatología inicial se manifiesta en las hojas inferiores a manera de pequeñas lesiones de color café amarillento claro, de 2 mm de diámetro, que pueden ampliarse, a medida que crece la infección, hasta los 8 mm; en su madurez, dichas manchas se tornan opacas y luego se desprenden formando perforaciones (Figuras 137, 138 y 139). En el envés de las hojas, al nivel de las lesiones, se forman las estructuras de fructificación del hongo, como una capa compacta de apariencia afelpada de color gris claro (Falconi & Ruales, 1990; Testén *et al.*, 2013).



Fuente: Plata *et al.*, 2014

Figura 138. Síntomas de ojo de gallo en hojas de quinua

Ciclo de la enfermedad y epidemiología

La enfermedad puede diseminarse mediante la lluvia o el viento. La fuente de inóculo son los rastrojos de la campaña anterior que permanecen en el campo; el hongo puede sobrevivir en los residuos vegetales por lo menos dos años y alcanza niveles altos de infección con pocas plantas enfermas debido a que se producen abundantes conidias, las cuales germinan a partir del estroma e ingresan directamente a las hojas por los estomas abiertos. Cuando las condiciones son favorables (25 a 30 °C y más de 90% HR) se pueden dar muchos ciclos en una misma campaña (Plata *et al.*, 2014).

Esta enfermedad se hace mucho más evidente en períodos secos o de prolongada sequía; sin embargo, su aparición en forma severa se da después del mildiu (Falconí & Ruales, 1990).



Figura 139. Planta de quinua con daños de ojo de gallo

3.2. Enfermedades causadas por bacterias

Yony Callohuari

3.2.1. Mancha Bacteriana



Fuente: Plata *et al.*, 2014

Figura 140. Bacteriosis en tallos de quinua

Esta enfermedad fue reportada por Otazú y Salas (1975) como *Pseudomonas* sp. Tiene una amplia distribución, y se presenta desde grano lechoso hasta la madurez fisiológica causando daños ocasionales (Plata *et al.*, 2014).

Clasificación taxonómica

El patógeno tiene la siguiente clasificación (Shiraishi *et al.*, 2010):

Reino: Bacteria

Phylum: Proteobacteria

Clase: Gammaproteobacteria

Orden: Pseudomonadales

Familia: Pseudomonadaceae

Género: *Pseudomonas*

Síntomas

Tapia *et al.* (1979), describen los síntomas de esta enfermedad como manchas pequeñas e irregulares, inicialmente húmedas, tanto en hojas como en tallos. Posteriormente las manchas en las hojas se tornan marrón oscuro, y en los tallos, estas se necrosan dejando lesiones profundas. Cuando el ataque es sistémico, el tallo toma un aspecto vítreo y de consistencia fofa, mientras que las hojas presentan necrosis apical (Figura 141 y 142).



Fuente: Plata *et al.*, 2014
Figura 141. Bacteriosis en tallos de quinua

Descripción del agente causal

Hasta la actualidad no se han identificado las especies involucradas en la enfermedad, sin embargo las características del género *Pseudomonas* señaladas por Plata *et al.* (2014), son las siguientes: bacteria Gram negativa, con forma de bacilo, oxidasa negativa, aeróbico estricta, posee plásmidos pero no forman endosporas (estructura de conservación).

Ciclo de la enfermedad

Según Tapia *et al.* (1979), el patógeno ingresa a la planta por heridas mecánicas en hojas y tallos, usualmente causadas por las granizadas. Puede ser transmitido por las semillas de campaña en campaña.



Figura 142. Bacteriosis en tallo de quinua

3.3. Enfermedades causadas por virus

Yony Callohuari



Fuente: Plata *et al.*, 2014
Figura 143. Virosis en plantas de quinua

Plata *et al.* (2014), hacen referencia a que en los agroecosistemas de quinua se pueden observar sintomatologías típicas de los virus, tales como amarillamientos, arrosamientos, acortamiento de entrenudos, hojas coriáceas y formación de panoja pequeña. Asimismo indican que aún no se conoce con precisión los virus involucrados y que los síntomas no son muy generalizadas en los campos, por lo que la incidencia no supera el 0.5%.

La quinua ha sido utilizada en diversos estudios de patogenicidad como planta indicadora para la detección de virus que afectan otros cultivos tales como la papa, tomate, sandía, arracacha, achira, entre otros (Yeh *et al.*, 1992; Slack, 1983; Lizárraga, 1993; Valenzuela-Herrera *et al.*, 2003). Plata *et al.* (2014), presentaron una relación de virus que afectaron a la quinua en ensayos serológicos (Anexo 6), y señalan que podrían afectar los agroecosistemas de quinua, sobre todo cuando estén asociados a cultivos susceptibles.

Síntomas

El síntoma más común es el amarillamiento parcial (Figura 144), o generalizado (Figura 145), que, dependiendo de la concentración del virus, se hacen visibles desde las fases iniciales y se acentúan conforme las plantas se desarrollan. Otros síntomas que pueden presentarse son: acortamiento de entrenudos, achaparramiento, formación de hojas coriáceas, amarillamiento de las nervaduras y deformación de las hojas (Figura 146).



Fuente: Plata *et al.*, 2014
Figura 144. Plantas de quinua con virosis



Fuente: Plata *et al.*, 2014
Figura 145. Plantas de quinua con virosis



Figura 146. Plantas de quinua con virosis

3.4. Nemátodos en el cultivo de quinua

Yony Callohuari

Franco (2003), reporta tres especies de nematodos que afectan las raíces de quinua para la zona andina: *Globodera* spp., *Nacobbus aberrans* y *Thecaverniculatus andinus*, e indica que los dos últimos pueden reducir hasta un 10% el rendimiento. Las características morfológicas y biológicas son presentadas en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Características morfológicas y biológicas
Nacobbus aberrans y *Thecaverniculatus andinus*

Característica	<i>Nacobbus aberrans</i>	<i>Thecaverniculatus andinus</i>
Origen	Los andes	Los andes
Distribución	Argentina, Bolivia, Chile, Perú y México	Bolivia y Perú
Morfología	Dimorfismo (hembra alargada)	Dimorfismo (hembra esférica)
Hospederos	17 familias, 69 especies (quinua) Solanáceas	11 familias (hembra esférica)
Ciclo de vida	Dos generaciones por campaña	Dos generaciones por campaña
Diseminación	Tejido de planta	Tejido de planta
Sobrevivencia	Residuos de raíces	Residuos de raíces

Fuente: Franco, 2003.

3.4.1 Falso Nematodo del Nudo

Este nematodo, también conocido como "rosario de la papa", ha sido identificado como *Nacobbus aberrans*, y tiene como característica el formar pequeñas agallas en el sistema radicular de la quinua. Esta sintomatología ha sido observada en campo y corroborada con inoculaciones artificiales en invernadero (Plata *et al.*, 2014).

Una de las características particulares de este nematodo es que presenta anhidrobiosis, estado que le permite sobrevivir bajo condiciones de desecación del suelo por más de ocho meses. Su ciclo de vida dura de 25 a 59 días, variando en función al tipo de hospedante y condiciones ambientales.

Sintomatología

La sintomatología se manifiesta como nódulos en las raíces, principalmente primarias y secundarias debido a que los Juveniles 2 causan la muerte de las raíces más pequeñas. Asimismo, estos nematodos pueden estimular la formación de agallas en las raíces. El tamaño de estos nódulos o agallas, dependerá de su densidad poblacional en el suelo (Plata *et al.*, 2014).

3.4.2 Nematodo de la Oca

Este nematodo es identificado como *Thecavermiculatus andinus* y está distribuido en Perú y Bolivia, en áreas que circundan el Lago Titicaca, y en Chile. Afecta principalmente cultivos andinos como: oca, papalisa u olluco, papa, tarwi, quinua, quinua silvestre, berenjena, *Malvastrum coromandelianum*, *Medicago polymorpha* (Golden *et al.*, 1983; Franco & Mosquera, 1993a; Franco, 2003).

Este nematodo tiene la capacidad de tolerar condiciones adversas (sequías, bajas temperaturas y radiación solar) y por lo tanto puede permanecer como fuente de inóculo en los restos de raíces por varios años (Plata *et al.*, 2014).

Entre sus hospederos, el olluco es el cultivo más eficiente para la multiplicación de este nematodo, seguido por el tarwi y la oca, mientras que el cultivo menos eficiente para su multiplicación es la quinua (Franco & Mosquera, 1993b). Así, este nematodo juega un rol importante dentro los sistemas de producción donde se incluyen los cultivos antes mencionados. En Bolivia, en muchas de las ecoregiones de producción de quinua, su cosecha es realizada mediante corte, dejando el sistema radicular dentro el suelo, lo cual es favorable para la sobrevivencia del patógeno (Plata *et al.*, 2014).

Sintomatología

Este patógeno solo ataca el sistema radicular, lo que afecta el desarrollo de la planta. En las raíces se forman nódulos de forma esférica y color blanquecino, y semejantes a pequeñas perlas, que corresponden a la presencia de las hembras. No forman quiste (Plata *et al.*, 2014).

IV. Aves plaga del cultivo de la quinua

Pedro Delgado

Las principales especies de aves que ocasionan daños en el cultivo de quinua pertenecen a las familias Columbidae, Emberizidae, Thraupidae y Fringillidae. Las pérdidas causadas por aves en el cultivo de quinua, en el Perú, alcanzan hasta el 30% de la producción (Delgado, 2013).

Las aves plagas pueden representar un importante impedimento para el desarrollo de producción intensiva y extensiva de la quinua. El control de las aves es un tema complejo que requiere de conocimientos especializados debido a que estas son móviles, adaptables y persistentes, y por lo tanto difíciles de controlar.

4.1. Principales especies de aves plagas del cultivo de la quinua

La información de la morfología, comportamiento, hábitat y distribución de cada ave, que a continuación se presenta, fue tomada de Pearson & Plenge (1974), Fjeldså & Krabbe (1990) y Schulenberg *et al.* (2010).

4.1.1 *Patagioenas maculosa* Temmink, 1813



Figura 147. *Patagioenas maculosa*

Familia: Columbidae

Nombres comunes: Paloma manchada, torcaza, paloma cenicienta, paloma de alas moteadas, paloma de alas manchadas

Características morfológicas

Paloma grande, de unos 33 cm. Color general gris azulado, con tonalidades púrpuras en el macho. El manto y coberteras alares café grisáceo con algunas puntuaciones blanquecinas; coberteras secundarias formando conspicuas bandas blancas inclinadas posteriormente contrastando con la parte oscura de las coberteras secundarias. En general, cuando está en reposo, las plumas alares aparentan una disposición escamosa con bordes blancos, y durante el vuelo algunas bandas blancas de las alas son mucho más visibles. Cola gris oscura con porciones distales negras.

Comportamiento

Son sociales, a veces formando grandes bandadas, pero mayormente son vistos en pequeños grupos o alimentándose en pares. Puede vérselos sobre árboles o arbustos, aunque son más frecuentes sobre el suelo. En exhibiciones sobre el suelo, abanicán y levantan la cola y a su vez bajan las alas levemente. Las exhibiciones en vuelo son movimientos lentos de la cola. Emiten un canto brusco y las llamadas constituyen gruñidos cortos.



Figura 148. *Patagioenas maculosa* en plantas de quinua

Son granívoros y se alimentan de todo tipo de semillas, principalmente de gramíneas, como por ejemplo de cebada, avena, trigo, quinua y cañihua. Suele apreciárseles en grandes bandadas en cultivos de quinua posados sobre las panojas, llegando a tumbarlas por el peso para posteriormente alimentarse en el suelo.

Se reproducen sobre árboles, nidificando probablemente la mayor parte del año.

Hábitat y distribución

Habitan en la zona andina semihúmeda a medianamente árida, áreas boscosas y arbustivas abiertas, a veces alrededor de bosques, matorrales, en valles intermontanos y cerca de lugares poblados. Es una especie propia de Sudamérica, presente en el Perú, Bolivia, Paraguay, Brasil, Uruguay y Argentina. En la actualidad esta especie está expandiendo su distribución geográfica, favorecida por la ampliación de la frontera agropecuaria. Se le documenta hasta los 4000 m s.n.m.

4.1.2 *Zenaida auriculata* Des Murs, 1847



Figura 149. *Zenaida auriculata*

Familia: Columbidae

Nombre común: Tortolita, tórtola orejada, cuculí, kitulita, paloma rabiblanca, palomita montera.

Características morfológicas

De tamaño pequeño, entre 23 y 28 cm. Cabeza con corona y nuca parduscas, el resto de un color café oliváceo, con una línea negra detrás de los ojos y por la zona auricular; ojos y pico oscuros. Partes anteriores del cuello con reflejos rosados a vinosos y plumas iridiscentes con tendencias a verde metálico. Pecho y abdomen vinosos, más claros hacia las zonas inferiores en orientación a la cola, llegando a ser blanquecina en la región subcaudal; las partes delanteras del pecho matizadas entre canela y vino más intenso, especialmente en los machos. Alas entre marrón y gris, con manchas negras posteriores muy notorias cuando están en reposo, las plumas remigeas de color parduzco a grisáceo oscuros, bordeadas de una línea blanquecina; coberteras alares con manchas negras en gradiente. Dorso, lomo y supracaudales gris parduzco. Cola corta parcialmente graduada hacia la parte media, con plumas rectrices centrales gris parduzco, con banda negruzca subterminal; las tres plumas laterales con amplios bordes terminales blancos, muy visibles en el vuelo. Patas de rosado intenso a coloradas.

Comportamiento

Son sociales, percheros, algunas veces se les observa en grandes números y es común que realicen nidadas comunales en árboles o rocas; son frecuentes en perchas diversas y en el cableado eléctrico, en general se les observa mayormente en parejas o en pequeñas bandadas. Poseen un vuelo rápido, con gran maniobrabilidad y son desconfiados, aunque en las zonas urbanas se han acostumbrado a la presencia humana. Se alimentan sobre el suelo. En exhibiciones de vuelo planean con el viento en círculos angostos.

Son principalmente granívoros, comúnmente se alimentan de semillas de gramíneas y otras herbáceas silvestres, incluyendo granos cultivados como quinua, cebada, trigo y avena.

Anidan en arbustos y árboles, construyendo un nido de ramitas aparentemente muy sueltas. Su gran capacidad de reproducción les permite mantener abundantes poblaciones; se reproducen y crían la mayor parte del año, aunque con mayor intensidad entre noviembre y marzo. Pueden

tener hasta dos posturas anuales de dos huevos cada una, los cuales son blancos, lisos y de unos 29 x 22 mm en promedio.

Hábitat y distribución

Habitan principalmente zonas semiáridas, tierras abiertas o áreas cultivadas, hasta pequeños bosquetes y matorrales, usualmente asociados zonas pobladas. Está distribuida en todos los Andes, excepto partes muy desoladas y áridas de la puna, y el área amazónica. Principalmente son comunes entre los 2000 y 3200 m s.n.m. llegando hasta los 4400 m s.n.m. en el altiplano del Perú y Bolivia. Es también frecuente y ampliamente distribuida en la costa sudamericana.

4.1.3 *Metriopelia melanoptera* Molina, 1782



Figura 150. *Metriopelia melanoptera*

Familia: Columbidae

Nombres comunes: Tortolita cordillerana, palomita cordillerana.

Características morfológicas

Paloma pequeña, de unos 21 a 24 cm. Cabeza enteramente parduzco clara, algo más oscura en la parte de la nuca, ojos celestes pálidos, con pupilas oscuras, con las zonas orbiculares delanteras desnudas a modo de parches anaranjados hasta por debajo de los ojos.

Cuello gris pardusco, con una porción ligeramente blanca en la parte delantera cercana al pico. Dorso gris pardusco a ceniciento; pecho y abdomen de tono vinoso suave. Alas con plumas remigeas primarias y secundarias negras; coberteras en una gradiente de gris claro hasta parches blancos cerca de la región carpeana; en vuelo muestran alas oscuras con líneas grises y manchas blancas conspicuas encima y debajo. Parte bajas del cuerpo café terroso pálido (en las hembras) hasta rosado tenue (en los machos). Cola de color negro y borde de forma cuadrangular. Pico negro y patas pardas oscuras. Puede ser distinguido fácilmente por sus alas negras con una mancha blanca en el dobléz; en vuelo, esta mancha aparece como una banda blanca que separa los colores negros de las primarias y secundarias de las coberteras grises.

Comportamiento

Con frecuencia se posan en árboles. Cuando están sobre el suelo son sociales y en ocasiones se entierran mostrando un comportamiento de "baño". Cuando vuelan, usualmente se les observa en pequeñas bandadas muy ceñidas, pero a veces suelen formar grandes bandadas, y otras veces permanecen solitarias. En sus exhibiciones en el aire, vuelan para arriba y se deslizan para

abajo sucesivamente, buscando aproximarse a otra ave. Emiten un sonido discreto y al levantar vuelo el aleteo provoca un cascabeleo leve.

Se alimentan principalmente de semillas de diversas herbáceas silvestres, aunque también suelen frecuentar mucho zonas agrícolas, especialmente cultivos de granos andinos en donde se les ha visto alimentarse ávidamente de quinua, cañihua, kiwicha o amaranto.

Anidan frecuentemente en arbustos, pequeños árboles, cactus y puyas, y muy ocasionalmente en viviendas o sobre el suelo. Generalmente anidan en grupos de 10 a 20 parejas, cerca de riachuelos, y construyen nidos de palitos muy ligeros. Colocan dos huevos blancos de 29 x 21 mm de tamaño promedio.

Hábitat y distribución

Prefieren acercarse a los bordes de bosques en regiones áridas y semiáridas. Durante el mediodía visitan pastizales generalmente lejos de áreas arbóreas, pero en las mañanas y en las tardes buscan zonas arbustivas, arbóreas, áreas de cultivo, espacios cercanos a viviendas, y muchas veces están asociados a cactáceas columnares o relictos de puyas. Se encuentra en los Andes de Argentina, Bolivia, Chile, Colombia, Ecuador y Perú, desde los 2000 hasta 4800 m s.n.m.; accidentalmente pueden llegar hasta el nivel del mar, aunque es muy raro en la costa.

4.1.4 *Metriopelia ceciliae* Lesson, 1845



Figura 151. *Metriopelia ceciliae*

Familia: Columbidae

Nombres comunes: Cascabelita, curucuta, tortolita cordillerana.

Características morfológicas

Pequeño colúmbido de unos 17 a 18 cm de longitud, con ligero dimorfismo sexual, en general de un color terroso manchado. Cabeza gris parduzca, frente y corona con tonalidades vinosas, cuello también vinoso y la zona de la garganta blanquecina. Ojos con borde periocular desnudo de color anaranjado intenso, bastante conspicuo. Pico negruzco con el extremo muy oscuro. Pecho en la parte superior vinoso en el macho y grisáceo en la hembra; pecho inferior, abdomen y subcaudales marrón amarillento. Alas pardo negruzcas, con las rémiges secundarias blanquecinas en sus extremos. Cola corta, gris pardusca, con el dorso y supracaudal bastante moteada y puntas de timoneras externas claras (las tres rectrices externas). Patas rosadas.

Comportamiento

Especie social, frecuentemente en bandadas pequeñas, pero a veces solo se les observan en parejas. Al batir sus alas hace como un cascabel cuando emprende el vuelo y de ahí su nombre común. Se mimetiza perfectamente en suelos de cultivo y lugares pedregosos.

Se alimentan de granos de diferentes especies de gramíneas que conforma el pajonal cordillerano, así como también de granos de quinua y cañihua en los campos de cultivo y cuando el producto es acopiado.

A diferencia de las demás tórtolas que anidan en arbustos y árboles en una plataforma de palitos duros y secos, esta especie lo hace en el suelo, en huecos de paredes o taludes de laderas e inclusive en techos de viviendas rurales o periurbanas (tejados de calamina o de paja). Sus nidos son voluminosos, hechos con materiales blandos como pajas suaves, pelos, lana y plumas. Los huevos tienen un tamaño promedio de 24 x 17 mm.

Hábitat y distribución

Frecuenta principalmente pastizales, pajonales, áreas de cultivos, terrenos pedregosos y a menudo centros poblados, desde los 900 a 4000 m s.n.m. Su distribución abarca los Andes de Argentina, Bolivia, Chile y Perú.

4.1.5 *Columba livia* Gmelin, 1789



Figura 152. *Columba livia*

Familia: Columbidae

Nombres comunes: Paloma doméstica, paloma de castilla

Características morfológicas

De 35 a 37 cm de largo. Sus colores más generalizados son tonalidades diversas del gris. Cabeza gris apizarrado, iris rojo, pico gris oscuro con prominente vesícula de cera en la base. Dorsalmente de coloración gris oscura, casi negra e intercalada con gris claro en las alas. El vientre, hasta las subcaudales, de color gris claro. La garganta y el pecho con tonos azulados, verdes y violetas metálicos iridiscentes, mucho más pronunciado y abultado en los machos. Patas rosadas a rojizas.

Este patrón de colores no es totalmente definitivo ya que existen ejemplares marrones, rojo ladrillos, grises manchados de blanco e inclusive totalmente blancos.

Comportamiento

Es muy social; en los parques y plazas de ciudades grandes se llegan a contar cientos de ejemplares, y casi siempre conforma grandes bandadas. Se pueden apreciar diferentes patrones de comportamiento, siendo el más destacado el del cortejo, donde el macho desarrolla cantos fuertes a modo de mugido rodeando altivamente a la hembra; el comportamiento agonista implica diferentes formas de lucha entre machos principalmente por pareja. Son monógamos solo al momento de la cría.

En las ciudades se alimentan de granos, desperdicios de comida y alimentos que la gente les proporciona en los parques y viviendas. En el campo ataca plantaciones de cebada, avena, trigo y quinua, constituyendo un factor de riesgo para la producción agrícola de estos cultivos.

Se reproducen durante todo el año. Elaboran sus nidos de materiales diversos como palitos, paja, lana, cabellos, entre otros. Ponen en general dos huevos que son incubados por ambos padres.

Hábitat y distribución

Es la paloma más común en casi todas las ciudades. Es muy abundante en áreas urbanas, nidificando en techos, torres, iglesias, monumentos, árboles, etc., por lo que a veces afecta el ornato de las ciudades. También se adapta a la vida del campo, frecuentando especialmente cultivos de granos. Es originaria del Norte de África, Oriente Medio y Asia, aunque en la actualidad se distribuye por casi todo el mundo.

4.1.6 *Zonotrichia capensis* Muller, 1776

Familia: Emberizidae

Nombres comunes: Gorrión andino, gorrión americano, pichitanka, chingolo, cachilo

Características morfológicas

Mide entre 14 y 15 cm. La cabeza es de color gris con tres bandas laterales negras que se originan en la base del pico y corren hacia la parte posterior, una a la altura de la corona, otra en la línea de los ojos, y una tercera línea que nace en la mandíbula inferior y está orientada hacia el dorso.



Figura 153. *Zonotrichia capensis*

El macho tiene un característico copete gris en la corona. El pico es negro. La garganta es de color blanquecino a gris claro, delimitada con el vientre por una mancha negra y un collar en banda de color ladrillo que se extiende desde la nuca hasta los lados del pecho, sin unirse en esa zona. El dorso es marrón rojizo con rayas negruzcas y coberteras alares con bandas blancas. Pecho café claro, todo el vientre gris blanquecino y cola marrón oscura. Patas marrón claras, con tres dedos orientados hacia adelante y uno hacia atrás (el hallux). La hembra es de un color general más parduzco y presenta el collar más delgado.

El inmaduro presenta el plumaje más uniforme y más rayado, con plumas jaspeadas en el dorso y sin la banda color ladrillo en el cuello o débilmente visible; pecho café claro terroso, longitudinalmente de café oscuro.

Comportamiento

Se les observa en pares o en grupos pequeños. Pueden formar grandes bandadas cuando no están en época reproductiva y suelen formar grupos con otras especies de Paseriformes. No son tímidos, permanecen activos hasta entrado el anochecer y a veces cantan durante la noche.

Se alimentan de semillas e insectos, principalmente en el suelo y ocasionalmente sobre arbustos y árboles. Es muy frecuente su alimentación sobre cultivos de grano como cebada, trigo, avena, quinua y cañihua. En las ciudades se alimentan también de restos de comida.

Se reproducen durante todo el año, incluso dos veces en un ciclo anual; los picos reproductivos dependen del lugar de distribución. El nido lo construyen en cualquier arbusto, árbol chico o matorral, a 1 o 2 metros de altura, aunque a veces lo hacen en el suelo escondido entre el pasto. Este nido es de forma semiesférica, de unos 13 cm de diámetro, confeccionado de paja u otro material vegetal en su estructura externa, y la cara interna suele estar compuesta de pelos, cerdas y plumas. La nidada consta generalmente de 3 huevos de color verde pálido o celeste, con manchas, pintas o anillos color café oscuro o café lila, de 19 x 15 mm de tamaño. La incubación dura entre 11 y 13 días, y luego de la eclosión los pichones permanecen en el nido entre 10 y 11 días.

Hábitat y distribución

Son muy comunes en ambientes humanos y en gran variedad de hábitats, desde pastizales, áreas arbustivas, zonas húmedas hasta lugares áridos y muy fríos, pero en bosques húmedos solamente a los lados de las carreteras. Son habituales también en jardines, zonas urbanas, campos agrícolas y otros hábitats abiertos. Esta especie se distribuye por toda América del Sur (salvo Islas Malvinas y Tierra del Fuego), América Central, Aruba, Curazao y la isla La Española (La República Dominicana y Haití).

4.1.7 *Sicalis uropygialis* D'Orbigni y Lafresnaye, 1837

Familia: Thraupidae

Nombres comunes: Triguero, kellopesko, chirigue, triguero cordillerano, pecho amarillo, jilguero cara gris.

Características morfológicas

Es pequeño, de unos 13 a 14 cm de longitud. De coloración amarillo tenue de fondo, más nítido en el macho y más visible en la cabeza y el vientre, con una mancha gris muy notoria entre las mejillas y auriculares. Dorsalmente es gris parduzco incluyendo las alas en el macho, lo que se contrasta durante el vuelo con la rabadilla amarilla, con visibles bandas oscuras en la cola. La parte infracaudal de la cola es de una tonalidad oliva. La hembra presenta una corona estriada con tinte marrón y el dorso es más pardusco, estriado y con bandas más oscuras.

Comportamiento

Usualmente se les aprecia en grupos, sobre todo en las épocas de reproducción, aunque algunas veces en pares. No son tímidos.

Emiten cantos desde las rocas y techados, que incluyen un fuerte gorjeo que disminuye progresivamente, y una serie de cantos rechinantes, cada una repetida varias veces antes de continuar con la siguiente.



Figura 154. *Sicalis uropygialis*

Se alimentan de semillas e insectos, principalmente sobre el suelo, así como también de granos de cultivos como quinua, cañihua, kiwicha, entre otros.

Se reproducen casi todo el año, aunque depende del lugar de distribución. Incuban en perchas de barrancos, en agujeros e incluso en techos de viviendas.

Hábitat y distribución

Son comunes en salientes rocosas, laderas pedregosas altas, sobre el suelo, techos de viviendas, pastizales y plantas herbáceas de porte corto, sobre todo en la puna, incluyendo poblados y ciudades. Se distribuyen desde los 3200 hasta 4800 m s.n.m. y raramente por debajo de los 1200 m s.n.m. En América del Sur está presente en los países de Argentina, Perú, Bolivia y Chile.

4.1.8 *Phrygilus punensis* Ridgway, 1887



Figura 155. *Phrygilus punensis*

Familia: Thraupidae

Nombres comunes: Fringilo de la puna, fringilo peruano, yal peruano, chukilikito.

Características morfológicas

De aspecto robusto, de aproximadamente unos 15,5 cm de largo. El pico pálido resplandece al sol ya que presenta un color negro brillante característico. El macho con la cabeza, cuello y parte alta del pecho de color plumizo oscuro a casi negro, bordeado de un oliva oscuro; pecho inferior amarillo; dorso y rabadilla oliva tenuemente teñido de dorado; supracaudales negruzcas; alas y cola gris oscuro a negruzcas; partes bajas de coloración amarillo dorado débilmente teñido de castaño; flancos bajos y el abdomen, blanquecinos; coberteras de la cola por debajo gris oscuras bordeado de blanco. La hembra es similar, pero gris más claro en la cabeza, alas y cola más pálidas, corona delantera usualmente con líneas tenues.

Comportamiento

Generalmente son solitarios o en parejas, pero en invierno pueden formar pequeños grupos. Su canto es una serie repetitiva de gorjeos cortos, y en el vuelo hacen llamados finos, agudos y repetitivos.

Se alimenta principalmente de semillas sobre el suelo, también en árboles e inflorescencias de *Puya raymondi*. En el altiplano peruano-boliviano se le aprecia consumiendo semillas de granos de quinua.

El nido es construido con tallos de pastos secos y forrado interiormente con pastos más finos o lana, escondidos al nivel del suelo entre el pastizal, en arbustos tupidos e incluso en alteros de chozas o viviendas. Los huevos son de un tono verde azulado, manchado con pintas marrones más cargadas en el lado obtuso, de 22 x 15 mm de tamaño promedio.

Hábitat y distribución

Se les observa en campos abiertos con pastizales al nivel del suelo, en áreas rocosas y en lugares con plantas arbustivas dispersas de porte bajo, aunque algunas veces frecuentan árboles, campos de cultivos y áreas pobladas. Se encuentra en los Andes, desde los 2800 a 4800 m s.n.m. del oeste de Bolivia y gran parte del Perú. Ocasionalmente pueden bajar hasta los 2400 m s.n.m. sobre todo en épocas secas.

4.1.9 *Phrygilus fruticeti* Kittlitz, 1833



Figura 156. *Phrygilus fruticeti*

Familia: Thraupidae

Nombres comunes: Fringilo pechinegro, fringilo negro de la sierra, yal.

Características morfológicas

De unos 17 cm de largo en promedio. El macho con la cabeza, manto, lomo y flancos de color gris oscuro apizarrado; garganta y pecho, negros; abdomen gris claro a blanco; alas negras apizarradas con dos pequeñas bandas blancas; pico amarillo y patas amarillas oscuras. La hembra con cabeza, cuello posterior y manto pardos con rayas oscuras; auriculares y lados de la cara, leonados; garganta y pecho blanquecino, con rayas longitudinales parduzcas; rémiges primarias y secundarias, oscuras bordeadas de café; pico y patas color pardo oscuro. En ambos sexos los ojos son café. Los inmaduros son semejantes a la hembra.

Comportamiento

Son aves sociales, se desplazan en parejas y ocasionalmente se unen a bandadas mixtas. Durante la librea nupcial, el macho vuela unos 2 o 3 m encima de arbustos, luego se desliza hacia abajo sobre la hembra haciendo vibrar las alas y vocalizando todo el tiempo. Cuando es perturbado tiende a volar grandes distancias. Su canto es un zumbido muy poco agradable, seguido por una nota corta y rechinante. Se alimentan de semillas sobre el suelo, sobre perchas de arbustos, rocas y ocasionalmente se les observa en campos de cultivo de granos. En el altiplano peruano se les ha reportado alimentándose de quinua.

Anida en grupos durante casi todo el año, en laderas y quebradas entre arbustos y matorrales. El nido está formado por tallitos sueltos y forrado con vegetales blandos; la nidada consta de dos a tres huevos de fondo azul verdoso pálido con gran cantidad de pintas oscuras, de unos 25 x 17 mm. Ponen sus huevos en enero en Argentina, en octubre en Chile y en diciembre en el altiplano peruano-boliviano.

Hábitat y distribución

Viven preferentemente en laderas de cerros, entre matorrales o arbustos y se les suele ver también en pajonales, roquedales, zonas semiáridas y campos de cultivo de granos. Está ampliamente distribuido en los Andes de Argentina, Bolivia, Chile y Perú, desde los 2300 a 4200 m s.n.m.

4.1.10 *Phrygilus plebejus* Tschudi 1844

Familia: Thraupidae

Nombres comunes: Fringilo plomito, yal plebeyo, fringilo oquencho, cañihupeskitto.

Características morfológicas

Pequeño, de 11 a 13 cm de largo. Coloración general gris cenicienta, con estrías finas oscuras en la cabeza, más gruesas y largas en el dorso. Lomo y supracaudales, apizarradas. Garganta blanquecina y abdomen, partes inferiores y subcaudales, blancas. Ojos con ribete blanquecino y superciliar gris claro. Patas café. Pico grisáceo. Ambos sexos son similares y los inmaduros son más marrones y rayados.



Figura 157. *Phrygilus plebejus*

Comportamiento

Forman grandes grupos, a menudo con otros fringilos, principalmente con *P. unicolor*; son raramente solitarios. Su canto es un trino metálico y zumbante.

Se alimenta principalmente de semillas sobre el suelo, en perchas sobre rocas, cactus o arbustos; también consumen granos de plantas cultivadas como quinua y cañihua en el altiplano peruano-boliviano.

Ponen sus huevos en los diferentes meses del año, dependiendo del lugar. Suelen anidar entre pedregales y laderas de cerros. Sus nidos tienen material blando por dentro en el que colocan 3 huevos de color azulino pálido con pintas marrones y de aproximadamente 17 mm de largo.

Hábitat y distribución

Viven en laderas, zonas pedregosas y pajonales con vegetación baja; prefiere sitios secos y hábitats abiertos de los altos Andes; también frecuentan matorrales, pastizales de puna y campos cultivados. Tolerante a condiciones relativamente áridas y hábitats degradados como praderas muy pastoreadas y con fuerte actividad humana. Se distribuye desde los 2400 hasta 4700 m s.n.m. desde la sierra de Ecuador hasta Antofagasta en Chile, atravesando casi todos los andes peruanos, el este de Bolivia y Mendoza en Argentina. En el altiplano peruano es más frecuente observarlos en bandadas.

4.1.11 *Sporagra atratus* Lafresnaye y d'Orbigny, 1837



Figura 158. *Sporagra atratus*

Familia: Fringillidae

Nombres comunes: Jilguero negro, chaiñita.

Características morfológicas

De unos 12 a 12.5 cm de largo. Cabeza, cuello y cuerpo en las partes superiores, de color negro, excepto el abdomen inferior y las subcaudales que son de color amarillo, más notorias al levantar vuelo. Cola con las rectrices externas amarillas en la mitad basal, con una espéculo amarillo en la zona basal de las rémiges primarias, en menor grado en las secundarias. Fácil de identificar gracias al color negro en casi todo el cuerpo y amarillo en el bajo vientre. El macho es extensivamente negro y la hembra es gris oscuro tiznado.

Comportamiento

Usualmente andan en parejas o en grupos más numerosos y a menudo forman bandadas con otros jilgueros. Suelen realizar cortejos nupciales propios para el apareamiento, con cantos desde los arbustos, con las alas desplegadas; en otras condiciones las llamadas son particularmente durante el vuelo. Por su vistosidad y canto agradable se las cría con fines ornamentales.

Se alimentan de granos sobre plantas herbáceas, de semillas de diversos arbustos como *Senecio* sp. sobre el cual suelen posarse, y pocas veces sobre el suelo. En el altiplano las bandadas acuden sobre las panojas de quinua para alimentarse.

Ponen sus huevos entre noviembre y diciembre en Puno, en noviembre en Arica y en junio en Oruro. Sus huevos son de aproximadamente 17 x 13 mm de tamaño.

Hábitat y distribución

Frecuentan roquedales húmedos, zonas arbustivas y arbóreas. Cuando no están en época reproductiva visitan también granjas, jardines, campos de cultivo, villas y plantaciones diversas. Suelen apreciárseles también en diferentes tipos de cableados en las zonas periurbanas. Se distribuyen principalmente en la zona de puna en el sur del Perú, en el altiplano boliviano hasta Cochabamba, Mendoza en Argentina y Bio Bio en Chile.

4.1.12 *Turdus chiguanco* Lafresnaye y d'Orbigny, 1837



Figura 159. *Turdus chiguanco*

Familia: Turdidae

Nombres comunes: Chiguanco, tordo andino, zorzal negro.

Características morfológicas

Mide aproximadamente de 25 a 27 cm de largo. En general todo el cuerpo de un tono marrón grisáceo oscuro, con coberteras alares, alas y cola, algo más oscuras, gris pálido hacia el abdomen, subcaudales gris blanquecinas. Pico y patas amarillas, ojos color rojo oscuro con el anillo periocular de muy oscuro (*chiguanco*) a claro (*anthracinus*), dependiendo de la subespecie. Ambos sexos son parecidos, aunque la hembra es menos oscura que el macho.

Comportamiento

Son solitarios o andan en parejas. Se desplazan por el suelo saltando y moviendo la cola con frecuencia. Cantan desde las ramas de árboles y arbustos o diversos tipos de cableados; tienen diversas voces que consisten en estrofas melódicas cortas que repiten y varían; antes del amanecer emiten una serie placentera de cánticos con cierta calidad de eco. Al anochecer y amanecer frecuentan más las poblaciones humanas.

En general es considerada una ave omnívora; se alimenta principalmente de frutos como bayas de solanáceas, insectos pequeños, restos de comida y diversos tipos de semillas, que pueden incluir granos de cebada, trigo y quinua. Suele comer sobre el follaje de arbustos y sobre el suelo.

Anidan en arbustos y matorrales tupidos, y los nidos son elaborados de tallitos. Los huevos son de tono azulado, con manchitas pardas más cargadas hacia el extremo mayor y algo alargado; tamaño promedio de 35,5 x 23,4 mm. Ponen sus huevos en los diferentes meses del año, dependiendo del lugar.

Hábitat y distribución

Habita quebradas húmedas y bordes de riachuelos, matorrales, zonas de cultivos, zonas arbustivas, plantaciones de árboles, bordes de bosques y áreas de pastizales cortos. Es frecuente también en zonas urbanas como parques y jardines. Se distribuye principalmente desde los 2000

a 4300 m s.n.m. En el Perú puede encontrarse desde casi el nivel del mar en el oeste y hasta 1300 m s.n.m. en los Andes del este. Su presencia abarca desde Chimborazo en el Ecuador, los Andes del Perú y parte de su costa, hasta Cochabamba y Santa Cruz en el altiplano peruano-boliviano, Mendoza y Córdoba en Argentina, y Antofagasta, Salar de Atacama, Santiago y Bio Bio en Chile.

4.2. Daños causados por las principales aves plagas del cultivo de la quinua.

Las pérdidas causadas por aves plagas en el cultivo de quinua en el Perú son del orden del 30% de la producción. En condiciones de costa el daño promedio es de 12% y en el altiplano de 32%. Zambrano *et al.* (2001), determinaron que bajo condiciones de sierra central las pérdidas pueden ser hasta de 60%.

Los daños ocasionados por aves plagas generalmente se dan en los últimos periodos vegetativos de la planta (grano lechoso, grano pastoso y madurez fisiológica del grano). Al alimentarse de los granos en la misma panoja, ocasionan al mismo tiempo la caída de un gran número de semillas por desgrane o ruptura de los pedicelos de los glomérulos; también causan el tumbado de plantas por el peso de las aves, exponiendo los granos a otros agentes dañinos como son los roedores y microorganismos patógenos presentes en el suelo (Figura 160 - 162). Además de estos daños, también se han podido observar que atacan plántulas recién germinadas, ya que en esta fase arrancan los cotiledones de tal manera que pueden obligar a resiembras.



Figura 160. Daños de aves en panojas de quinua



Figura 161. *Zenaida auriculata* en panoja de quinua



Figura 162. Campo de quinua infestado por aves

4.2.1 Factores que influyen en el daño

El número de aves plagas es un factor evidente que afecta a la extensión y la gravedad de los daños. Sin embargo, una disminución en el número de aves puede no dar lugar a reducciones proporcionales en los daños. A continuación se menciona una serie de factores que influyen en las poblaciones de aves y el daño que causan, cuyo conocimiento puede ayudar en la selección de estrategias de control en los lugares donde los perjuicios son más severos.

a. La disponibilidad de alimento

Este aspecto tiene una gran influencia sobre el número de aves plagas. La mayoría de las aves son de gran movilidad y pueden viajar largas distancias para ubicar los sitios de alimentación.

b. Características de la parcela y alrededores

Este es tal vez el factor más importante que incide en los niveles de daño causados por las aves. Parcelas de quinua con alrededores de descanso adecuados para las aves, tales como árboles o líneas eléctricas, tienen más probabilidad de sufrir un daño mayor.

c. Características de las plantas y variedades

Las fases vegetativas y reproductivas de la planta, y otras características de las variedades cultivadas, también pueden influir en el nivel de daño causado por las aves en una determinada área. Dentro de estas características se incluyen el periodo vegetativo de la variedad, madurez, tamaño de grano, color, altura y vigor de la planta. Está demostrado que los daños aumentan gradualmente desde el inicio de la maduración; sin embargo, es más común que se produzcan daños considerables justo antes de la cosecha. El color puede ser una señal para que las aves identifiquen los granos maduros.

d. Factores temporales o climáticos

Muchas especies de aves se alimentan generalmente a inicios de la mañana y por la tarde, que son los momentos cuando son más activas; el resto del día se dedican a otras actividades, como el acicalamiento. Después una lluvia el número de aves expuestas disminuye considerablemente y luego de un periodo de tiempo, nuevamente se incrementa con mayor intensidad. En la costa de Perú, se ha observado que el riego también influye positivamente en el número de aves que frecuenta el cultivo, pero no se puede precisar si es la disponibilidad de agua para beber o si es el suelo humedecido que les da acceso a los invertebrados terrestres.

4.2.2 Capacidad de consumo

Índice de Importancia Relativa (IRI)

Este un parámetro que nos permite interpretar, de mejor manera, la importancia de algún alimento específico para un individuo. Este método sugerido en piscicultura por Pinkas *et al.* (1971), fue adaptado para aves plagas. Puede ocurrir que una determinada especie de ave consuma granos de quinua, que en volumen ocupe casi toda la capacidad del buche; sin embargo, si el número es bajo y más aún la frecuencia es mínima, entonces se consideraría como un alimento ocasional.

En el Perú, el IRI de la quinua en aves, tiene gran importancia en la alimentación de la mayoría de especies que inciden y frecuentan el cultivo de quinua. En un estudio realizado por el autor de la presente sección (no publicado), aquellas que mostraron alta importancia relativa en este cultivo, fueron las siguientes: *P. maculosa* (% IRI = 88.5), *Z. auriculata* (% IRI = 58.4), *M. melanoptera* (% IRI = 57.5), *M. ceciliae* (% IRI = 53.4), *S. atratus* (% IRI = 56.7), *P. punensis* (% IRI = 54.2); las especies que mostraron importancia relativa media fueron *S. uropygialis* (% IRI = 41.8), *Sicalis* sp. (% IRI = 40.5), *P. fruticeti* (% IRI = 40.8), *P. plebejus* (% IRI = 39.7) y *Z. capensis* (% IRI = 37.9).

Las especies que mostraron IRI medio complementan su dieta con otros alimentos, principalmente semillas de malezas como la mostaza (*Brassica campestris*), así como también larvas de insectos. No todas las especies de aves que frecuentan el cultivo de quinua se alimentan de estos granos. Se ha reportado que *Troglodites aedon*, *Nothoprocta ornata* y *Colaptes rupicola*, no tienen importancia en el cultivo, ya que durante los análisis realizados no presentaron granos de quinua en su tracto digestivo.

Capacidad de consumo y hábitos alimenticios de las aves

Las aves pueden empezar a consumir granos de quinua desde que la planta se encuentra en grano pastoso, y su número se va incrementando a medida que madura el grano.

En el Cuadro 3 se observa los contenidos estomacales de las principales aves plagas del cultivo de quinua en el sur del Perú. Las especies que más consumen granos de quinua son las palomas *P. maculosa*, *Z. auriculata*, *M. melanoptera* y *M. ceciliae* con 6.9, 3.9, 2.2 y 1.9 gramos de quinua respectivamente.

Otras aves, por el tamaño y por sus hábitos alimenticios, consumen pocos granos, por lo que se determinó que la principal plaga que disminuye la cosecha en campos de cultivo de quinua son las palomas. Los gorriones presentan una alimentación omnívora, compuesta por semillas de malezas, granos de quinua e insectos, variando las proporciones según las especies.

Cuadro 3. Contenido estomacal de las principales aves plagas del cultivo de quinua.

Especie	Peso del ave (g)	Composición tracto digestivo	Número de granos de quinua	Peso total de granos de quinua (g)
<i>Patagioenas maculosa</i>	310.0 ± 12.5	Gq, Gm, Thp, P, O	1122.5 ± 231.3	6.9 ± 2.2
<i>Zenaida auriculata</i>	142.2 ± 6.8	Gq, Gm, Thp, P, O	817.4 ± 124.2	3.9 ± 1.9
<i>Metropelia melanoptera</i>	108.4 ± 7.3	Gq, Gm, Thp, P, O	318.1 ± 58.4	2.2 ± 1.5
<i>Metropelia ceciliae</i>	97.5 ± 7.1	Gq, Thp, P, O	222.6 ± 88.6	1.9 ± 1.5
<i>Sicalis uropygialis</i>	31.9 ± 4.0	Gq, P, O	120.8 ± 38.7	0.9 ± 0.5
<i>Sicalis sp.</i>	44.6 ± 5.5	Gq, P, O	52.0 ± 51.5	0.2 ± 0.8
<i>Zonotrichia capensis</i>	27.6 ± 3.9	Gq, Gm, P, O	41.2 ± 11.0	0.1 ± 0.2
<i>Phrygilus punensis</i>	34.2 ± 2.8	Gq, Gm, P, L	86.5 ± 31.3	0.6 ± 1.0
<i>Phrygilus fruticeti</i>	22.4 ± 4.7	Gq, Gm, L, O	37.2 ± 21.4	0.2 ± 0.04
<i>Phrygilus plebejus</i>	18.6 ± 6.6	Gq, Gm, P, L, O	49.9 ± 12.5	0.3 ± 0.7
<i>Sporagra atratus</i>	27.3 ± 5.8	Gq, Gm, L, O	178.7 ± 5.5	1.2 ± 0.5
<i>Psilopsiagon aurifrons</i>	36.0 ± 9.2	Gq, Gm, O	9.6 ± 8.5	0.1 ± 0.05
<i>Turdus chiguanco</i>	88.2 ± 11.4	Gq, L, O	38.4 ± 22.8	0.2 ± 0.06
<i>Troglodites aedon</i>	29.0 ± 8.3	Gm, P, L, O	-	-
<i>Nothoprocta ornata</i>	178 ± 14.4	O	-	-
<i>Colaptes rupicola</i>	152 ± 10.2	L, O	-	-

Gq = granos de quinua, Gm = granos de malezas, Thp = Restos de trozo de hojas y panojas de quinua, P = piedrecillas, L = larvas de *E. quinoae*, O = Otros

Cuantificación relativa del daño ocasionado en la panoja

Puede ser estimado mediante los parámetros de índice de daño y porcentaje de daño. La determinación del porcentaje de daño se realiza mediante mediciones de la longitud y ancho total de la panoja, luego se estima el porcentaje de la parte dañada por las aves (muy característica por el desgrane y/o ruptura de la panoja), mediante la escala que se muestra en el Cuadro 4.

Cuadro 4. Escala de evaluación del daño ocasionado por aves granívoras

Escala visual de daño	Característica y grado de daño en panoja	
1	Panoja sin daños	Ninguno
2	1-25 % de daños	Daño moderado
3	26-50% de daños	Daño medio
4	51-75% de daños	Daño fuerte
5	76-100% de daños	Daño muy fuerte

Con los datos numéricos obtenidos de la escala visual se aplica la fórmula de Kaspers y se obtiene el índice promedio de daño (ID):

$$ID = \frac{N^{\circ} \text{ panoja grado } 1(1) + N^{\circ} \text{ panoja grado } 2(2) + \dots + N^{\circ} \text{ panoja grado } 5(5)}{N^{\circ} \text{ total panojas de la muestra}}$$

4.3 Enemigos naturales de las principales aves plagas del cultivo de la quinua.

En el Perú muchas empresas agrícolas emplean la cetrería para controlar aves que se comportan como plagas en los cultivos de vid, paprika, entre otros. En algunos lugares de la costa peruana, se emplean gatos domésticos para controlar aves plagas del cultivo de quinua, aunque los resultados de su eficiencia aún no han sido debidamente cuantificados.

En la actualidad no se tiene información sobre las potencialidades de las especies depredadoras y patógenas de aves silvestres que inciden en los cultivos. No obstante, se registran algunas especies de aves depredadoras en los campos de cultivo de quinua en el Perú, los cuales son agentes de control biológico natural de las aves plagas. Así se tienen por ejemplo a *Phalcoboenus megalopterus* (alcamari, matamico andino, corequenque, caracara andino, carancho andino), *Falco sparverius* (cernicalo americano, halconcito colorado, cuyaya), y *Falco peregrinus* (halcón peregrino).



Figura 163. *Phalcoboenus megalopterus*



Figura 164. *Falco sparverius*

V. Malezas en el cultivo de quinua

Luis Cruces
Jorge Tejada

Las malezas o malas hierbas, son otro elemento importante a considerar en el manejo del cultivo de quinua, pues estas compiten por agua, nutrientes, espacio, iluminación y dióxido de carbono. Además, son fuente de refugio para algunos fitófagos plaga que infestan la quinua, y generan un microclima favorable para el desarrollo de los patógenos. Por ejemplo, Cerna (2013), señala que *Spodoptera frugiperda* vive en las malezas gramíneas como *Echinochloa colona*, *Leptochloa filiformis*, *Digitaria sanguinalis* y *Eleusine indica*, que son malezas frecuentes en los campos de cultivo.



Figura 165. Campo de quinua enmalezado

Otro tipo de daño que ocasionan las malezas en el cultivo de quinua es la alelopatía, que consiste en la segregación de metabolitos secundarios que evitan el establecimiento de otras especies vegetales. Al fenómeno conjunto de competencia y alelopatía se le denomina interferencia, la cual se suma a la gran facilidad de propagación que tienen especies como *Cyperus rotundus*, *Pennisetum clandestinum* o *Sorghum halepense*, lo que las hace más difíciles de controlar. Por otra parte, García y Fernández-Quintanilla (1991), mencionan que la interferencia es un término que incluye todas las interacciones existentes entre distintas plantas, sin precisar si dichos efectos han sido ocasionados por competencia o por efectos alelopáticos.

Debido a que los campos de quinua son principalmente regados por gravedad y bajo secano, el agua de riego y los vientos son la principal fuente de diseminación de las malezas. No obstante, áreas instaladas con riego tecnificado también pueden ser afectadas por malezas, pero en menor intensidad y con un manejo más sencillo de estas. En dichos ambientes, las fuentes de materia orgánica, maquinaria, aves y viento, son los principales medios de diseminación.



Figura 166. Campo de quinua enmalezado

5.1 Clasificación de las malezas frecuentes en el cultivo de quinua:

Las malezas en la quinua, de acuerdo a su morfología, pueden ser clasificadas como malezas de hoja ancha y malezas de hoja angosta.

a. Malezas de hoja ancha (Figuras 167 - 170)

Estas están conformadas principalmente por especies de la familia Amaranthaceae, parientes de la quinua, Asteraceae, Brassicaceae, Euphorbiaceae, Portulacaceae, Plantaginaceae, Papaveraceae, Solanaceae, Oxalidaceae.

Como ejemplos de malezas importantes tenemos a *Amaranthus hybridus*, *A. spinosus*, *Amaranthus* spp., *Chenopodium murale*, *C. albn*, *Portulaca oleraceae*, *Nicandra physalodes*, *Datura stramonium*, *Plantago major*, *Sonchus oleraceus*, *Brassica rapa* subsp. *oleifera*, *Ricinus cummunis*, *Fumaria capreolata* y *Bidens pilosa*.



Figura 167. *Ricinus communis*



Figura 168. *Nicandra physalodes* (A) y *Fumaria* sp. (B)



Figura 169. *Portulaca oleracea*



Figura 170. *Amaranthus* sp.

b. Malezas de hoja angosta (Figuras 171, 172)

Conformada por malezas gramíneas cuyas fuentes de propagación son los estolones y rizomas, y las malezas ciperáceas, cuya fuente de propagación son los bulbos y tubérculos; estas últimas son las más difíciles de erradicar.

Ejemplos de gramíneas son *Sorghum halapense*, *Eleusine indica*, *Cynodon dactylon*, *Rottboellia exaltata*, *Avena fatua* y *Pennisetum clandestinum*.

Como ejemplo de ciperáceas está *Cyperus rotundus*.



Figura 171. *Cyperus rotundus*



Figura 172. *Sorghum halapense*



Figura 173. Cultivo de quinua (A) enmalezado con *Brassica rapa* subsp. *oleifera*. (B)

El periodo crítico de competencia de malezas en el cultivo de quinua abarca desde las primeras semanas después de la siembra hasta que el campo "cierre" (cuando el cultivo produzca suficiente follaje que lo haga más competitivo en espacio). Durante dicho periodo se debe realizar el máximo esfuerzo por controlar las malezas, ya que la población de ellas puede incluso llegar a cubrir el cultivo (Figura 166, 173). En este caso, las plantas de quinua crecen delgadas o "etioladas" por falta de iluminación y escaso suministro de nutrientes, que se reflejará en una reducción drástica del rendimiento.

VI. Implementación de un programa de manejo integrado de plagas en el cultivo de quinua

Una estrategia de manejo integrado de plagas (MIP) plantea el uso de una variedad de métodos de control de plagas tales como físicos, mecánicos, químicos, biológicos, genéticos, legales y culturales, de una manera apropiada, compatible y que mantiene la población de una especie plaga a un nivel que no sea dañino para el cultivo.

Reddy (2014), menciona que el *Manejo Integrado Biointensivo de Plagas* (BIPM, por sus siglas en inglés) incorpora componentes ecológicos y económicos en el diseño del sistema agrícola y la toma de decisiones, abordando preocupaciones públicas acerca de la calidad ambiental y la seguridad alimentaria. Los beneficios de implementar un BIPM pueden incluir la reducción del uso de plaguicidas, reducción de los impactos medioambientales, y un manejo de plagas más sostenible.

6.1 Componentes de un manejo integrado de plagas biointensivo

Luis Cruces

Reddy (2014), menciona cuatro componentes del BIPM, que son la planificación, la identificación de las plagas, el monitoreo, y el umbral de daño económico y umbral de acción.

Planificación

La planificación debería realizarse desde antes de la plantación, ya que muchas estrategias o insumos tales como el manejo del hábitat de los organismos benéficos, deben ser considerados con bastante anticipación (Reddy, 2014).

Consideraciones a tomar en cuenta:

- Opciones para el cambio de diseños en el sistema agrícola (hábitat de los organismos benéficos, rotación de cultivos).
- Opciones de cultivares resistentes a las plagas.
- Necesidades de información técnica.
- Opciones de monitoreo, mantenimiento de registros, equipamiento, etc.
- Impactos al medio ambiente.
- Impactos del clima sobre el cultivo.
- Mercado disponible para la rotación de cultivos.
- Factores que alteran el cultivo.

Identificación de las plagas

Una componente crucial en cualquier sistema agrícola, conducido bajo la filosofía del MIP, es la identificación de la plaga. La efectividad de las medidas de manejo de las plagas depende de una correcta identificación (Reddy, 2014).

Luego que la plaga es identificada, se debe tener en cuenta lo siguiente:

- Plantas hospederas y no hospederas de las plagas.
- Cuando emergen o aparecen las plagas.
- Para insectos, comportamiento de la plaga, lugares de oviposición, etc.
- Para fitopatógenos, las fuentes de inóculo.
- Formas de sobrevivencia de las plagas.

Evaluación y monitoreo de las plagas

La evaluación o monitoreo de los insectos constituye un eslabón esencial en la implementación y ejecución de un programa de manejo integrado del cultivo. Gonzales (1970), mencionado por Sarmiento y Sánchez (2012), realiza una analogía en la que considera que la evaluación o muestreo de las plagas son los cimientos de un edificio que sostienen las columnas, las cuales serían las tácticas de control del cultivo (Figura 174).

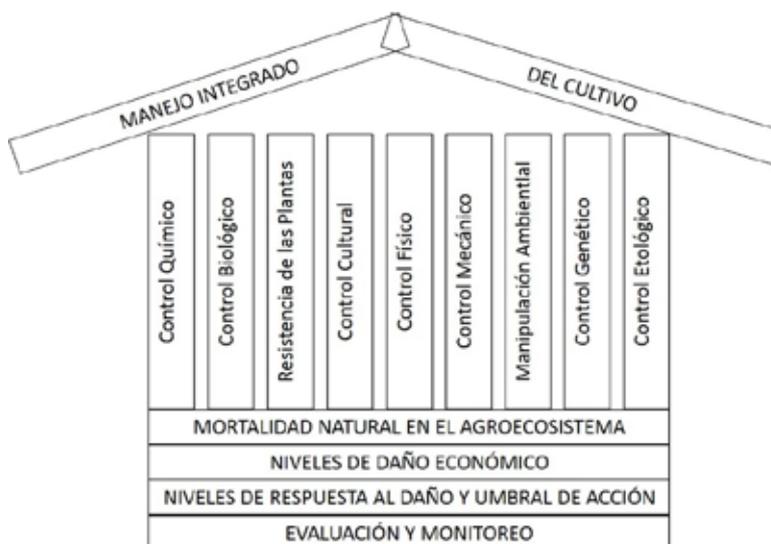


Figura 174. Diagrama de las bases para el manejo integrado de cultivos
(Fuente: Sarmiento & Sánchez, 2012)

La sola presencia de insectos, aves, malezas y nematodos que infestan un campo de cultivo, no indica que la actividad de los mismos esté causando daños o pérdidas económicas significativas. Por ello, es necesario determinar su densidad poblacional y las características de su distribución mediante procedimientos que se conocen como técnicas de muestreo o evaluación (Sarmiento & Sánchez, 2012).

El monitoreo implica un chequeo sistemático de los campos de cultivo, para evaluar tanto plagas como organismos benéficos, en intervalos regulares y momentos críticos, para acumular información sobre el cultivo, las plagas y los enemigos naturales (Reddy, 2014).

Umbral de daño económico y umbral de acción

Cisneros (2012) menciona que el umbral de daño económico está referido a la densidad mínima de un insecto que es capaz de causar un perjuicio económico mientras que el umbral de acción es la densidad en la cual se decide tomar una medida de control para evitar que la plaga sobrepase el umbral económico.

En la mayoría de casos, los umbrales de acción han sido determinados empíricamente sobre la base de la experiencia de los técnicos o los mismos agricultores. Estas referencias son muy útiles y, en el peor de los casos, es preferible contar con estos datos y utilizarlos para ajustarlos a la realidad de cada agroecosistema de acuerdo a los monitoreos que se realice campaña a campaña (Cisneros, 2012).

6.2 Manejo integrado de plagas insectiles en la quinua

Luis Cruces

Pocas son las fuentes que traten sobre una implementación y ejecución de un sistema de manejo integrado de plagas en el cultivo de quinua. Es por ello que se debe tomar como referencia la experiencia e información acumulada en otros cultivos y adecuarlas a la realidad de la quinua para generar información nueva.

La propuesta MIP que se plantea en el presente documento, referido al control de plagas insectiles, está basada en Leather (2005), Sánchez (2006), Sarmiento y Sánchez (2012), Saravia *et al.* (2014), Reddy (2014) y Abrol (2014), información adaptada al cultivo de quinua según la experiencia del autor de la presente sección.

6.2.1 Sistema de evaluación de insectos en el cultivo de quinua

Para elaborar un adecuado sistema de evaluación se debe considerar los siguientes pasos: sectorización del campo y recorrido del terreno, definición de las unidades de muestreo, y el establecimiento de la metodología de evaluación de cada plaga.

a. Sectorización del campo y recorrido del terreno

La sectorización del campo se refiere a la definición de las zonas en las cuales se dividirá el lote a evaluar. En cada sector, se tomará un determinado número de muestras.

En la figura 175 se presenta un ejemplo de sectorización del terreno y de recorrido de campo para tomar las muestras. Es importante que las plantas tomadas para la evaluación estén alejadas del borde de la parcela con el objetivo de eliminar el *efecto borde*, el cual está sujeto a diferentes factores como su cercanía a los canales, a los cultivos vecinos, a caminos, etc., que puede modificar los valores de muestreo y hacerlos menos representativos.

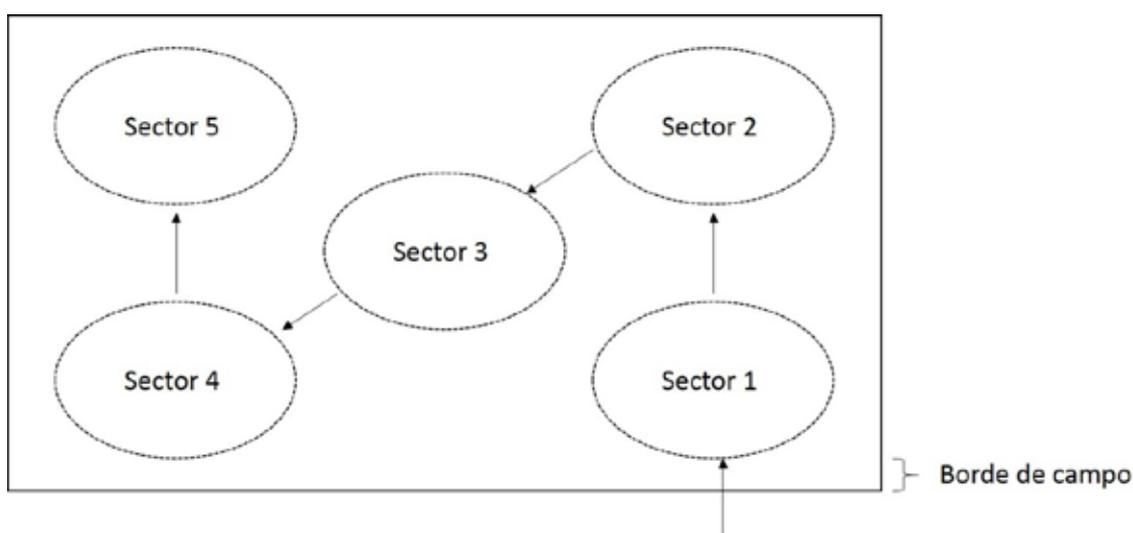


Figura 175. Diagrama de sectorización y recorrido de campo

b. Unidades de muestreo

Se puede tomar de 25 a 50 plantas para la evaluación. Esto dependerá de la fenología del cultivo en la que se permita el desplazamiento y facilidad para tomar un mayor número de muestras, de la extensión y uniformidad del terreno, y del personal disponible para la evaluación. En términos generales, en adelante, el presente documento se referirá a la evaluación de 25 plantas (5 plantas por sector).

Las unidades de muestreo son los órganos de las plantas, o secciones del terreno, en los cuales podemos encontrar a los insectos plaga. Para la evaluación en quinua, las unidades de muestreo son las siguientes:

- Metro lineal de surco (para evaluar gusanos de tierra)
- Planta germinada completa (para evaluar gusanos de tierra).
- Hojas cotiledonales de plantas germinadas (para evaluar daño y presencia de adultos de moscas minadoras).
- Hoja verdadera (para evaluar larvas de moscas minadoras)
- Planta completa (para evaluar masticadores de follaje y adultos de moscas minadoras)
- Brote terminal (para evaluar Prodidiplosis, pulgones, pegadores de brotes)
- Una panoja completa (para evaluar pulgones, chinches, lepidópteros de la panoja)

Cuando emerge la inflorescencia, podemos dividir la planta en estratos: tercio superior, tercio medio y tercio inferior (Figuras 176 - 178).

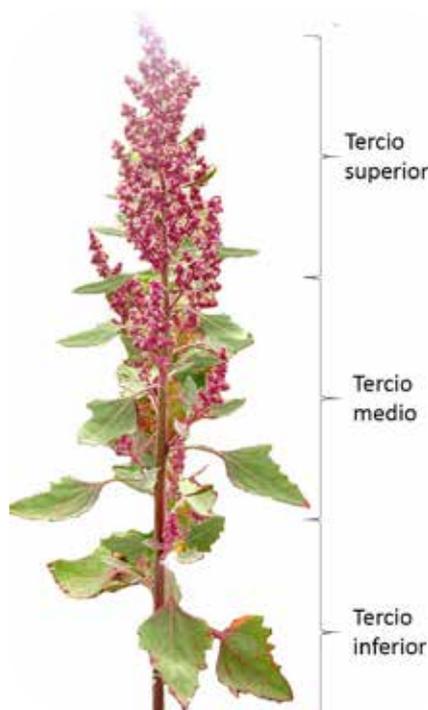


Figura 176. Estratificación en tercios de planta de quinua



Figura 177. Evaluación de panoja de quinua



Figura 178. Evaluación de tercio medio de planta de quinua

c. Metodología de evaluación de los insectos plaga.

- Gusanos de tierra o cortadores de plantas tiernas: *Copitarsia* spp., *Agrotis* spp., *Feltia* spp.

Tomar 4 puntos al azar por sector. Cada punto corresponde a 0.5 m lineales de surco. Se procede a escarbar a ambos lados de la línea de plantas y a contabilizar las larvas presentes, y luego el número de plantas cortadas (Figuras 179, 180).



Figura 179. Evaluación por metro lineal

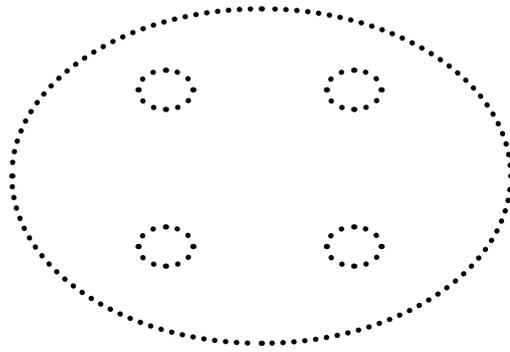


Figura 180. División del sector en sub-sectores para evaluación de metro lineal

En la cartilla de evaluación se registra lo siguiente:

- Número de larvas / metro lineal
- Número plantas cortadas / metro lineal

• **Pulgones: *Macrosiphum euphorbiae*, *Myzus persicae***

Los pulgones se encuentran ubicados en el envés de las hojas, en los brotes y en la panoja. En etapas iniciales se examinan dos hojas y el brote principal de cada planta. Cuando emerge la panoja, se divide la planta en tercios y se examinan 2 hojas del tercio medio, 2 del tercio inferior, y la inflorescencia o panoja en el tercio superior.

En la cartilla de evaluación se registra lo siguiente:

- Número adultos y ninfas / hoja
- Grado promedio de infestación, cuando las poblaciones sean grandes. Aquí se utiliza el grado promedio de infestación (G.P.), propuesto por Sarmiento y Sánchez (2012), mediante la siguiente escala:
 - G1: 0 pulgones/ hoja
 - G2: 1-5 pulgones/hoja
 - G3: 6-10 pulgones/hoja
 - G4: 11-25 pulgones/hoja y presencia de melaza
 - G5: 26-50 pulgones/hoja, presencia ligera de fumagina y ligero encarrujamiento de hojas.
 - G6: más de 50 pulgones.

El grado promedio de infestación (G.P.), se halla utilizando la fórmula del promedio ponderado, que a continuación se presenta:

$$G.P. = \frac{[\# \text{ hojas con grado } 1(1) + \# \text{ hojas con grado } 2(2) \dots + \# \text{ hojas con grado } 6(6)]}{\# \text{ total de hojas observadas.}}$$

Si observamos presencia de pulgones en los brotes e inflorescencia, reemplazamos en la fórmula, las hojas por los brotes o inflorescencia y así hallamos el grado promedio de infestación en brotes y/o el grado promedio de infestación en inflorescencias.

- **Masticadores de follaje: *Chrysodeixis includens*, *Spodoptera eridania*, *S. ochrea*, *S. frugiperda*, *Copitarsia* spp., *Epitrix* spp, *Epicauta* spp.**

Se examina la planta completa para detectar la presencia de huevos y larvas. Se revisa cuidadosamente las hojas y, en caso esté en la etapa de panojamiento, la inflorescencia o panoja. Las especies de *Spodoptera* spp. colocan sus huevos en masas, mientras que *Chrysodeixis includens* y *Copitarsia corruda*, las colocan de manera individual. La detección de las posturas permitirá el control oportuno de la plaga.

En la cartilla de evaluación se registra lo siguiente:

- Para *Spodoptera* spp.:
 - Número de masas de huevos por planta.
 - Número de plantas infestadas.
 - Número de larvas por planta.
- Para *Chrysodeixis includens*, *Copitarsia* spp.:
 - Número de plantas con posturas.
 - Número de plantas infestadas.
 - Número de larvas por planta.
- Para *Epitrix* spp.:
 - Número de plantas infestadas.
 - Número de adultos por planta.

- **Minadores de hojas: *Liriomyza braziliensis*, *L. huidobrensis***

Las plántulas germinadas pueden ser dañadas con las picaduras de los adultos de las moscas minadoras. Para detectar las primeras infestaciones y monitorear su evolución, podemos evaluar por metro lineal de planta (como en caso de los gusanos de tierra). En la cartilla de evaluación se registra lo siguiente:

- Número de adultos posados en un metro lineal de plántulas.

Cuando las plantas estén más desarrolladas y los adultos hayan tenido una generación de larvas minadoras, procedemos a evaluar primero a los adultos posados sobre las plantas, acercándonos cuidadosamente para realizar un conteo rápido de las moscas. Es importante indicar que los adultos de las moscas minadoras son muy activos y se ahuyentan con facilidad. Posteriormente se deberá examinar dos hojas del tercio medio y dos hojas del tercio inferior para registrar el número de hojas minadas (con larvas vivas).

En la cartilla de evaluación se registra lo siguiente:

- Número de adultos posados por planta.
- Número de plantas infestadas por adultos o larvas.
- Número de hojas minadas (con larvas vivas).

- **Chinches: *Liorhysus hyalinus*, *Nysius simulans*, *Dagbertus* sp.**

Se examina completamente las plantas pequeñas o la panoja completa, según el estado

fenológico. Se procede a contabilizar la presencia de adultos + ninfas y las posturas en la planta o panoja (para *L. hyalinus*). Luego, se pueden realizar sacudidas sobre una superficie blanca golpeando cuidadosamente la panoja sobre ella para que caigan las ninfas que se encuentran refugiadas en el interior de la inflorescencia (sobre todo en panojas compactas donde es más difícil observar las ninfas).

En la cartilla de evaluación se registra lo siguiente:

- Número de plantas infestadas con adultos y/o ninfas.
- Número de adultos + ninfas por planta
- Número de adultos + ninfas por superficie blanca.
- Número de grupos de huevos de *Liorhyssus hyalinus* por planta.

La evaluación de los chinches adultos debe ser complementada con el uso de trampas pegantes blancas y amarillas, con el objetivo de registrar las primeras infestaciones del campo. Para facilitar la evaluación, se puede tomar una porción de cada una de las trampas: Ej. contabilizar los chinches pegados en 5 cm² de cada trampa y registrar el número de adultos por trampas o número de adultos por cm² de trampa.

- **Insectos de la panoja: *Eurysacca melanocampta*, *E. quinoae*, *Herpetogramma bipunctalis*, *Spoladea recurvalis*, *Helicoverpa quinoa*, *Chloridea virescens*.**

Los estados inmaduros son evaluados examinando cuidadosamente la panoja completa para contabilizar las larvas presentes de cada una de las especies.

En la cartilla de evaluación se registra lo siguiente:

- Número de panojas infestadas por *Spoladea recurvalis*, *Eurysacca melanocampta*, *E. quinoae*, *Herpetogramma bipunctalis*, *Chloridea virescens*, *Helicoverpa quinoa*
- Número de larvas de *S. recurvalis* por panoja
- Número de larvas de *E. melanocampta*, *E. quinoae* por panoja
- Número de larvas de *H. bipunctalis* por panoja
- Número de larvas de *C. virescens*/*H. quinoa* por panoja.
- Número de posturas de *S. recurvalis*, *E. melanocampta*, *E. quinoae*, *H. bipunctalis* y *C. virescens* por panoja.

La evaluación de las polillas adultas debe ser complementada con el uso de trampas pegantes, trampas de melaza y/o trampas de luz. Esto permitirá observar las primeras apariciones de estos insectos en el campo. Registrar lo siguiente:

- Número de adultos de *S. recurvalis*, *E. melanocampta*, *H. bipunctalis* y *C. virescens* por trampa.

En el Anexo 3, se presenta un ejemplo de cartilla de evaluación, la cual puede ser modificada y adecuada de acuerdo a la realidad de cada agroecosistema.

6.2.2 Tácticas de control

a. Control Cultural

Mediante las prácticas culturales podemos lograr un ambiente menos favorable para el desarrollo de las plagas. Estas corresponden a la preparación de terreno, manejo de la densidad de siembra, épocas de siembra y periodo de campo limpio, destrucción de fuentes de infestación, vigorización de las plantas, control de riegos, y práctica de cultivo y aporque.



Figura 181. Preparación de terreno para siembra de cultivo de quinua

Preparación de terreno

La textura y humedad del suelo tienen influencia sobre los gusanos cortadores. Así, suelos sueltos y arenosos facilitan el desarrollo de las larvas, mientras que suelos pesados o retentivos, debido al exceso de humedad, ocasiona ahogamiento de las larvas. El *riego de machaco* o *de pre-siembra*, en el cual se utiliza una considerable cantidad de agua, mata a las larvas y pupas por ahogamiento, mata las malezas y permite la germinación de otras que luego serán destruidas durante la labranza (Sánchez & Vergara, 2003).

En las labranzas profundas (Figura 181), se trituran larvas y pupas de los gusanos de tierra y se permite la exposición hacia la superficie de aquellas que se encuentran enterradas y refugiadas en el suelo, quedando así expuestas a la acción de los enemigos naturales y a la desecación. Cuando los suelos se tornen duros y pesados después de varias campañas, se recomienda efectuar un subsolado con el objetivo de incrementar la aireación del suelo y facilitar el desarrollo radicular de la planta (Dent, 2000; Sánchez, 2006).

Densidad de siembra

La densidad de siembra, la cual depende de la variedad) es muy importante para un adecuado manejo de las plagas. Una alta densidad genera que las plantas crezcan delgadas y débiles como producto de la etiolación, siendo mucho más susceptibles al ataque de las plagas, al quiebre de los tallos, al acame (Figura 183) y dificultando la evaluación y monitoreo de las plagas, así como la realización eficientemente de cualquier medida de control (Luis Cruces, observación personal, Lima, Perú, enero 2015).



Figura 182. Siembra de quinua a "chorro continuo"

Época de siembra y periodo de campo limpio

En zonas altoandinas, especialmente aquellas áreas cuya agricultura depende principalmente de las lluvias, solo se puede realizar una cosecha de quinua al año. No obstante, en condiciones de costa y bajo riego, la quinua puede prosperar prácticamente durante todo el año, lo cual favorece enormemente a las plagas ya que cuentan con zonas de refugio en cualquier época.

El establecimiento de fechas de siembra, como parte del manejo del cultivo en cada valle, permitirá tener un periodo de campo limpio libre de plagas y romper el ciclo biológico de los insectos. En este periodo se puede recurrir a la siembra de otro cultivo que no comparta los mismos problemas fitosanitarios que la quinua, bajo un sistema de rotación que favorezca la disminución de las plagas.

Destrucción de fuentes de infestación

Debido a que muchas de las plagas son polífitas y pueden prosperar fácilmente en las malezas, la eliminación de estas de manera temprana es una labor fundamental para evitar el desarrollo y permanencia de las poblaciones insectiles.

Muchas de las malezas frecuentes en los campos de cultivo pertenecen, al igual que la quinua, a la familia Amaranthaceae, por lo que tienen varios insectos fitófagos en común que se alimentan de ellas. Es por ello importante, para reducir la población de las plagas y evitar su incremento, destruir las fuentes de infestación como son los residuos de cosecha y las malezas tanto dentro del campo como en los bordes y en las acequias.

Vigorización de las plantas

Una buena fertilización permite asegurar el rápido desarrollo de la planta, minimizar la exposición de los estadios susceptibles y permitir la recuperación del daño. Plantas de quinua bien nutridas,

crecerán con tallos más turgentes y vigorosos, resistentes al acame. Además, los rendimientos se incrementarán no solo porque se facilitará la evaluación de las plagas, las medidas de control y el llenado de los granos, sino también porque las plantas con mayor vigor podrán tolerar mejor el ataque de las plagas (Luis Cruces, observación personal, Lima, Perú, mayo 2015).

Por otro lado, un exceso de fertilización nitrogenada puede dar lugar a un desarrollo exuberante de las plantas de quinua, lo cual genera un microclima que favorece a algunas plagas, como los pulgones, dificulta el recorrido de campo para las evaluaciones y la aplicación de medidas fitosanitarias.



Figura 183. Tumbado o acame en plantas de quinua

Control de riegos

El cultivo de quinua es muy resistente a la sequía. Para zonas en las que se dispone de agua de irrigación, los riegos iniciales favorecen la reducción de los gusanos de tierra; no obstante, en sus primeras etapas la quinua es susceptible al ataque de chupadera fungosa, por lo que debe haber un adecuado nivel de agua suministrada al cultivo que evite zonas de encharcamiento.

Cultivo y aporque

El cultivo y aporque (Figuras 184 - 186) permiten darle un mayor soporte a las plantas. Asimismo, al removerse la tierra, se destruyen y entierran las malezas, larvas y pupas presentes en el suelo, lo que permite reducir la incidencia de estos insectos en el campo.



Figura 184. Práctica del "cultivo" en quinua



Figura 185. Práctica del "aporque" en quinua



Figura 186. Práctica de "cultivo" en quinua de los andes

b. Control Biológico

El control biológico es la represión de las plagas mediante sus enemigos naturales, es decir mediante la acción de los predadores, parásitos y patógenos. Este tipo de control debe estar orientado a favorecer e incrementar la actividad de chinches predadores, arañas, moscas y avispas parasitoides, evitando el uso de insecticidas de amplio espectro.

El control biológico puede ser natural, que hace referencia a la fauna benéfica existente en los campos, o aplicado, que es el uso de organismos vivos al liberarlos en el campo para controlar las plagas. En ambos casos se debe considerar los siguientes aspectos para favorecer su acción:

Protección de los enemigos naturales

El cultivo de quinua alberga una considerable fauna benéfica como ya se ha mencionado, es por ello que las aplicaciones de insecticidas deben realizarse tratando de proteger estos enemigos naturales, utilizando en la medida de lo posible plaguicidas de bajo impacto para la fauna benéfica y solo cuando una previa evaluación de campo señale que ha sobrepasado el umbral de acción propuesto para el campo. El monitoreo de las plagas y la fauna benéfica debe ser continuo.

Áreas de refugio para los enemigos naturales

Existen muchas especies vegetales que tienen flores atractivas para algunos insectos controladores, como por ejemplo el maíz, el girasol, crotalaria, lantana, algodón, cosmos, hinojo (Mexzón & Chinchilla, 2003; Sánchez & Sánchez, 2008). Estas pueden ser utilizadas alrededor de las áreas sembradas.

Control biológico aplicado

Para las condiciones de la costa, podrían realizarse liberaciones de insectos benéficos que contribuyan al control de las plagas. Por ejemplo la liberación de especies de *Trichogramma* para el control de posturas de *Chloridea virescens*, *Copitarsia* spp., *Spodopera frugiperda*, *S. eridania*, *S. ochrea* y *Chrysodeixis includens*. Así mismo, las liberaciones de *Orius insidiosus*, *Mecatanthus tenellus*, *Geocoris punctipes* a razón de 3000 a 5000 unidades por ha, para el control de huevos de lepidópteros y trips; *Podisus nigrispinus* y *Nabis punctipennis* de 3000 a 5000 unidades por ha para el control de larvas de lepidópteros. Las especies de crisopas como *Chrysoperla externa*, de 5000 a 10000 unidades por ha son efectivas para el control de lepidópteros, pulgones, y otros insectos de cuerpo blando.

c. Control Etológico

Trampas de luz

De ser factible, se debe instalar trampas de luz para el monitoreo de los adultos lepidópteros tales como *Agrotis* spp., *Chloridea virescens*, *Spodoptera* spp., *Spoladea recurvalis*, *Herpetogramma bipunctalis*, *Helicoverpa quinoa*, *Eurysacca melanocampta*, *E. quinoae* y adultos de *Prodiplosis logifila*.

Las trampas deben ser estratégicamente ubicadas. No colocarlas en los límites de los campos vecinos puesto que atraerá insectos de esos campos; es mejor colocarlas en las calles dentro de los campos (Figura 187). Generalmente son colocadas a manera de cortina en los bordes de campo, y se recomienda una trampa cada 4 hectáreas, dependiendo de la infraestructura del fundo, y la disponibilidad de fluido eléctrico (Sánchez & Sánchez, 2008).



Figura 187. Trampa de luz ultravioleta instalada en campo

Con las trampas de luz son también capturados algunos insectos benéficos, principalmente los de hábito nocturno como adultos de crisopas y avispas. Esto es una desventaja que debe ser evaluada en cada fundo (Sánchez & Sánchez, 2008).

Las horas de encendido de luz de las trampas están relacionado con el comportamiento de los insectos, el cual está principalmente en el rango de 6.30pm y 12 am, y son de mejor efectividad las trampas de luz ultravioleta (Figuras 188-190) (Luis Cruces, observación personal, Cañete, Perú, diciembre 2008).



Figura 188. Colección de insectos en trampas de luz: Izquierda (luz blanca); derecha, luz ultravioleta. Hora: 6.30-8.pm



Figura 189. Colección de insectos en trampas de luz: Izquierda (luz blanca); derecha, luz ultravioleta. Hora: 8-9.pm



Figura 190. Colección de insectos en trampas de luz: Izquierda (luz blanca); derecha, luz ultravioleta. Hora: 9-10 pm

Trampas con feromonas

En los últimos años, en Bolivia, se ha incorporado dentro la estrategia de manejo de insectos plaga el uso de trampas con feromona sexual. Las feromonas sexuales fueron sintetizadas en un trabajo colaborativo entre los entomólogos de la Fundación PROINPA y la Empresa Pherobank de Holanda. Para la síntesis de dichas feromonas se realizaron crías de los insectos, se obtuvieron pupas y se enviaron glándulas genitales a Pherobank. En esta empresa, por métodos ya establecidos, sintetizaron protoferomonas y en un trabajo conjunto entre Bolivia y Holanda se optimizaron los atrayentes sexuales (Saravia *et al.*, 2014).

Actualmente se cuenta con feromonas para *Helicoverpa quinoa*, *Copitarsia* spp. y *Agrotis andina*. Estos atrayentes sexuales son secreciones glandulares de las hembras que causan reacciones específicas de atracción en machos de la misma especie. Las feromonas pueden ser utilizadas para el monitoreo de los insectos plaga, para el control de insectos adultos o para causar confusión en el proceso de apareamiento. Una de las ventajas del uso de feromonas es que son específicas, es decir, atraen y capturan a los individuos a los cuales están dirigidas. No causan daño al medio ambiente, son aceptados en la producción orgánica y actúan en forma permanente por al menos tres meses (Saravia *et al.*, 2014).

En relación a la instalación de trampas con feromonas, se coloca cuatro por hectárea al interior de la parcela (con una distancia de al menos 25 m entre sí) lo cual permitirá identificar el inicio de la presencia de los adultos y el inicio del periodo de oviposición. En zonas donde la población de noctuidos es todavía baja, el uso de las cuatro trampas/ha permite mantener las poblaciones de larvas en niveles que no causen daños significativos (5 al 10% de daño) (Saravia *et al.*, 2014).



Figura 191. Trampas pegantes blancas y amarillas instaladas en campo, en la etapa de germinación

Trampas pegantes de color

Para la captura de adultos de mosca minadora, trips, pulgones alados y chinches, se recomienda las trampas pegantes de color amarillo y blanco (Figuras 191 - 194). El número de trampas varía de acuerdo al estado fenológico del cultivo, pues al inicio es posible colocar un mayor número de trampas dentro del cultivo, pero luego la ubicación se limita a los bordes de campo. En general se recomienda entre 10 a 20 trampas por ha (Luis Cruces, observación personal, Chiclayo, Perú, diciembre 2014; La Molina, diciembre 2015; Huancayo, enero 2016).

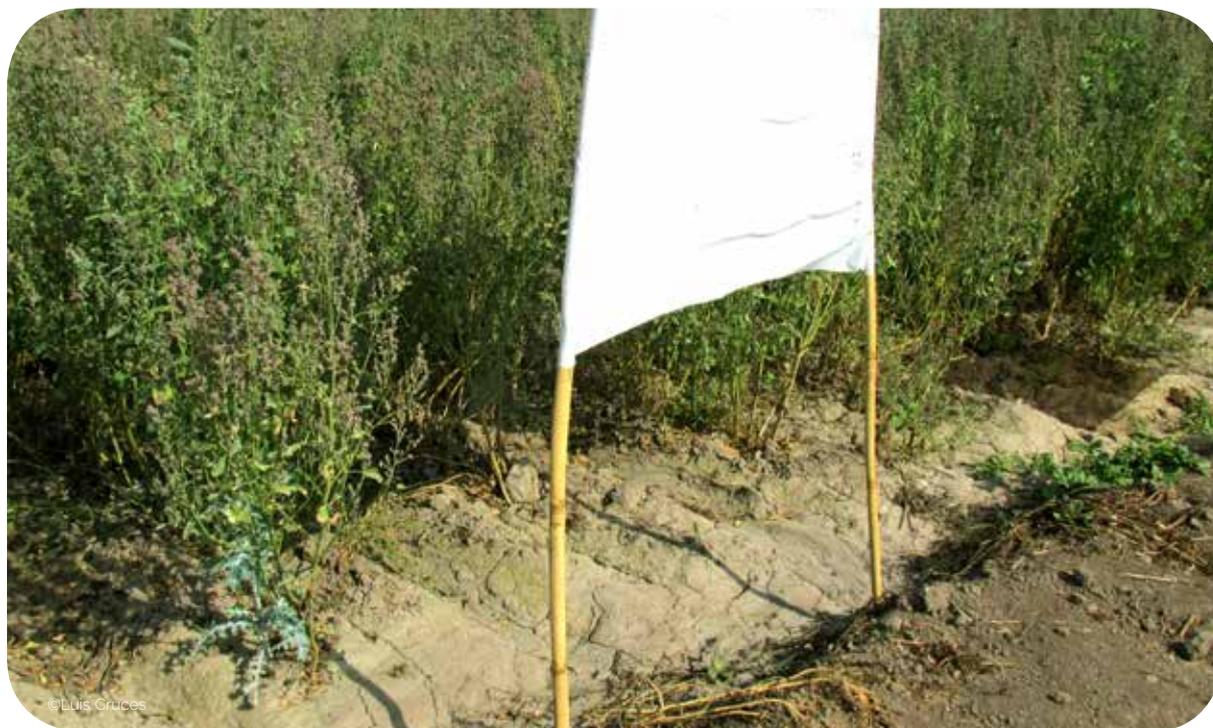


Figura 192. Trampa pegante blanca en el borde del cultivo de quinua



Figura 193. Insectos capturados en trampa pegante blanca



Figura 194. Trampa pegante amarilla instalada en campo de quinua

La práctica del manto, que consiste en movilizar las trampas pegantes como se muestra en la Figura 195, puede realizarse para disminuir las poblaciones de mosca minadora y chinches de la quinua (nótese en dicha figura, los flecos en la parte inferior para maximizar la captura y minimizar el daño en la planta). La frecuencia de esta práctica estará en función al nivel de infestación de estas plagas.



Figura 195. Agricultores utilizando una planta pegante amarilla móvil.

Trampas de oviposición

Se utilizan costales de polipropileno, de color negro, en forma corrugada que sirve para el refugio de los lepidópteros adultos y su oviposición. El número está en función a la disponibilidad del material, y la capacidad de mantenerlas operativas. En general se recomienda entre 10 a 20 trampas por ha. Pueden ser colocadas durante el ciclo de desarrollo del cultivo en los bordes de campo para ser revisadas con frecuencia y eliminar las posturas existentes (Sánchez & Sánchez, 2008).



Figura 196. Trampa de oviposición combinada con trampa de melaza

Trampas de melaza y agua

El uso de atrayentes alimenticios basados en melaza y agua es para capturar principalmente a los adultos de lepidópteros como *Agrotis* spp., *Chloridea virescens*., *Spodoptera* spp., *Spoladea recurvalis*, *Herpetogramma bipunctalis*, *Helicoverpa quinoa*, *Eurysacca melanocampta* y *E. quinoae*.

La proporción de agua y melaza es variable, y dependerá de las condiciones de temperatura y humedad que provocan su desecación. Lo más importante en el empleo de estas trampas es su mantenimiento, ya que una vez que sea afectada y la capa superficial se reseque, ya no tendrá ningún efecto. En general puede utilizarse una proporción de 1:1, pero será criterio de cada agricultor el evaluar su duración, según las condiciones climáticas, la apariencia y el olor, para incrementar o disminuir la cantidad de agua en la mezcla.

La elaboración de estas trampas puede realizarse reciclando bidones, botellas plásticas y cualquier otro recipiente que permita colocar la melaza y que sea fácil de trasladar (Figuras 196 - 200).



Figura 197. Trampa de melaza y agua



Figura 198. Insectos capturados en la trampa de melaza y agua



Figura 199. Trampa de melaza y agua instalado en campo de quinua

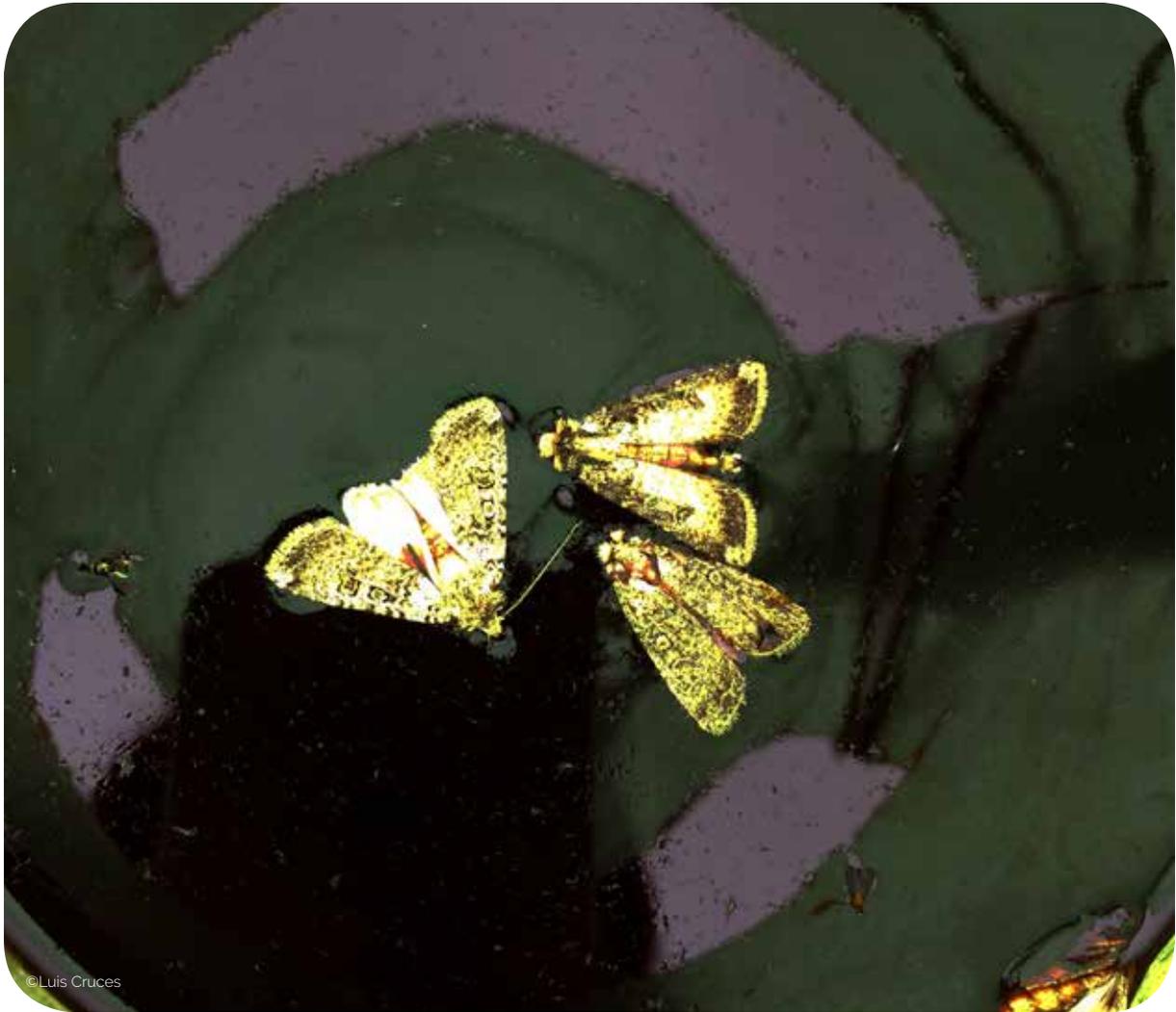


Figura 200. Insectos capturados por la trampa de melaza y agua

d. Control Químico

El control químico debe realizarse una vez que se establezcan los umbrales de acción, los cuales variarán de acuerdo a cada zona de producción. Utilizar esta medida solamente cuando un muestreo sistemático ha demostrado que la población de la plaga ha llegado a un nivel peligroso, cuando todas las medidas de control previamente señaladas, fueron tomadas en cuenta como prioridad.

Control químico para las principales plagas

Para controlar los gusanos de tierra, una práctica muy común es el uso de cebos tóxicos cuya fórmula puede ser la siguiente: 50 kg de afrecho, 3 galones de melaza de caña y un insecticida en formulación polvo mojable como el *Trichlorfon* (0.5 Kg) o *Carbaryl* (1 Kg.). Adicionar agua suficiente hasta formar una pasta semisólida. El cebo se debe distribuir al atardecer, 50 a 70 kg por ha, en función a la magnitud de la población y el daño, colocándolo en la base de cada plántula (Sánchez & Vergara, 2002).

Una segunda posibilidad para el control de gusanos cortadores es la aplicación de un insecticida dirigido al cuello de las plantas, especialmente cuando se presenten altas infestaciones en periodos de sequía. Se debe efectuar solo si es indispensable, en vista de que puede afectar a la fauna benéfica que se encuentra en la superficie del suelo.

En campos convencionales el uso de insecticidas debe ser siempre enfocado en aplicar los productos en el momento oportuno para deducir las infestaciones, con productos de bajo impacto o etiqueta azul y que no sean de amplio espectro. Para las larvas de los lepidópteros como los comedores de follaje o los insectos de la panoja pueden utilizarse los insecticidas inhibidores de síntesis de quitina, las *Avermectinas*, *Spinosinas*, y los *Diamidas*. Los *Piretroides* son comúnmente utilizados, sin embargo, debido a su rápido efecto sobre la fauna benéfica, deben ser considerados como última opción.

Para el caso de los minadores de follaje, en el caso de que la población sea significativa, puede recurrirse al uso de piretroides para controlar a los adultos. Las larvas pueden ser controladas con *Avermectinas* como la *Abamectina*, y *Triazinas* como la *Ciromazina*.

Saravia *et al.* (2014), proponen el uso de *Bacillus thuringiensis*, *Spinosad* y Caldo sufocálcico para los sistemas de producción orgánica.

El Anexo 3 presenta una lista de ingredientes activos de cada grupo de insecticidas mencionados, según la clasificación IRAC.

Rotación o alternancia de insecticidas

El uso indiscriminado de insecticidas de un único modo de acción puede generar rápidamente la selección de individuos resistentes, lo que trae como consecuencia la ineficacia del producto en un futuro cercano. Para evitar ello, las aplicaciones de insecticidas deben estar enfocados en utilizar un programa de aplicaciones con diferente modo de acción, identificando los productos de reemplazo.

Es importante recalcar que bajo un sistema de manejo integrado de cultivo, se debe tener como filosofía el reducir la dependencia de las aplicaciones químicas.

Uso de coadyuvantes

Por las características del cultivo de la quinua de presentar gran cantidad de oxalatos en las superficies de hojas, tallos y panojas que dificultan la adherencia de los productos, es muy importante el uso de un adherente como el aceite agrícola vegetal, que actúa como agente dispersante, mejora la cobertura de aplicación y evitar la formación de gotas grandes. La aplicación del aceite agrícola asegura la eficiencia del producto, siempre y cuando se utilice a la dosis recomendada en la etiqueta. Dosis elevadas de estos generan fitotoxicidad en el cultivo, sobre todo si son aplicados en días muy soleados.

Para todos los casos se debe adquirir productos registrados ante las autoridades competentes de cada país (ejemplo: SENASAG en Bolivia, SENASA en Perú), leer bien las instrucciones del fabricante y seguir las recomendaciones de dosis, formas de aplicación, medidas de protección, reingresos, compatibilidad, etc (Plata *et al.*, 2014).

Medidas de seguridad

Los aplicadores de insecticidas están expuestos a los riesgos de contacto dermal, ingestión accidental, respiración y contaminación de los ojos por pulverizaciones, nieblas y polvos insecticidas. Para proteger a los aplicadores de cada uno de estos riesgos es indispensable el uso de equipos de protección que constan de overoles, capuchas, sombreros, mandiles, guantes, botas, lentes y mascarillas con sistema de respiración, todos perfectamente bien diseñados para reducir al mínimo cualquier tipo de intoxicación. Por otro lado, debe asegurarse de que los operadores estén bien preparados para la labor de aplicación. En la Figura 201 se observa claramente operarios utilizando un equipo de aplicación de plaguicidas adaptado al cultivo de quinua, sin tener la protección personal necesaria; esta es una realidad que ocurre tanto en pequeñas parcelas como en fundos agrícolas con áreas significativas de cultivo.

La destrucción de los envases vacíos y restos de insecticidas también forma parte de la seguridad, y para ello hay que seguir las instrucciones de las etiquetas y la información complementaria. Nunca se debe echar los restos de insecticidas sobre cuerpos de agua, ni sistemas de desagüe. Los envases vacíos de plaguicidas no deben usarse para otros propósitos y por esta razón hay que inutilizarlos y destruirlos. Los envases de papel o cartón deben sacudirse para eliminar cualquier resto de insecticida. Los envases plásticos y metálicos deben ser enjuagados tres veces (triple lavado), o ser lavados con agua a presión, inmediatamente después de ser vaciados. El líquido se vierte en el tanque de pulverización. Luego los envases deben ser perforados e inutilizados. Estos materiales limpios pueden ser reciclados a través de empresas reconocidas y autorizadas.



Figura 201. Equipo de aplicación de plaguicidas adaptado al cultivo de quinua

Las medidas de seguridad aplicadas para los insecticidas pueden ser extendidas para cualquier otro tipo de plaguicida.

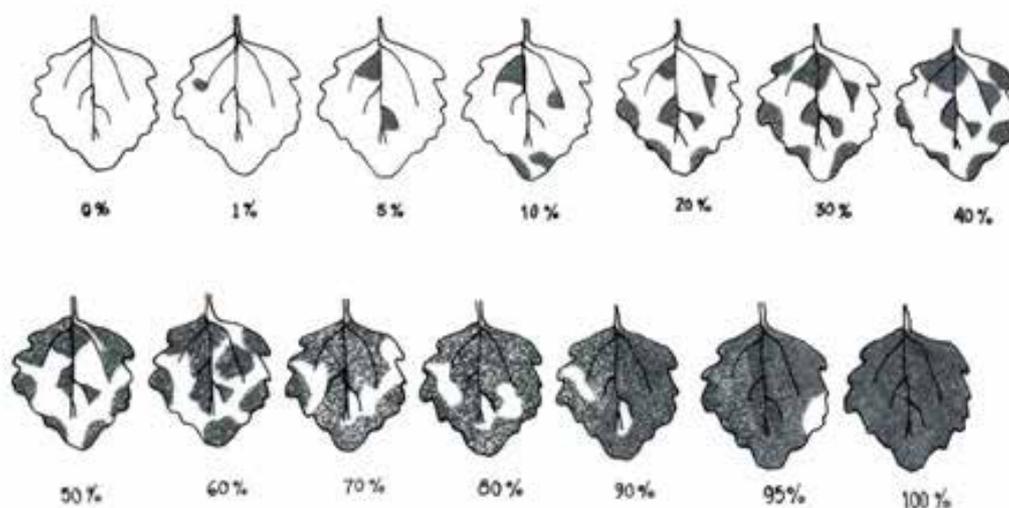
6.3 Manejo Integrado de Enfermedades

Luis Cruces

6.3.1 Evaluación de enfermedades.

Las medidas de control de las enfermedades, a diferencia de las plagas insectiles, no dependen de evaluaciones previas en campo sino más bien de medidas preventivas, tanto tácticas culturales, elección de la variedad, control biológico y control químico con aplicaciones calendarizadas antes que aparezcan los síntomas de la enfermedad. No obstante, podemos adoptar una metodología de evaluación para determinar el grado de susceptibilidad de la variedad la cual es propuesta por Danielsen & Ames (2003), para el mildiu de la quinua.

- De cada parcela se escoge al azar el número de plantas que se considera necesario para obtener un valor representativo. Para ensayos comparativos puede ser entre 6 y 10 plantas por parcela.
- De cada planta se escoge 3 hojas al azar, una de cada tercio.
- Se evalúa el porcentaje de área afectada de cada hoja usando una escala de evaluación (Figura 202). El promedio de las 3 lecturas equivale al valor de la severidad de cada planta. La severidad corresponde al porcentaje de cobertura de la enfermedad en la hoja, término diferente a la incidencia que indica el porcentaje de plantas afectadas.
- La escala propuesta no es una escala rígida, sino que los porcentajes intermedios (15%, 25% etc.) son igual de aplicables. El valor mínimo que indica presencia de la enfermedad es 1% por definición.



Fuente: Danielsen y Ames, 2000
Figura 202. Escala de evaluación de mildiu
(*Peronospora variabilis*). Porcentaje de área afectada.

6.3.2 Tácticas de control según patógeno

Manejo del Mildiu de la Quinua

Plata *et al.* (2014) establecen una estrategia interesante para un eficiente manejo del mildiu en la que integran los siguientes componentes: resistencia genética, uso de semilla de calidad, control químico, control cultural y control biológico.

a. Componente Genético

Debido a que el mildiu es la enfermedad más limitante en la producción de quinua en casi todos los valles donde se la cultiva, el uso de variedades resistentes y/o tolerantes constituye la primera medida a tomar en cuenta para el manejo integrado de este patógeno. Consecuentemente en Bolivia y Perú, los principales países productores de este cultivo, se ha generado variedades con diferentes grados de resistencia y tolerancia al mildiu, así como diversos niveles de precocidad, colores, tamaños y grados de saponina. Estos genes de resistencia se encuentran en variedades tardías de quinua y en otras especies de la familia Amaranthaceae como *Chenopodium hircinum*, *Ch. nuttalliae*, *Ch. petiolare*, *Ch. album* y *Ch. ambrosioides* (Plata *et al.*, 2014).

La resistencia está usualmente relacionada con el ciclo de vida del cultivo; las variedades de ciclo largo tienen mayor resistencia al mildiu que las variedades precoces. No obstante, las variedades susceptibles presentan granos más grandes que las variedades resistentes. Por otro lado, se ha observado que las siembras tempranas de quinua en el Altiplano (septiembre a octubre) sufren menor ataque del mildiu frente a siembras retrasadas (noviembre o diciembre). Aunque no se tienen evidencias científicas de esto, se asume que este hecho se debe a la exposición de las plantas durante mayor tiempo a la radiación ultravioleta, que actúa como agente activador de tipo físico para la resistencia contra enfermedades mediante el estrés a tejidos expuestos como una barrera adicional contra los patógenos (Guest & Brown, 1997; Ruiz García & Gómez Plaza, 2013, mencionados por Plata *et al.*, 2014).

b. Semilla de calidad

La semilla es una de las principales fuentes de contaminación, pues las oosporas permanecen adheridas a ella. Debido a ello se debe utilizar semilla proveniente de campos certificados, donde no se ha presentado la enfermedad. Caso contrario, estas semillas deben someterse a un proceso de desinfección.

c. Control químico

Plata *et al.* (2014) propone una estrategia de control químico para el mildiu de la quinua basado en el uso de fungicidas sistémicos y de contacto, en cinco momentos críticos del estado de desarrollo del cultivo como la siembra, germinación, inicio de panojamiento, floración y estado de grano lechoso.

El control de mildiu debe estar enfocado en la prevención, es decir, realizar las aplicaciones de los productos antes de que se presenten los síntomas de la enfermedad, debido a que el patógeno tiene un periodo de desarrollo dentro de la planta en el que no es posible detectarlo a simple vista. Por ello, el manejo del mildiu se inicia desde la siembra con la incorporación de biofungicidas,

continuado por aplicaciones de fungicidas foliares sistémicos alternados con fungicidas de contacto.

- **Tratamiento a la semilla**

Para una producción orgánica se puede aplicar microorganismos benéficos a la siembra tales como la bacteria *Bacillus subtilis* y el hongo *Trichoderma* spp., junto con un abono orgánico.

Algunas alternativas de tratamiento de semillas para la producción convencional son los siguientes fungicidas: Mezclas de Carbendazim, Thiram y Carbofuran; Mezclas de Fipronil y Thiophanatemethyl; y, Difeconazole.

- **Aplicaciones foliares**

Es importante considerar en la secuencia de aplicaciones foliares la rotación de productos con diferente modo de acción, con el objetivo de no generar resistencia a los fungicidas por el mildiu. Las aplicaciones deben realizarse desde la fase cotiledonal, iniciando con productos que induzcan la resistencia en la planta como los fosfitos (Fosfito de potasio, Fosetil aluminio, etc.). Posteriormente realizar una rotación de productos pertenecientes a los grupos de diferente modo de acción como las fenilamidas (Metalaxil, Benalaxil), las acetamidas (Cimoxamil) y los ditiocarbamatos (Mancozeb).

Plata *et al.* (2014) recomiendan la siguiente secuencia de aplicaciones:

- *Primera aplicación foliar:* Dependiendo de la humedad ambiental (>80%) y la susceptibilidad de la variedad, esta aplicación puede ser realizada a partir de la fase cotiledonal hasta la etapa de ramificación. Cuando se siembran variedades resistentes, la primera aplicación puede ser realizada en forma preventiva o cuando se observen los primeros síntomas. Se recomienda una combinación de los fungicidas Metalaxil y Mancozeb, o Dimethomorph y Mancozeb.
- *Segunda aplicación foliar:* aplicar al inicio de panojamiento un fungicida de contacto como mancozeb o metiram.
- *Tercera aplicación foliar:* utilizar al inicio de la floración, un fungicida sistémico como metalaxil más mancozeb o dimethomorph más mancozeb).
- *Cuarta aplicación foliar:* esta aplicación se la realiza a la formación de grano lechoso, pero depende del vigor de la planta. Cuando las plantas han cubierto el espacio entre ellas y entre surcos, es imposible realizar la aplicación con maquinaria. En este caso se puede realizar manualmente pulverizaciones utilizando equipos de protección (lentes, guantes, botas, etc.). Aplicar un fungicida de contacto como mancozeb y metiram.

Para todos los casos se debe adquirir productos registrados ante las autoridades competentes (ejemplo SENASAG en Bolivia, SENASA en Perú), leer bien las instrucciones del fabricante y seguir las recomendaciones de dosis, medidas de protección, reingresos, compatibilidad, etc.

d. Control cultural

Se recomienda las siguientes medidas:

- Realizar una buena preparación de terreno que permita un rápido crecimiento radicular. Esto a su vez permitirá el desarrollo de plantas con mayor vigor que tolerarán mejor el estrés y el ataque del mildiu.
- Rotación de cultivos

- De ser posible, adelantar la siembra como una forma de escape de la enfermedad, para evitar la coincidencia entre periodos de alta precipitación y las fases más sensibles a la enfermedad que son desde la formación de las dos hojas verdaderas hasta el inicio del panojamiento.
- Densidad de siembra adecuada, según la variedad y zona de producción. Alta densidad de siembra genera un microclima propicio para el desarrollo de la enfermedad.
- Fertilización adecuada, que permita tener plantas con tallos vigorosos, resistentes al estrés y al acame.
- Utilizar, de ser posible, campos con buen drenaje.
- Eliminar los residuos de cosecha, o incorporarlos al suelo en su momento oportuno.
- Eliminar las malezas y quinuas silvestres, ya que son fuente de inóculo inicial.

e. Control biológico

Como control biológico se puede utilizar microorganismos (hongos y bacterias) benéficos que compitan por espacio y nutrientes, y además produzcan sustancias tóxicas para eliminar al patógeno. Unos de los más utilizados para la agricultura orgánica son las especies de *Bacillus* y *Trichoderma*. Estos microorganismos producen lisis de las paredes de las esporas, es decir, actúan como un fungicida de contacto y además como promotores de crecimiento (Plata *et al.*, 2014).

Por otro lado, se puede recurrir al uso de extractos vegetales para aprovechar sus propiedades fúngicas para control de enfermedades. En el caso específico del Mildiu se ha tenido relativo éxito empleando extractos acuosos de cola de caballo (*Equisetum arvense*) y ajo (*Allium sativum*). Una vez identificada la especie correcta se formulan ecofungicidas y se los registran para su uso en la producción orgánica (Plata *et al.*, 2014).

Es importante recalcar que el uso de estos microorganismos y extractos debe realizarse de manera preventiva, antes de que aparezca cualquier síntoma, y desde la etapa de germinación, en repetidas veces. Se debe adicionar un adherente al preparado (dentro de la producción orgánica se lo puede preparar en base a cactáceas) y es imprescindible mojar muy bien la planta. La ventaja del uso de plantas medicinales o silvestres, es que no dejan residuos tóxicos en el producto, en el aplicador ni en el medio ambiente, son de bajo costo, fáciles de conseguir y los mismos productores pueden elaborar sus fungicidas en forma artesanal (Plata *et al.*, 2014).

Manejo de la chupadera fungosa

El manejo de la marchitez esta principalmente basado en el control cultural y el uso de semilla sana.

Con respecto a la semilla, esta debe ser previamente desinfectada con fungicidas (como en el caso del mildiu). Posteriormente, las prácticas culturales tomarán un rol principal en el manejo de la enfermedad. Así, se debe evitar la humedad excesiva del campo, no sembrando en suelos pesados y de pobre drenaje, y realizando una buena preparación de terreno que permita un adecuado crecimiento radicular. Cuando sea necesario, realizar un nivelado de terreno para evitar zonas de encharcamiento. Posterior a la germinación, el adecuado suministro del agua permitirá el crecimiento de plantas libres del ataque del patógeno.

A la germinación, para zonas donde la enfermedad es común, se recomienda la aplicación de fungicidas sistémicos como el Benomyl, Captan y Carboxim mezclados con Thiram, aplicados al cuello de la plántula. Plata *et al.* (2014), mencionan que se ha utilizado exitosamente

microrganismos benéficos como el *Bacillus subtilis* y *Trichoderma* spp., aplicados a la siembra junto con abonos orgánicos, los cuales pueden ser incorporados en la estrategia de manejo para la producción orgánica.

Manejo de otras enfermedades fúngicas

El moho verde ocasionado por *Cladosporium* sp., al encontrarse asociado al mildiu, es controlado con todas las prácticas culturales y medidas de control químico que se implementan para *Peronospora variabilis*.

La mancha ojival del tallo (*Phoma* sp.) y las manchas foliares (*Ascochyta hyalospora*) son enfermedades que carecen de importancia desde términos de control, por lo que los agricultores no realizan medidas específicas para combatirlas. Plata *et al.* (2014), mencionan que al realizar las prácticas culturales y demás estrategias de control para las enfermedades de mayor importancia, contribuye también al control de la mancha ojival de tallo y las manchas foliares.

La podredumbre marrón del tallo (*Phoma exigua* var. *foveata*) puede controlarse evitando los daños mecánicos o heridas por las que ingresa el patógeno. Asimismo, evitar el encharcamiento de los campos, exceso de humedad y eliminar el rastrojo de plantas infectadas en el campo contribuyen a la reducción de problemas con esta enfermedad. Se debe evitar la rotación con el cultivo de papa, debido a que este es un importante hospedero del patógeno. Finalmente, Plata *et al.* (2014), mencionan que para la producción orgánica se recomienda la aplicación de 3 kg/ha de hidróxido de cobre.

La enfermedad ojo de gallo ocasionada por *Passalora dubia* puede controlarse mediante la rotación de cultivos que no sean de la familia *Amaranthaceae*. Como control químico se recomienda utilizar Metalaxil en plantas jóvenes a dosis de 2 kg/ha, y Benomyl cuando aparecen los primeros síntomas, a una dosis de 0.8 kg/ha, rotados con Clorotalonil, Difenconazol o Tiabendazol.

Manejo de enfermedades bacterianas

Las enfermedades bacterianas ocasionadas por *Pseudomonas* spp. se presentan en el campo de manera aislada y no suele utilizarse medidas para su control. No obstante, se recomienda no utilizar semilla de plantas que mostraron bacteriosis.

Manejo de los Virus

Las enfermedades causadas por los virus son de escasa importancia en el cultivo quinua y se presentan de manera aislada en el campo. El control de los vectores como los pulgones, cigarritas y trips, contribuye a la reducción de su presencia en el cultivo.

Manejo de Nematodos

Los nematodos también son de poca importancia en el cultivo de quinua en la zona andina. Sin embargo, debe evitarse siempre la rotación con cultivos susceptibles que incrementen la población de estos organismos en el suelo, así como la eliminación de las malezas hospedantes como *Calandrina* sp., *Brassica* sp. (colza), *Tagetis madonii* y *Brassica campestris*.

6.4. Manejo Integrado las Principales Aves Plagas

Pedro Delgado

En general, se ha desarrollado varias técnicas para el control y manejo de poblaciones de aves consideradas plagas en el cultivo de quinua, dentro de las cuales se tienen alternativas comprobadas como las técnicas de exclusión y ahuyentado.

a. Técnica de exclusión

Esta técnica consiste en instalar mallas antipájaros de uso agrícola (Figura 203), que está compuesto de monofilamentos de polietileno con una luz de 20 x 20 mm. La instalación de la malla se realiza en forma de cajón, a fin de evitar el ingreso de aves por las partes laterales.

Para la instalación de la malla se procede de la siguiente manera:

- Primero se instalan los apoyos, que son listones de madera de 2 x 2 pulgadas de 2.5 metros de alto, hundidos en el suelo hasta 0.3 metros. Cada apoyo se instala de 6 a 10 metros entre sí y los del borde deben estar aseguradas con estacas hundidas a 0.3 metros, sujetos a los apoyos con alambre.
- Toda la superficie base para la malla es de alambre común o alambre galvanizado estándar, que permite el despliegue y sujeción de la malla, que una vez unidos entre todos los apoyos constituyen cuadrantes que abarca toda la parcela a proteger.
- Una vez obtenido el entrelazado se procede a templar los alambres, que sujeta la red sobre el espejo de terreno a cubrir. Luego se realiza el extendido de la malla en forma sistemática, procurando que no se hagan hondas de caída en el centro.
- Finalmente se procede a templar la malla, cerciorando que las caídas laterales sean hasta el suelo y asegurarlos con alambre para que no se levante. Las redes soportan fuerzas de resistencias que permiten levantarlas con solo templarlas.

Esta es la mejor forma de proteger al cultivo de las aves plaga. En condiciones de campo, en Perú, se han obtenido resultados de hasta 99% de efectividad. La rentabilidad de esta alternativa es muy significativa y ha alcanzado índices promedios superiores de 600%.

Como el daño de aves es a menudo variable y difícil de predecir, una de las características más atractivas de la exclusión es que reduce la incertidumbre de riesgo al problema de aves. Es una solución aceptable cuando el cultivo es rentable.

Otras características del uso de esta alternativa es que bajo el enmallado, se puede disminuir el efecto de los daños ocasionados por la granizada hasta en 50% y la velocidad del viento puede reducirse hasta en un 10 %.



Figura 203. Malla antipájaros

b. Técnicas de ahuyentado

Las técnicas de control utilizadas por agricultores desde hace mucho tiempo y que en la actualidad prevalecen en algunas zonas, son "los pajareros", "maniquí espantapájaros", "el látigo común", recipientes de aluminio colgados con piedras en su interior, plásticos amarrados a las plantas, fuegos pirotécnicos y cañón de gas. Todas estas técnicas no han tenido los resultados deseados ya que las aves acaban acostumbrándose a ellos. Sin embargo, las técnicas de utilizar aparatos de sonidos y ultrasonidos, bandas plásticas brillantes y cintas vibradoras antipájaros han dado mejores resultados.

Aparatos de sonido y ultrasonido.

Los instrumentos electrónicos (Figuras 204 - 206), emiten sonido grabado principalmente de las aves depredadoras. Estos equipos incluyen 8 sonidos (gavilán, cernícalo, peregrino, gorrión peruano, botón de oro, gorrión común y dos sonidos estridentes) que son amplificadas con altavoces en el campo, y existen de diferente capacidad a proteger que van desde 0.6 a 12 hectáreas. Para la adquisición de los equipos es necesario hacer conocer a los proveedores la identificación correcta de las especies de aves plaga y depredadores que viven en la zona a instalarse.

En Perú, esta alternativa constituye como la segunda mejor opción para el control de aves plagas en el cultivo de quinua, con alrededor de 90% de efectividad. Este porcentaje es considerado medianamente efectivo; los sonidos que producen no tienen un efecto en todas las especies. Generalmente el grupo de las palomas son las susceptibles y tienden a huir, aunque se ha observado que algunas de ellas terminan por acostumbrarse. Las aves más pequeñas (gorriones y jilgueros), por su propio mecanismo de escape y agilidad, al escuchar los sonidos se dirigen rápidamente al suelo; luego de verificar que no existe riesgo físico, suben nuevamente a la planta para continuar alimentándose. La rentabilidad de esta alternativa ha alcanzado índices promedios superiores al 400%.



Figura 204. Aparato de sonido para ahuyentar pájaros



Figura 205. Aparato de sonido para ahuyentar pájaros



Figura 206. Aparato de sonido instalado en campo de quinua

Ahuyentadores plásticos.

Son bandas plásticas (Figura 207), de color negro metálico brillantes, dorado o plateado que, por el reflejo del brillo solar y el ruido, ahuyentan a las aves, disminuyendo su cantidad en el cultivo. Estas bandas, confeccionadas artesanalmente, se colocan en cuadrículas de 10 metros sostenidas por cañas de carrizo, y colocadas 15 centímetros por encima de la panoja. Los plásticos pueden ser de diferente forma y dimensión; se ha obtenido buenos resultados con forma rectangular de 20 cm de largo por 8 cm de ancho. Las bandas son sostenidas con grapas en rafia, con un distanciamiento de 20 cm entre cada banda. En la sierra del Perú la efectividad de esta alternativa es alrededor de 80%.



Figura 207. Plásticos como ahuyentadores en el cultivo de quinua

Cinta vibradora antipájaro

Esta técnica consiste en instalar cinta vibradora antipájaros (Figura 208), sostenidos por postes de madera de 2.5 metros de alto, las cintas bien tensadas deben estar por lo menos 25 centímetros por encima de las panojas, para aprovechar la acción del viento, con el cual producen ondas sonoras que perturban la estancia de las aves en la parcela. La efectividad promedio mostrada por esta técnica es de 78% en campos de quinua en el Perú.



Figura 208. Cinta vibradora antipájaro

6.5 Manejo Integrado de Malezas

Luis Cruces
Jorge Tejada

Para un adecuado manejo de las malezas en el cultivo de quinua es importante establecer los periodos críticos en los cuales se intensifica la presencia de las malas hierbas, con el objetivo de establecer las estrategias para su control.

6.5.1 Periodos críticos

Las etapas críticas del cultivo que son afectadas por la presencia de las malezas son durante el establecimiento del cultivo y la fase de floración, esta última coincidente con la práctica de cultivo y aporque.

- a. En el establecimiento del cultivo, que comprende las primeras semanas de desarrollo, el control de malezas es complicado, y dependerá de un adecuado sistema de siembra para evitar que las malas hierbas crezcan alrededor de las plántulas de quinua (lomo de surco) de donde será difícil extraerlas, ya que algunas son fácilmente confundidas con la quinua cuando están pequeñas.
- b. Cuando la planta de quinua tiene aproximadamente 50 cm de altura, se realiza la labor de cultivo y aporque. Esta práctica cultural permite la eliminación de las malezas de una manera sencilla, debido a que la maquinaria procede a remover el terreno para el respectivo cambio de surco, eliminando tanto las malezas que se encuentran en el fondo del surco como las que rodean el cultivo, ya que son enterradas. El control puede ser complementado con la eliminación manual de las malezas que se encuentren del mismo tamaño que el cultivo y que son fáciles de diferenciar. De realizarse el aporque de manera tardía, el control de las malezas se complica.

6.5.2 Tácticas de control

Debido a las características en la cual se maneja la quinua, los principales métodos de control son el cultural y el mecánico.

El empleo de herbicidas está limitado, debido a que la mayoría de las malas hierbas presentes en el campo son de hoja ancha al igual que la quinua, imposibilitando el uso de herbicidas selectivos para el control de este tipo de malezas. No obstante, se puede recurrir al uso de herbicidas de contacto de manera cuidadosa.

a. Control cultural

Como prácticas culturales se recomienda lo siguiente:

- Realizar una buena preparación de terreno que permita destruir las malezas, enterrar las semillas profundamente o exponerlas hacia la superficie para que estén sujetas a la desecación y control por aves. Para ello, se debe recurrir a un "riego de machaco", con el cual algunas semillas de las malas hierbas morirán por asfixia y otras germinarán para luego ser destruidas con el pasado del arado.
- Planificar un adecuado sistema de rotación de cultivo, sobre todo si se tiene problemas de una misma maleza durante campañas sucesivas que no pueden ser eliminadas con herbicidas. La rotación con un cultivo en el cual se pueda realizar una aplicación de un herbicida selectivo permitirá reducir la población de la maleza problema existente en el campo.

- Realizar oportunamente la práctica de cultivo y aporque. El paso de la maquinaria con la "cultivadora" remueve el terreno parcialmente compactado por los riegos; esto permite una mayor oxigenación del suelo para el crecimiento de las raíces, elimina las malezas y suaviza el campo para el paso de la "aporcadora", la cual se encarga de amontonar la tierra alrededor de la base del tallo de la quinua, dándole mayor soporte mecánico, así como tapando y eliminando las malezas que se encuentren a su alrededor.

b. Control mecánico

Esta referido al arranque manual de las malezas que afectan el cultivo. Esto se puede realizar en cualquier etapa del cultivo en el que se presente las malezas, siempre y cuando sean fácil reconocerlas y diferenciarlas de las plantas de quinua.



Figura 209. Eliminación manual de malezas

c. Control químico

El uso de herbicidas de contacto como el paraquat debe realizarse de manera cuidadosa, puesto que de lo contrario, dependiendo de la etapa del cultivo, puede dañar e incluso eliminar plantas.

Para el uso de herbicidas de contacto, en sistemas de cultivo convencional, se recomienda lo siguiente:

- No realizar las aplicaciones en días con mucho viento.
- Utilizar siempre campanas protectoras para evitar que la deriva salpique a las plantas de quinua.
- Realizar las aplicaciones solo cuando la maleza tenga un tamaño inferior a los 10 cm. Las malezas de porte alto presentes en el campo serán imposibles de eliminar con estos herbicidas.
- No realizar las aplicaciones a la emergencia de las plántulas de quinua. Se puede aplicar el herbicida cuando el cultivo de quinua tenga de 40 a 50 cm.
- Puede realizarse aplicaciones de herbicida cuando se vuelva a detectar la presencia de malezas, después del aporque.

VII. Literatura citada

- Acatilla, C.** (2010). *Copitarsia decolora* Guenée: Su preferencia por brócoli, col y coliflor, su caracterización molecular y de tres de sus himenópteros parasitoides. Tesis de Doctorado no publicado. Montecillos, MX. Colegio de Postgraduados. 68 p.
- Acuña, R.** (2008). *Compendio de fitopatógenos de cultivos agrícolas en Chile*. Potencia Alimentaria y Forestal Chile; Ministerio de Agricultura del Gobierno de Chile, 122 pp.
- Agrios, G. N.** (2005). *Plant Pathology*. 5th edition. Elsevier Academic Press. Department of plant pathology, University of Florida. 992p.
- Alata-Cóndor, J.** (1973). *Lista de insectos y otros animales dañinos a la agricultura en el Perú*. Lima, Perú. Estación Experimental Agrícola La Molina. Dirección General de Investigación Agraria, 176 p.
- Allred, D.** (1973). Records of Coreidae (Hemiptera) from the Nevada test site. *The Great Basin Naturalist*. Vol. 33, p 123.
- Amate, J., Barranco, P. & Cabello, T.** (2000). Biología en condiciones controladas de especies de noctuidos plaga (Lepidoptera: Noctuidae). *Boletín de Sanidad Vegetal, Plagas*. 26:193-201.
- Angulo, A. & Olivares, T.** (2001). Clave para identificar pupas de especies de noctuidos chilenos (Lepidoptera: Noctuidae). *Revista Chilena de Entomología*. Vol. 28: 55-58.
- Angulo, A.O. & Olivares, T.S.** (2003). Taxonomic update of the species of *Copitarsia* Hampson 1906, (Lepidoptera: Noctuidae: Cuculliinae). *Gayana*. 67:33 – 38
- Angulo, A.O. & Olivares, T.S.** (2009). La polilla *Copitarsia decolora*: revisión del complejo de especies con base en la morfología genital masculina y de los huevos (Lepidoptera: Noctuidae). *Revista de Biología Tropical*. 58:769 – 776
- Angulo, A; Olivares, T & Weigert, G.** (2006). Estados inmaduros de lepidópteros noctuidos de importancia económica agrícola y forestal en Chile (Lepidoptera: Noctuidae). Concepción, Universidad de Concepción y Corporación Nacional Forestal (CONAF).
- Angulo, A.O. & Weigert, G. Th.** (1975). Estados inmaduros de lepidópteros noctuidos de importancia económica en Chile y claves para su determinación (Lepidoptera: Noctuidae). Sociedad de Biología de Concepción. Publicación Especial N° 2. 153 p.
- Angulo, A.O.; Jana-Sáenz, C.; Parra, L.E. & Castillo, E.E.** (1990). Lista de lepidópteros noctuidos asociados a algunos cultivos en Chile (Lepidoptera: Noctuidae): status sistemático actual. *Gayana, Zoología* 54: 51 – 61
- Angulo, A.O.; Olivares, T.S. & Weigert, G.T.** (2006). Estados inmaduros de Lepidópteros noctuidos de importancia económica agrícola y forestal en Chile (Lepidoptera: Noctuidae). Impresos Siglo Veintiuno Ltda., Concepción, 154 p.
- Angulo, A. O.; Olivares, T. S. & Weigert, G.T.** (2008). Estados inmaduros de lepidópteros noctuidos de importancia agrícola y forestal en Chile y claves para su identificación (Lepidoptera: Noctuidae), 3ª edición, Universidad de Concepción, Concepción, Chile. 154 pp.

- Antoniw, J. & Adams, M.** (2015). Descriptions of Plant Viruses. (en línea). Association of Applied Biologists. Consultado 12 diciembre 2015. Disponible en <http://www.dpvweb.net/>
- Aragón, J.** (2006). Chinche de las semillas (*Nysius simulans*). Soja Actualización 2006. EEA Marcos Juárez INTA. Proyecto Regional Producción Agrícola Sustentable. Informe de Actualización Técnica N° 3.
- Aragón, J. & Flores, F.** (2006). Control integrado de plagas en soja en el sudeste de Córdoba. Disponible en: <http://inta.gob.ar/documentos/control-integrado-de-plagas-en-soja-en-el-sudeste-de-cordoba>
- Aristegui, B.** (2002). *Cladosporium herbarum* (Persoon) Link: Fries. Revista Iberoamericana de micología. p. 27-28.
- Arnaud, P.H. Jr.** (1978). A host-parasite catalog of North American Tachinidae (Diptera). United State Department of Agriculture. Miscellaneous publications. N° 1319. 860p.
- Artigas, J.** (1994). Entomología económica, insectos de interés agrícola, forestal, médico y veterinario. Universidad de Concepción. Concepción, Chile. 1126 p.
- Artigas, J.N. & Angulo, A.O.** (1973). *Copitarsia consueta* (Walker), biología e importancia económica en el cultivo de raps (Lepidoptera, Noctuidae). Bolletín de la Sociedad de Biología de Concepción, 46:199 – 216
- Avalos, F.** (1996). Identificación y dinámica poblacional de la polilla de la quinua *Eurysacca melanocampta*. Tesis de Ingeniero Agrónomo no publicado. La Paz, Bolivia, Facultad de Agronomía, Universidad Mayor de San Andrés. 121 p.
- Aveskamp, M.M.; Gruyter, D. J. & Crous, P.W.** (2008). Biology and recent developments in the systematics of *Phoma*, a complex genus of major quarantine significance. Fungal Diversity, 31, 1-18.
- Baldin, E.L.; Lourenção, A.L. & SchlickSouza, E.C.** (2014). Outbreaks of *Chrysodeixis includens* (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae) in common bean and castor bean in São Paulo State, Brazil. Bragantia, Vol.73, pp. 458-465.
- Barboza, J.; Ames, T. & Jacobsen, S.E.** (2000). Reducción de la germinación y muerte de plantas de *Chenopodium quinoa* causadas por *Rhizoctonia* y *Fusarium*. Consultado el 22 diciembre 2015. <http://www.condesan.org/publicacion/libro14/cap2.9.htm>
- Bárcena, J.** (2014). Estados Unidos rechaza envío de 200 toneladas de quinua por tener pesticida. Diario La República.

<http://larepublica.pe/18-08-2014/estados-unidos-rechaza-envio-de-200-toneladas-de-quinua-por-tener-pesticida>
- Barrionuevo, M.J.; Murúa, M.G.; Goane, L.; Meagher, R. & Navarro, F.** (2012). Life table studies of *Rachiplusia nu* (Guenée) and *Chrysodeixis* (= *Pseudoplusia*) *includens* (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae) on artificial diet. Florida Entomologist. 95, 944-951.
- Bensch, K.; Groenewald, J.; Dijksterhuis, M.; Starink-Willemse, M.; Andersen, B.; Summerell, H.; Shin, F. & Dugan, H.** (2010). Species and ecological diversity within the *Cladosporium cladosporioides* complex (Davidellaceae, Capnodiales). In Studies in Mycology 67:1-94.

- Bentancourt, C. M. & Scatoni, I. B.** (2006). *Lepidópteros de importancia económica en Uruguay: reconocimiento, biología y daños de las plagas agrícolas y forestales*, 2ª ed., Hemisferio Sur, Montevideo, Uruguay. 437 pp.
- Blackman, R.L. & Eastop, V.F.** (2006). *Aphids on the World's Herbaceous Plants and Shrubs*. Chichester, John Wiley & Sons, Ltd, 1439 p.
- Blackman, R.L. & Eastop, V.F.** (2007). Taxonomic Issues. En Van-Emden, H.; Harrington, R. (Eds). *Aphids as Crop Pests*. Trowbridge, CAB International, pp.1-29.
- Blackwelder, R.E.** (1945). Checklist of the Coleopterous 4. Insects of Mexico, Central America the West Indies, and South America. Part 3. Smithsonian Institution, USNM Bulletin 185, Meloidae, pp. 343-550.
- Blum, M.S. & Hilker, M.** (2002). Chemical protection of insect eggs. En: Hilker, M.; Meiners, T. (Eds.). *Chemoecology of Insect Eggs and Egg Deposition*. Blackwell, Berlin, pp. 61-90.
- Boerema, G.H.** (1976). The *Phoma* species studied in culture by Dr R. W. G. Dennis. *Transactions of the British Mycological Society*, 67:28.
- Boerema, G.H.; Mathur, S.B. & Neergaard, P.** (1977). *Ascochyta hyalospora* (Cooke & EL) comb. nov. in seeds of *Chenopodium quinoa*. *Netherlands Journal Plant Pathology*. 83 (4):153-159.
- Boerema, G.H.; Gruyter, J.D.; Noordeloos, M.E. & Hamers, M.E.** (2004). *Phoma* identification manual. Differentiation of specific and infra-specific taxa in culture. CABI publishing.
- Bologna, M.A. & Pinto, J.D.** (2002). The Old World genera of Meloidae (Coleoptera): a key and synopsis. *Journal of Natural History*, 36:17, pp. 2013-2102.
- Börner, C.** (1952). *Europae centralis Aphides: die Blattläuse Mitteleuropas: Namen, Synonyme, Wirtspflanzen, Generationszyklen*. Knabe.
- Bravo, R.** (2010). *Manejo Agroecológico de Plagas Andinas*. 1ra. Ed. Altiplano EIRL. Puno, Perú. pp. 52-63.
- Bravo, R.; Campos, E.; Valdivia, R. & Soto, J.** (2012). Plagas insectiles en áreas de intensificación de quinua en Puno. *CienciAgro* 2(3): 379-390.
- Bravo, R. & Mamani, F.** (1992). Diagnóstico, identificación y clasificación de los insectos en especies arbóreas nativas. Proyecto Árbol Andino. Puno, Perú, 48 pp.
- Brier H.** (2007). Pulses-Summer (including peanuts). En Bailey, P. *Pests of field crops and pastures: identification and control*. CSIRO Publishing. Malaysia. pp. 169-257.
- Burgos-Pino, R.; Leivia-Rifo, R.; Angulo, A.O. & Olivares, T.S.** (2010). *Copitarsia unclata* Bugos & Leiva sp. nov. de Cucullinae para Colombia y México (Lepidoptera, Noctuidae). *Revista Brasileira de Entomología*, Vol. 54:372 – 375.
- CABI/EPPO** (1998). Distribution maps of quarantine pests for Europe (edited by Smith, I. M. and Charles, L. M. F.). Wallingford, UK: CAB International, xviii + 768 pp.
- CABI/EPPO** (2002). *Liriomyza huidobrensis*. Distribution Maps of Plant Pests, No. 568. Wallingford, UK: CAB International.

- CABI** (1991). Distribution Maps of Pests No 527. *Spoladea recurvalis* (Fabricius). Wallingford, UK: CAB International. <http://www.cabi.org/isc/datasheet/28245>
- Campos-Soldini, P.M.; Suárez, S.M.; Lanteri, A.A.** (2009). Types of Meloidae (Coleoptera: Tenebronoidea) housed at the Museo de La Plata entomological collection (Argentina). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, Vol. 68 (1-2): 01-09.
- Capinera, J.L.** (2001). *Handbook of vegetable pests*. Academic Press, San Diego. 729 pp.
- Capps, H.** (1964). Description of a new *Pachyzancla* species reared on sweet potato in southern United States (Lepidoptera: Pyraustidae). *The Florida Entomologist*, Vol.47. N°1. pp. 13-15
- Carrasco, F.** (1987). Insectos en la «kiwicha» cultivada en Cusco y Apurímac. *Revista peruana de entomología*, Vol. 30: 38-41.
- Carrera, C.A.** (2013). Ciclo biológico y morfología de *Copitarsia corruda* Pogue & Simmons, *Heliothis virescens* (Fabricius), *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) y *Spodoptera ochrea* (Hampson), en turiones de espárrago. Tesis de Maestría no publicada. Departamento de Entomología, Universidad Nacional Agraria La Molina Lima, Perú.
- Casmuz, A.; Juárez, M.L.; Socías, M.G.; Murúa, M.G.; Prieto, S.; Medina, S.; Willink, E. & Gastaminza, G.** (2010). Revisión de los hospederos del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, Vol. 69(3-4): 209-231.
- Castillo, E.E. & Angulo, A.O.** (1991). Contribution to the knowledge of the genus *Copitarsia* Hampson 1906 (Lepidoptera, Glossata, Cucullinae). *Gayana, Zoología*, 55:227 – 246.
- Cermeli, M.; Sánchez, J. & Morales, P.** (2004). *Liorhyssus hyalinus* (F.) (Hemiptera: Rhopalidae) nueva plaga del sorgo en Venezuela. *Entomotropica* 19(2): 101-103.
- Cerna, L.** (2013). *Ciencia y Tecnología de Malezas*. Primera edición. Fondo Editorial UPAO. Trujillo, Perú. 429 p.
- Chacón-Galindo, C.** (1963). *Gnorimoschema* sp. (Gelechiidae - Lepidoptera) en Quinoa. *Revista Peruana de Entomología*, Vol. 6(1): 15-20.
- Chacón-Galindo, C.** (1964). Insecticidas en el Control de *Gnorimoschema* sp. (Gelechiidae: Lepidoptera) en Quinoa. *Revista Peruana de Entomología*, Vol. 7(1): 52-54.
- Cheli, G.H.; Corley, J. C.; Bruzzone, O.; Brío, M.; Martínez, F.; Román, N.M. & Ríos, I.** (2010). The ground-dwelling arthropod community of Peninsula Valdés in Patagonia, Argentina. *Journal of Insect Science*, Vol. 10
- Choi, Y.J.; Danielsen, S.; Lubeck, M.; Hong, S.B.; Delhey, R. & Shin, H.D.** (2010). Morphological and molecular characterization of the causal agent of downy mildew on quinoa (*Chenopodium quinoa*). *Mycopathology*. Vol. 169:403-412.
- Clarke-Harris, D.; Fleischer, S. & Fender, A.** (1998). Major Pests of Callaloo. The Pennsylvania State University, 16 p.
- Clavijo, S.; Delgado, A.; Lathullerie, J.; Fernández-Badillo, A. & Ramírez, A.** (1991). Influencia de la temperatura sobre el desarrollo de *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae). *Agronomía Tropical*. Vol. 41 (5-6): 245-256.

- Combe, I. & Pérez, G.** (1978). Biología del «gusano medidor» *Pseudoplusia includens* (Walk.) (Lep., Noctuidae). *Revista Entomológica del Perú*. Vol. 21(1): 61-62.
- Cornelis, M.; Quiran, E. & Coscaron, M.C.** (2012). The scentless plant bug, *Liorhyssus hyalinus* (Fabricius) (Hemiptera: Heteroptera: Rhopalidae): Description of immature stages and notes on its life history. *Zootaxa*, 3525, 83-88.
- Costa, J.F.; Yábar, E. & Gianoli, E.** (2009). Parasitismo sobre *Eurysacca melanocampta* Meyrick (Lepidoptera: Gelechiidae) en dos localidades de Cusco, Perú. *Revista Facultad Nacional de Agronomía, Medellín*. Vol. 62(1): 4807-4813.
- Costa-Lima, A.** (1940). *Insetos do Brasil*. 2° Tomo, Hemípteros. Escola Nacional de Agronomia, 351 pp.
- Coto, D.** (1997). Lepidoptera en cultivos anuales y perennes: Manual de reconocimiento. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Turrialba, Costa Rica. Serie Técnica. Manual Técnico/ CATIE: N° 26, 64p.
- Crumb, S.E.** (1956). The larvae of the Phalaenidae. USDA. Technical Bulletin N° 1135. 356 pp.
- Danielsen, S.; Jacobsen, S.E.; Echegaray, J. & Ames, T.** (2000). Impact of downy mildew on the yield of quinoa. In Program Report 1999-2000. Lima, Perú, pp. 397-401.
- Danielsen, S. & Ames, T.** (2003). El Mildiu (*Peronospora farinosa*) de la quinua (*Chenopodium quinoa*) en la zona Andina. Manual práctico para el estudio de la enfermedad y el patógeno. Centro Internacional de la Papa. Lima, Perú. 32 pp.
- Danielsen, S.; Bonifacio, A. & Ames, T.** (2003). Diseases of Quinoa (*Chenopodium quinoa*). *Food Reviews International*. 19: 43-59.
- Danielsen, S. & Munk, L.** (2004). Evaluation of disease assessment methods in quinoa for their ability to predict yield losses caused by downy mildew. *Crop Protection*, N°. 23: 219-228.
- Dalazen, G.; Carús, J.; Carpintero, D.L.; Stacke, R.F. & Cagliari, D.** (2014). Populational Fluctuation of *Nysius simulans* Associated with Soybean and Hairy Fleabane in Brazil. *Interciencia* 39(6): 391-394.
- De Conti, B.F.; Bueno, V.H.; Sampaio, M.V. & Van Lenteren, J.C.** (2011). Development and survival of *Aulacorthum solani*, *Macrosiphum euphorbiae* and *Uroleucon ambrosiae* at six temperatures. *Bulletin of Insectology*, 64(1), 63-68.
- De Santis, L.** (1985). Las especies peruanas de *Halticoptera* (Insecta, Hymenoptera, Pteromalidae). *Revista Peruana de Entomología*. Vol. 28(1-3), 1987.
- Deczynski, A.** (2014). A preliminary revision of the genus *Epitrix* Foudras (Coleoptera: Chrysomelidae: Galerucinae: Alticini) in America North of Mexico. University of Delaware. URL: <http://dspace.udel.edu/bitstream/handle/19716/13155/Deczynski,%20Anthony.pdf?sequence=1> [Revisado el 22 diciembre 2015].
- Delfino, M.A.** (2005). Inventario de las asociaciones áfido-planta en el Perú. *Ecología Aplicada* Vol. 4(1-2): 143-148.

- Delgado, P.** (2013). Aves plaga del cultivo de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) y alternativas de control. Informe de Proyecto no publicado. CONCYTEC. Lima, Perú. 26 pp.
- Díaz, W.** (1981). *Prodiplosis* n. sp. (Diptera: Cecidomyiidae) plaga de la alfalfa y otros cultivos. Revista Peruana de Entomología. Vol. 24(1): 95-97.
- Diez-Rodríguez, G.I.; Hübner, L.K.; Antunes, L.E. & Nava, D.E. (2013).** *Herpetogramma bipunctalis* (Lepidoptera: Crambidae) biology and techniques for rearing on leaves of the blackberry (*Rubus* spp., Rosaceae). *Brazilian Journal of Biology*. Vol.73(1): 179-184.
- Di Iorio, O.R.** (2004). Lygaeidae. Catálogo de Insectos Fitófagos de la Argentina. Buenos Aires, *Sociedad Entomológica Argentina* ediciones, pp.249-253.
- Döberl, M.** (2010): Subfamily Alticinae. En Löbl, I.; Smetana, A. (Eds). Catalogue of Palaearctic Coleoptera. Vol. 6. Chrysomeloidea. Apollo Books, *Stenstrup*, pp. 491–563.
- Dos Santos, K.B.; Meneguín, A.M.; Dos Santos, W.J.; Neves, P.M. & Dos Santos, R.B.** (2010). Caracterização dos danos de *Spodoptera eridania* (Cramer) e *Spodoptera cosmioides* (Walker) (Lepidoptera: Noctuidae) a estruturas de algodoeiro. *Neotropical Entomology*. Vol.39 No.4.
- Duarte, L.; Ceballos, M.; Baños, H. L.; Sánchez, A.; Miranda, I. & Martínez, M. D.** (2011). Biología y tabla de vida de *Myzus persicae* (Sulzer) (Hemiptera: Aphididae) en condiciones de laboratorio. *Revista de Protección Vegetal*, Vol. 26(1), 1-4.
- Dughetti, A.** (2015a). Plagas de la quinua y sus enemigos naturales en el valle inferior del río Colorado, Buenos Aires, Argentina. 1ra edición. Estación Experimental Hilario Ascasubi, Buenos Aires. Ediciones INTA. Manual, 59 p. Disponible en <http://inta.gob.ar/documentos/manual-plagas-de-la-quinua-y-sus-enemigos-naturales-en-el-valle-inferior-del-rio-colorado-buenos-aires-argentina-2015-9>
- Dughetti, A.** (2015b). La chinche diminuta *Nysius simulans*: plaga emergente en quinua y otros cultivos en el valle bonaerense del Río Colorado. Departamento de Agronomía de la Universidad Nacional del Sur. Año XII, N° 24, pp 5-8. Disponible en http://www.servicios.uns.edu.ar/institucion/files/1_AP_0_68.pdf
- Dughetti, A.; Carpintero, D.; Navarro, F.; La Rossa, R.; Aquino, D.; Martínez, J. & Zárata, A.** (2013). Artrópodos presentes en la quinua en el valle inferior del Río Colorado, Buenos Aires, Argentina. Ciencia y Tecnología de los cultivos industriales. Quinua. Año III, N° 5. Disponible en <http://inta.gob.ar/documentos/ciencia-y-tecnologia-de-los-cultivos-industriales.-quinua-5>
- Echevarría, A.; Gimeno, C. & Jiménez, R.** (1994). *Liriomyza huidobrensis* (Blanchard, 1926) (Diptera, Agromyzidae) una nueva plaga en cultivos valencianos. *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*. Vol. 20: 103-109
- Eichlin, T.D. & Cunningham, H.B.** (1978). The Plusiinae (Lepidoptera: Noctuidae) of America north of Mexico, emphasizing genitalic and larval morphology. U.S. Department of Agronomy, Technical Bulletin. 1567: 122 pp.
- Fabricius, J.C.** (1794). Entomologia systematica emendata et aucta. Secundum classes, ordines, genera, species, adjectis synonymis, locis, descriptionibus, observationibus. Tom. 4: 168.

- Falconi, C. & Ruales, C.** (1990). Quinoa hacia su cultivo comercial: Enfermedades. Quito: Latinreco, p. 95 – 105.
- FAOSTAT (Food and Agricultural organization of the United Nations Statistics Division)**, (2015). <http://faostat3.fao.org/home/E> (revisado el 18 de febrero 2016).
- Fjeldså, J. & Krabbe, N.** (1990). Birds of the high Andes. Zoological Museum, University of Copenhagen and Apollo Books. Svendborg. 876 p.
- Flanders, K. L.; Radcliffe, E. B. & Hawkes, J. G.** (1997). Geographic distribution of insect resistance in potatoes. *Euphytica*, 93(2), 201-221.
- Flavio, T.** (1997). Biología de la *Eurysacca melanocampta* Meyrick en laboratorio, Huancayo. Tesis de ingeniero agrónomo no publicado. Huancayo, Perú. Universidad Nacional del Centro.
- Fowles, T.M.; Coscarón, M.D.; Panizzi, A.R. & Carroll, S.P.** (2015). Scentsless Plant Bugs (Rhopalidae). En Panizzi, A.R.; Grazia, J. (Eds). *True Bugs (Heteroptera) of the Neotropics* (pp. 607-637). Springer Netherlands.
- Franco, J. & Mosquera, P.** (1993 a). Ampliación de la gama de hospedantes del nematodo de la oca *Thecavermiculatus andinus* sp. n (Golden, *et al* 1983) en los Andes Peruanos. *Revista Latinoamericana de la Papa* 5/6: 39-45.
- Franco, J. & Mosquera, P.** (1993 b). Patogenicidad del "nematodo de la oca" (*Thecavermiculatus andinus* sp. n) en cuatro cultivos andinos. *Revista Latinoamericana de la Papa* 5/6: 30-38.
- Franco, J.** (2003). El cultivo de la quinua y los nematodos fitoparásitos en la Región Andina de Bolivia. FAO, pp. 77-85.
- Froeschner, R.C.** (1981). Heteroptera or true bugs of Ecuador: A partial catalog. *Smithsonian Contributions to Zoology*. N° 322: 1-147
- Gandarillas, A. & Ortuño, N.** (2009). Compendio de enfermedades, insectos, nematodos y factores abióticos que afectan el cultivo de la papa en Bolivia. Fundación PROINPA. Cochabamba, Bolivia. pp. 94-132.
- Gagné, R.J.** (1986). Revision of *Prodiplosis* (Diptera: Cecidomyiidae) with descriptions of three new species. *Annals of the Entomological Society of America*, 79(1), 235-245.
- García, C.; Crespo, R. & Combe, I.** (1974). Umbral económico de infestación por *Contarinia medicaginis* Kieffer (Dipt.: Cecidomyiidae), en alfalfa. *Revista Entomológica del Perú*. Vol. 17(1): 103-106
- García, L. y Fernández-Quintanilla, C.** (1991). *Fundamentos sobre Malas Hierbas y Herbicidas*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 348 p..
- Goater, B., Ronkay, L. & Fibiger, M.** (2003). Noctuidae Europaeae. Vol. 10, Catocalinae, Plusiinae. Soro: *Entomological Press*, 452 pp.
- Göllner-Scheiding, U.** (1976). Revision der Gattung *Liorhyssus* Stål, 1870. (Heteroptera, Rhopalidae). *Deutsche Entomologische Zeitschrift*. Vol. 23; p.181-206.
- Golden, A.M.; Franco, J.; Jatala, P. & Astocaza, E.** (1983). Description of *Thecavermiculatus andinus* n. sp. (Meloidoderidae) a round cystoid nematode from the Andes Mountains of Peru. *Journal of Nematology*. Vol. 15(3): 357-363.

- Goldsmith, J.; Castillo, J. & Clarke-Harris, D.** (2013). 14 Gall Midges (Cecidomyiidae) attacking Horticultural Crops in the Caribbean Region and South America. *Potential Invasive Pests of Agricultural Crops*, 3, 240.
- Gómez, L. & Aguilar, E.** (2015). Guía del cultivo de quinua. Universidad Nacional Agraria La Molina, Programa de Investigación y Proyección Social de Cereales y Granos Nativos. 121 pp.
- Gonzales-Bustamante, L.** (1996). *Prodiplosis longifila* infestando vainas del pallar en Lima. *Revista Entomológica del Perú*. Vol. 39: 118.
- Goulard, M.D.; Specht, A.; Sosa-Gomez, D.R.; Roque-Specht, V.F. & De Barros, N.M.** (2014). Immature Stages of *Spodoptera eridania* (Lepidoptera: Noctuidae): Developmental Parameters and Host Plants. *Journal of Insect Science* 14: 1-11.
- Gutiérrez-Martínez, A.; Tolon-Becerra, A. & Lastra-Bravo, X.** (2012). Biological control of *Spodoptera frugiperda* eggs using *Telenomus remus* Nixon in maize-bean-squash polyculture. *American Journal of Agricultural and Biological Sciences*. Vol. 7 (3), 285-292.
- Headrick, D.** (2011). *A Dictionary of Entomology*. Second Edition. CABI, p.1092.
- Heie, O.E.; Pettersson, J.; Fuentes-Contreras, E. & Niemeyer, H.M.** (1996). New records of aphids (Hemiptera: Aphidoidea) and their host-plants from northern Chile. *Revista Chilena de Entomología*. Vol. 23, 83-87.
- Henry, T.J.; Dellapé, P.M. & De Paula, A.S.** (2015). The Big-Eyed Bugs, Chinch Bugs, and Seed Bugs (Lygaeoidea). En Panizzi, A. R.; Grazia J. (Eds). *True Bugs (Heteroptera) of the Neotropics*. Springer Netherlands.
- Hernández, L.M. & Henry, T.J.** (2010). Plant bugs, or Miridae (Hemiptera: Heteroptera), of Cuba. Pensoft, Sofia – Moscow. 212p.
- Hincapie, C.M.; Saavedra H.M. & Trochez, A.L.** (1993). Life cycle, behaviour and natural enemies of *Liriomyza huidobrensis* (Blanchard) on bulb onion (*Allium cepa* L.) (Spanish with English abstract). *Revista Colombiana de Entomología*, Vol.19: 51-57.
- Hill, D.S.** (1983). *Agricultural Insect Pests of the Tropics and Their Control*, 2nd Edition. Cambridge University Press, Cambridge, London, New York, New Rochelle, Melbourne, Sydney. 746 p.
- Hill, D.S.** (2008). *Pests of Crops in Warmer Climates and their control*. Springer, New York. 704p.
- Horsfall, W.R.** (1941). Biology of the black blister beetle (Coleoptera: Meloidae). *Annals of the Entomological Society of America*, Vol. 34, 114-126.
- Ikeda, A. & Ichitani, T.** (1985). Density of *Pythium zingiberum* oospores in relation to infection of *Chenopodium quinoa* seedlings. *Bulletin of the University of Osaka Prefecture*. Series B 37:13-18.
- Jolivet, P.H.** (1988). Food habitats and food selection of Chrysomelidae. Bionomic and evolutionary perspectives pp. 1-20. En Jolivet, P.; Petitpierre, E.; Hsiao, T.H. (Eds.). *Biology of Chrysomelidae*. Series Entomologica. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, The Netherlands, 537p.
- Karsholt, O.** (1994). Some moths introduced into Denmark, with remarks on this subject (Lepidoptera). *Entomologiske Meddelelser*, 62(1):1-6.

- King, A.B. & Saunders, J.L.** (1984). The invertebrate pests of annual food crops in Central America. A guide to their recognition and control. London, UK: Overseas Development Administration. 166p.
- Koch, C.K.; Waterhouse, D.F. & Cofré, S.A.** (2000). The distribution and importance of arthropods associated with agriculture and forestry in Chile. Australian Centre for International Agricultural Research.
- Konstantinov, A.S.; Vandenberg, N.J.** (1996). Handbook of Palearctic flea beetles (Coleoptera: Chrysomelidae: Alticinae). *Contributions to Entomology International* 1(3): 1-427.
- Korytkowski, C.** (2014). Contribución al conocimiento de los Agromyzidae (Diptera: Muscomorpha) en el Perú. *Revista Peruana de Entomología*. Vol. 49(1): 1-106.
- Lafontaine, J.D. & Schmidt, B.C.** (2010). Annotated check list of the Noctuoidea (Insecta, Lepidoptera) of North America north of Mexico. *ZooKeys* Vol. 40: 1-239.
- Lambrot, L.; Guerrero, M.A. & Araya, J.E.** (1999). Lepidópteros asociados al cultivo de la quinoa (*Chenopodium quinoa* Willdenow) en la zona central de Chile. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas*. Vol. 25: 203-207.
- Lane, L.** (2014). *Chenopodium quinoa* as a "universal" plant virus host. (En línea). Consultado 20 diciembre 2015. Disponible en <http://lclane.net/text/quinoa.html>
- Leach, J. G.** (1940). *Insect transmission of plant diseases*. McGraw-Hill Book Co., New York. 615p.
- León, J.** (2003). Cultivo de la Quinoa en Puno-Perú. Descripción, Manejo y Producción. Universidad Nacional del Altiplano de Puno, Ciencias Agrarias. p. 37-38.
- Lizárraga, A.D.** (1990). Biología de la mosca minadora *Liriomyza huidobrensis* Blanchard (Diptera, Agromyzidae). *Revista Latinoamericana de la Papa* Vol. 3: 30-40.
- Lizárraga, C.** (2000). Virus en raíces andinas. SEMINARIO, J comp. Raíces andinas: manual de capacitación. Lima, Perú, Centro Internacional de la Papa..
- Löbl, I.; Smetana, A. (Eds.),** (2010). *Catalogue of Palaearctic Coleoptera*, Vol. 6: Chrysomeloidea. Apollo Books, 924 pp.
- López, R.; Carmona, D.; Vincini, A.; Monterubbianesi, G. & Caldiz, D.** (2010). Population dynamics and damage caused by the leafminer *Liriomyza huidobrensis* Blanchard (Diptera: Agromyzidae), on seven potato processing varieties grown in temperate environment. *Neotropical Entomology* 39(1):108-114
- Luginbill, P.** (1928). The fall armyworm. United State Department of Agriculture. Technical Bulletin N° 34. United State Government printing office.
- McDougall, S; Watson, A.; Stodart, B.; Napier, T.; Kelly, G.; Troidahl, D. & Tesoriero, L.** (2013). Tomato, capsicum, chilli and eggplant. A field guide for the identification of insect pests, beneficials, diseases and disorders in Australia and Cambodia. Canberra, The Australian Centre for International Agricultural Research (ACIAR), 233 p.
- Meyrick, E.** (1917). Description of South American Micro-Lepidoptera. *Annals of the South African Museum*. 17(1): 1-21.

- Milchailides, T.J.; Rice, R.E. & Ogawa, J.M.** (1987). Succession and significance of several hemipterans attacking a pistachio orchard. *Journal of Economic Entomology*. Vol. 80: 398–406.
- Maes, J.M. & Göllner-Scheiding, U.** (1993). Catálogo de los Coreoidea (Heteroptera) de Nicaragua. *Revista de Nicaraguense de Entomología*. Vol. 25: 1-19.
- Menalled, F.D. & Landis, D.A.** (2008). Conservation of Ground Beetles in Annual Crops. *Encyclopedia of Entomology*. 2nd ed. Gainesville, Springer Science+Business Media B.V, p.1023-1025.
- Melo, M.C.; Dellapé, P.M.; Carpintero, D.L. & Coscarón, M.** (2004). Reduviidae, Miridae y Lygaeoidea (Hemiptera) recolectados en Colonia, Carlos Pellegrini (Esteros de Iberá, Corrientes, Argentina). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*. Vol. 63(1-2): 59-67.
- MINAGRI** (2013). *Quinoa, principales aspectos de la cadena productiva*. Ministerio de Agricultura y Riego del Gobierno de Perú, Lima, Perú, 27 pp. Disponible en: http://agroaldia.minag.gob.pe/biblioteca/download/pdf/agroeconomia/agroeconomia_quinoa.pdf.
- Molina-Ochoa, J.; Hutchison, W.D. & Blanco, C.A.** (2010). Current status of *Helicoverpa zea* and *Heliothis virescens* within a changing landscape in the southern United States and Mexico. *Southwestern Entomologist*. Vol. 35(3): 347-354.
- Montero, G.; Vignaroli, L.; Cavaglia, S. & Lietti, M.** (2007). Colza, algo nuevo en la región. *Revista Agromensajes de la Facultad de Ciencias Agrarias*, Agosto 22. Universidad Nacional de Rosario. Argentina. Disponible en: <http://www.fcagr.unr.edu.ar/Extension/Agromensajes/22/2AM22.htm>
- Montezano, D.G.; Specht, A.; Sosa-Gomez, D.R.; Roque-Specht, V.F. & De Barros, N.M.** (2014). Immature stages of *Spodoptera eridania* (Lepidoptera: Noctuidae): Developmental Parameters and Host Plants. *Journal of Insect Science*, 14: 1-11.
- Munroe, E.G.** (1995). Crambidae (Crambinae, Schoenobiinae, Cybalomiinae, Linostinae, Glaphyriinae, Dichogaminae, Scopariinae, Musotiminae, Midilinae, Nymphulinae, Odontiinae, Evergestinae, Pyraustinae). En: Heppner, J.B. (Ed.). *Atlas of Neotropical Lepidoptera. Checklist: Part 2. Hyblaeoidea - Pyraloidea - Tortricoidea 3*. Association for Tropical Lepidoptera & Scientific Publishers, Gainesville, 60–79.
- Muthaiyan, M.C.** (2009). *Principles and practices of plant quarantine*. Allied Publishers Private Limited. New Delhi. 1160p.
- NAPPO** (2009). Phytosanitary Alert System: Regulatory Action for Pea Leaf Miner (*Liriomyza huidobrensis*) - United States. NAPPO. <http://www.pestalert.org/oprDetail.cfm?oprID=393>
- Núñez, E.** (2008). Plagas de paltos y cítricos en Perú. *Manejo de Plagas en Paltos y Cítricos*. La Cruz, Instituto de Investigaciones Agropecuarias, pp.324-364. .
- Ochoa-Vizarreta, R. & Franco-Navia, J.** (2013). Morfología y biología de la polilla de la quinua *Eurysacca melanocampta* Meyrick, 1917, (Lepidoptera: Gelechiidae), de Cusco. *Bioma* 2013: 35-38.
- Orlova-Bienkowskaja, M.J.** (2015). *Epitrix papa* sp. n. (Coleoptera: Chrysomelidae: Galerucinae: Alticini), previously misidentified as *Epitrix similaris*, is a threat to potato production in Europe. *European Journal Entomology*. 112(4): 824–830.

- Ogórek, R.; Lejman, A.; Pusz, W.; Mituch, A. & Miodyńska, P.** (2012). Characteristics and taxonomy of *Cladosporium* fungi. *Mikologia lekarska*, 19(2), 80-85.
- Ortiz, R. & Zanabria, E.** (1979). Plagas: En quinua y Kañiwa, cultivos andinos. IICA Edit. Bogotá Colombia. Serie: Libros y Materiales educativos. 121-136.
- Otazú, V. & Salas, B.** (1975). Una enfermedad bacteriana en quinua. *Fitopatología*. N° 10:79.
- Otazú, V. & Salas, B.** (1977). La podredumbre marrón del tallo de la quinua (*Chenopodium quinoa*) causada por *Phoma exigua* var. *foveata*. *Fitopatología*. N°12: 54-58.
- Pande, Y.D.** (1969). Biology of *Hymenia recurvalis* Fabricius (Pyralidae: Lepidoptera) as a defoliator of the serious «kharif» weeds in Rajasthan. *Indian Journal of Science and Industry*, 3(2): 107-108.
- Pande, Y.D.** (1973). Some Observations on the Bionomics of *Hymenia recurvalis* F. (Lepid. Pyralidae) feeding in *Trianthema monogyna* and *Amaranthus viridis* in India. *Zeitschrift für Angewandte Entomologie*, Vol. 72: 362-366.
- Palma, J.; Maebe, K.; Guedes, J.V. & Smagghe, G.** (2015). Molecular variability and genetic structure of *Chrysodeixis includens* (Lepidoptera: Noctuidae), an important soybean defoliator in Brazil. *Journal Plos One* Vol. 10(3): e0121260.
- Parrella, M.P.; Allen W.W. & Morishita, P.** (1981). Leafminer species causes California mum growers new problems. *California Agriculture* 35(9-10): 28-30.
- Pastrana, J. A.** (2004). Los Lepidópteros Argentinos: sus plantas hospedadoras y otros substratos alimenticios. *Sociedad Entomológica Argentina*, Buenos Aires, Argentina. 334 pp.
- Passoa, S.** (1991). Color identification of economically important *Spodoptera* larvae in Honduras (Lepidoptera: Noctuidae). *Insecta Mundi* 5: 185 – 196.
- Peña, J.E.; Gagne, R.; Duncan, R.** (1989). Biology and Characterization of *Prodiplosis longifila* (Diptera: Cecidomyiidae) on Lime in Florida. *Florida Entomologist*, 72(3): 444-450.
- Pinkas, L.; Oliphant, M.S. & Iverson, I. L.** (1971). Foods habits of albacore, bluefin tuna and bonito. *California Fish and Game*. 152:1-105.
- Pearson, D. & Plenge, M. A.** (1974). Puna bird species on the coast of Peru. *Auk*, 91: 626-631.
- Plata, G.; Bonifacio, A.; Navia, O.; Garandillas, A.** (2014). Las enfermedades en el cultivo de quinua. En: Saravia, R., Plata, G., Gandarillas, A. (Eds). *Plagas y enfermedades del cultivo de quinua*. Cochabamba, Bolivia. Fundación PROINPA.148 pp.
- Pogue, M.G.** (2002). A World Revision of the Genus *Spodoptera* Guenée (Lepidoptera: Noctuidae). *Memoirs of the American Entomological Society* 43: 1-202.
- Pogue, M.G. & Passoa, S.** (2000). *Spodoptera ochrea* (Lepidoptera: Noctuidae): a new host record (asparagus) from Peru and description of the female genitalia. *Annals of the Entomological Society of America*, 93: 1019-1021
- Pogue, M.G. & Simmons, R.B.** (2008). A new pest species of *Copitarsia* (Lepidoptera: Noctuidae) from the neotropical region feeding on Asparagus and cut flowers. *Annals of the Entomological Society of America*, 101:743 – 762

- Pogue, M.G.** (2013). Revised status of *Chloridea* Duncan and (Westwood), 1841, for the *Heliothis virescens* species group (Lepidoptera: Noctuidae: Heliothinae) based on morphology and three genes. *Systematic Entomology*, 38: 523–542
- Pogue, M.G.** (2014). A Review of the *Copitarsia decolora* (Guenée) (Lepidoptera: Noctuidae) Species Complex with the Description of a New Species from Chile and Argentina. *Neotropical Entomology*, 43:143 – 153.
- Poole, R.** (1989). *Lepidopterorum catalogus* (New Series). Editor Heppner J.B. Fascicle N° 118. Noctuidae Part 1-3. E. J. Brill - Flora & Fauna Publications. New York. 1314p.
- Povolný, D.** (1967). Genitalia of some nearctic and neotropical members of the tribe Gnorimoschemini (Lepidoptera, Gelechiidae). *Acta entomologica Musei Nationalis Pragae*, 37: 51-127.
- Povolný, D.** (1979). On some little known moths of the family Gelechiidae (Lepidoptera) as pests of crops. *Acta Universitatis Agriculturae, Facultad Agronómica*, 27(2):139-165.
- Povolný, D.** (1986). Gnorimoschemini of Southern South América. II the Genus *Eurysacca* (Lepidoptera gelechiidae). *Steenstrupia*, 12: 1-47.
- Povolný, D.** (1990). Gnorimoschemini of Perú and Bolivia (Lepidoptera, Gelechiidae). *Steenstrupia*, 16:153-223.
- Povolný, D.** (1997). *Eurysacca quinoae* sp. a new quinoa-feeding species of the tribe Gnorimoschemini (Lepidoptera, Gelechiidae) from Bolivia. *Steenstrupia*, 22:41-43.
- Povolný, D. & Valencia, L.** (1986). Una palomilla de papa nueva para Colombia. In curso sobre control integrado de plagas de papa, Colombia. *Memorias*, 113: 33-35.
- Powell, J.A. & Opler, P.A.** (2009). *Moths of Western North America*. Berkeley, University of California Press, 369 pp.
- Prado, E.** (2008). Conocimiento actual de Hemiptera - Heteroptera de Chile con lista de especies. *Boletín del Museo Nacional de Historia Natural*, 75: 31-75.
- PROINPA (Fundación para la Promoción e Investigación de Productos Andinos, BO).** (2008). In Herramientas Para el Desarrollo del Manejo Integrado de Plagas en la Producción de Quinoa Orgánica, La Paz, Bolivia. Informe de Proyecto no publicado. Fundación AUTAPO. 53 pp.
- Quirós, D.I.; Remaudière, G. & Nieto-Nafria, J.M.** (2009). Contribution to the knowledge of the Aphididae and Phylloxeridae (Hemiptera: Sternorrhyncha) from Panama. *Neotropical Entomology*, 38(6), 791-800.
- Quispe, R.** (2002). Dosis de *Baculovirus phthorimaea* para el control biológico de *Eurysacca melanocampta* (Meyrick) en el cultivo de la quinoa. Tesis Ing. Agr. La Paz, BO. Facultad de Agronomía. UMSA. 88 p.
- Quispe, R.; Saravia, R.; Villca, M. & Lino, V.** (2014). El complejo polilla. En: Saravia, R.; Plata, G.; Gandarillas, A. (Eds). *Plagas y enfermedades del cultivo de quinoa* (pp.49-62). Cochabamba, Bolivia. Fundación PROINPA, 148 pp.

- Remaudière, G. & Remaudière, M.** (1997). Catalogue des Aphididae du monde. Editions Quae.
- Raman, K. V. & Redolfi, I.** (1984). Progress in biological control of major potato pests. In Report of the XXII Planning Conference on Integrated Pest Management. International Potato Center (CIP). Lima, Peru (pp. 199-208).
- Rasmussen, C.; Jacobsen, S.E. & Lagnaoui, A.** (2001). Las polillas de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) en el Perú: *Eurysacca* (Lepidoptera: Gelechiidae). *Revista Peruana de Entomología*, 42: 57-59.
- Rasmussen, C.; Lagnaoui, A. & Delgado, R.** (2001). *Phytomyptera* sp. (Diptera: Tachinidae): an important natural control agent of the quinoa moth, *Eurysacca quinoae* (Lepidoptera: Gelechiidae) in the central Perú. *Tachinid Times*, 14:5-6.
- Rasmussen, C.; Lagnaoui, A. & Esbjerg, R.** (2003). Advances in the Knowledge of Quinoa Pests. *Food reviews international*, 19(1 y 2): 61-75.
- Redolfi, I.; Palacios, M. & Alcázar, J.** (1985). Hymenoptera parasitoides de *Liriomyza huidobrensis* en papa cultivada en Rimac, Cañete e Ica. *Revista peruana de entomología*. Vol. 28, pp.19-21.
- Riddick, E.W.** (2008). Ground Beetle (Coleoptera: Carabidae) Feeding Ecology. Encyclopedia of Entomology. 2nd ed. Gainesville, Springer Science Business Media B.V, p.1742-1747.
- Rings, R.W.; Arnold, F.J. & Johnson, B.A.** (1975). Host range of the black cutworm on vegetables: A bibliography. *Bulletin of the Entomological Society of America*, 21(4): 229-234.
- Robert, V.; Stegehuis, G. & Stalpers, J.** (2005). The MycoBank engine and related databases. www.mycobank.org.
- Robert, V.; Vu, D.; Amor, A. B. H.; Van de Wiele, N.; Brouwer, C.; Jabas, B. & Chouchen, O.** (2013). MycoBank gearing up for new horizons. *IMA fungus*, 4(2), 371.
- Robinson, G.; Tuck, K.; Schaffer, M. & Cook, K.** (1994). A field guide to the smaller moths of South-East Asia. Natural History Museum. *London & Malaysian Nature Society*. Kuala Lumpur, 309 pp.
- Salas, J.; Alvarez, C.; Parra, A. & Mendoza, O.** (1988). Biología y hábitos de vida de *Liriomyza huidobrensis* Blanchard el pasador de la hoja de la papa (*Solanum tuberosum*). *Agronomía tropical*, 38(4-6): 57-68.
- Salas, B.; Otazú, V.** (1975). Enfermedades en los cultivos del departamento de Puno. *Fitopatología*. N°10: 81-82.
- San Blas, G. & Barrionuevo, M.J.** (2013). Status and redescription of the South American pest species *Agrotis robusta* (Lepidoptera: Noctuidae): A history of misidentifications. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 84: 1153-1158.
- Sánchez, G.; Sarmiento, J. & Herrera, J.** (2004). *Plagas de la caña de azúcar, maíz y arroz*. Lima, Perú. Universidad Nacional Agraria La Molina, Departamento de Entomología, 98 pp.
- Sánchez, G. & Sarmiento, J.** (2002). *Plagas del cultivo de algodónero*. Lima, Departamento de Entomología, Universidad Nacional Agraria La Molina, 187 p.

- Sánchez, G. & Redolfi, I.** (1985). Parasitoides de *Liriomyza huidobrensis* y *Scrobipalpula absoluta* en papa cultivada en Lima. *Revista Peruana de Entomología*, Vol. 28, 81-84.
- Sánchez, G. & Vergara, C.** (2002). *Plagas de los cultivos andinos*. Segunda edición. Lima, Perú. Universidad Nacional Agraria La Molina, Departamento de Entomología, 74 pp.
- Sánchez, G. & Vergara, C.** (1996). Lepidopteros defoliadores del espárrago en la costa del Perú. *Revista Peruana de Entomología*, Vol. 38: 99-100.
- Sánchez, G. & Vergara, C.** (2003). *Plagas de hortalizas*. Lima, Departamento de Entomología. Universidad Nacional Agraria La Molina, 170 pp.
- Sánchez, G. & Vergara, C.** (2005). *Control Biológico Aplicado*, segunda edición, Lima, Departamento de Entomología. Universidad Nacional Agraria La Molina, 184 pp.
- Sánchez, G. & Sánchez, J.** (2008). *Manejo integrado del cultivo del espárrago en el Perú*. Lima, Perú, Instituto Peruano del Espárrago y Hortalizas, 117 pp.
- Saravia, R. & Quispe, R.** (2003). Ciclo biológico de la polilla de la quinua *Eurysacca melanocampta* Meyrick. Ficha técnica N°. 6. Fundación PROINPA. Cochabamba, Bolivia, 4 pp.
- Saravia, R. & Quispe, R.** (2006). Manejo Integrado de las Plagas Insectiles del Cultivo de la Quinua. In Manejo Agronómico de la Quinua Orgánica, La Paz, Bolivia. Fascículo 4. Módulo 2. Programa Apoyo a la Quinua Altiplano Sur. Fundación AUTAPO, Fundación PROINPA, 105 pp.
- Saravia, R.; Mamani, A.; Bonifacio, A. & Alcon, M.** (2011). Diagnóstico de los enemigos naturales de las plagas del cultivo de quinua. Fundación PROINPA. Informe Anual 2010-2011 no publicado. Rubro Granos Altoandinos. Cochabamba, Bolivia, 215 pp.
- Saravia, R.; Quispe, R.; Villca, M. & Lino, V.** (2014). Complejo Noctuoideo. En: Saravia, R.; Plata, G.; Gandarillas, A. (Eds). *Plagas y enfermedades del cultivo de quinua* (pp. 26-48). Cochabamba, Bolivia. Fundación PROINPA.
- Sattler, K.** (1973). A Catalogue of the Family-Group and Genus-Group Names of the Gelechiidae, Holcopogonidae, Lecithoceridae and Symmocidae (Lepidoptera). *Bulletin of the British Museum of Natural History (Entomology)*, 28(4): 155-282.
- Scheffer, S.J. & Lewis, M.L.** (2001). Two nuclear genes confirm mitochondrial evidence of cryptic species within *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 94: 648-653.
- Scheffer, S.J.** (2000). Molecular evidence of cryptic species within *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae). *Journal of Economic Entomology*, 93: 1146-1151.
- Scholtens, B. & Solis, M.** (2015). Annotated check list of the Pyraloidea (Lepidoptera) of America North of Mexico. *ZooKeys*, 535: 1-136
- Schulenberg, T.S.; Stortz, D.F.; Lane, D.F.; O'Neill, J.P. & Parker, T.A.** (2010). Aves de Perú. Serie Biodiversidad Corbidi 01. *Centro de Ornitología y Biodiversidad-Corbidi*. Lima, Perú. 660 p.
- Seeno, T.N. & Andrews, F.G.** (1972). Alticinae of California. Part I: *Epitrix* spp. (Coleoptera: Chrysomelidae). *The Coleopterologist Bulletin*, 26: 53-61.

- Selander, R.B.** (1981). Evidence of a third type of larval prey in blister beetles (Coleoptera: Meloidae). *Journal of the Kansas Entomological Society*, 54, 757–783.
- Selander, R.B.** (1982). Further studies of predation on meloid egg by meloid larvae (Coleoptera). *Journal of the Kansas Entomological Society*, 55, 427–441.
- Shiraishi, A.; Matsushita, N. & Hougetsu, T.** (2010). Nodulation in black locust by the Gammaproteobacteria *Pseudomonas* sp. and the Betaproteobacteria *Burkholderia* sp. *Systematic and applied microbiology*, 33(5), 269-274.
- Slack, S.A.** (1983). Identification of an isolate of the Andean strain of potato virus S in North America. *Plant Disease*, 67, 786-789.
- Solis, M.A.** (2006). Key to selected Pyraloidea (Lepidoptera) larvae intercepted at U.S. ports of entry: Revision of Pyraloidea in «Keys to some frequently intercepted lepidopterous larvae» by Weisman 1986. *USDA Systematic Entomology Laboratory*, 1-58.
- Solis, M.A.** (2010). North American *Herpetogramma* Lederer, 1863 (Lepidoptera: Crambidae: Spilomelinae): type specimens and identity of species in the United States and Canada. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 112: 451–463.
- Specht, A.; Paula-Moraes, S.; Sosa-Gómez, R.** (2014). Host plants of *Chrysodeixis includens* (Walker) (Lepidoptera, Noctuidae, Plusiinae). *Revista Brasileira de Entomologia: A Journal of Insect and Evolution*, 59. 343–345
- Spencer, K.A.** (1973). *Agromyzidae (Diptera) of Economic Importance*. Dordrecht, Springer Science+Business Media B.V., 418 p.
- Spencer, K.A.** (1990). *Host Specialization in the World Agromyzidae (Diptera)*. Dordrecht, Kluwer Academic Publishers, 444 p.
- Steill, J. & Meyer, J.** (2003). The Rhopalidae of Florida. *Insect classification project*, 4(30), 1-23.
- Strand, M.R.** (1990). Characterization of larval development in *Pseudoplusia includens* (Lepidoptera : Noctuidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 83, 538–544.
- Tapia, M.; Gandarillas, H.; Alandia, S.; Cardozo, A.; Otazú, V.; Ortiz, R.; Rea, J.; Salas, B.; Zanabria, E. & Mujica, A.** (1979). *La Quinoa y La Kañiwa: Cultivos Andinos*. Oficina Regional para América Latina. Bogotá, Colombia, pp. 142-147.
- Tapia, M. & Fries, A.M.** (2007). *Guía de campo de los Cultivos Andinos*. FAO y ANDE-Perú. pp. 86.
- Testen, A. & Backmann, P.** (2013). First Report of *Ascochyta* leafspot caused by *Ascochyta* sp. in the United State. *APS Journal*, 97 (6): 844.
- Testen, A.; McKemy, J. & Backman, P.** (2013). First report of *Passalora* leafspot of quinoa caused by *Passalora dubia* in the United States. *Plant Disease*, 97:139.
- Triplehorn, C.A. & Johnson, N.F.** (2005). *Borror and DeLong's Introduction to the Study of Insects*. 7th ed. Belmont, Peter Marshall, 864 pp.
- Valarezo, O.; Cañarte, E.; Navarrete, B. & Arias, M.** (2003). *Prodiplosis longifila*, principal plaga del tomate en el Ecuador. Guayaquil, INIAP & CEDEGE, 79 pp.

- Valencia, L. & Valdivia, R.** (1973). Noctuideos del valle de Ica, sus plantas hospederos y enemigos naturales. *Revista Peruana de Entomología*. Vol 16. N°1: 94-191.
- Valenzuela-Herrera, V.; Redondo-Juárez, E. & Bujanos-Muñiz, R.** (2003). Detección de Virus por Serología y Plantas Indicadoras en el Tubérculo-Semilla y Plantas de Cultivo de Meristemas en Papa (*Solanum tuberosum* L.) var. Alfa. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 21(2), 176-180.
- Van der Aa, H. A. & Van Kesteren, H. A.** (1979). Some pycnidial fungi occurring on *Atriplex* and *Chenopodium*. *Persoonia - Molecular Phylogeny and Evolution of Fungi*, 10(2), 267-276.
- Van-Emden, H.F.** (2013). *Handbook of Agricultural Entomology*. 1rst ed. Reading, John Wiley & Sons, Ltd, 312 p.
- Vasantharaj, B. & Ananthakrishnan, T.** (2004). *General and applied entomology*. New Delhi Tata McGraw-Hill. Second Edition. 1184p.
- Vennette, R.C. & Gould, J.R.** (2006). A pest risk assessment for *Copitarsia* spp., insects associated with importation of commodities into the United States. *Euphytica* 148:165 – 183.
- Vergara, C. & Raven, K.** (1989). Tachinidae (Diptera) registrados en el Museo de Entomología de la Universidad Nacional Agraria La Molina. *Revista Peruana de Entomología*. Vol. 32.
- Vergara, C.E. & Sánchez, G.A.** (1983). Pyralidae registrados en el Museo de Entomología de la Universidad Nacional Agraria La Molina. Parte I. *Revista Peruana de Entomología*, Vol. 26(1): 89-90.
- Valoy, M.; Bruno, M.; Prado, F. & González, J.** (2011). Insectos asociados a un cultivo de quinoa en Amaicha del Valle, Tucumán, AR. *Acta zoológica Lilloana*, 55 (1): 16-22.
- Vilca, K.** (2010). Contribución al conocimiento de las especies de la familia Aphididae del Callejón del Huaylas – Áncash. Tesis Magister Scientiae no publicado. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima, Perú.135p.
- Vilimová, J. & Rohanová, M.** (2010). The external morphology of eggs of three Rhopalidae species (Hemiptera: Heteroptera) with a review of the eggs of this family. *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae*, 50(1), 75-95.
- Wei, J.; Zou, L.; Kuang, R. & He, L.** (2000). Influence of Leaf Tissue Structure on Host Feeding Selection by Pea Leafminer *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae). *Zoological Studies*, 39(4): 295-300.
- Werner, F.G. (1945)**. Revision of the genus *Epicauta* in America north of Mexico, *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology at Harvard College*, 95, 421–517, 7 pls.
- Werner, F.G. (1949)**. Additions to *Epicauta*, with new synonymy and a change of names (coleoptera: Meloide). Biological Laboratories, Harvard University. *Psyche* Vol. 56 N° 3. p 93-111.
- Werner, F.G. (1954)**. A review of the subgenus *Gnathospasta* of the genus *Epicauta* (Meloidae), *Coleopterists Bulletin*, 8, 25–27.
- Wilcox, J. & Howland, A.F.** (1955). Control of the Pea Leaf Miner in Southern California. *Journal of Economic Entomologist*, 48 (5): 579-581.

- Wille, J.E.** (1952). Entomología Agrícola del Perú. Segunda Edición. Lima, Estación Experimental Agrícola de La Molina, 468 p.
- Yabar, E. & Baca, B.** (1981). Algunos lepidópteros que atacan al tarwi (*Lupinus mutabilis*) en el Cusco. *Revista Peruana de Entomología*, Vol. 24(1): 81-85.
- Yaya, R.** (1964). Control químico de *Pachyzancla bipunctalis* en quinua. *Revista Peruana de Entomología*, Vol. 7(1): 49-52.
- Yeh, S.D.; Lin, Y.C.; Cheng, Y.H.; Jih, C.L.; Chen, M.J. & Chen, C.C.** (1992). Identification of tomato spotted wilt-like virus on watermelon in Taiwan. *Plant Disease*, 76(8), 835-40.

ANEXO 1. LISTA DE ARTRÓPODOS FITÓFAGOS ASOCIADOS AL CULTIVO DE QUINUA

ORDEN	FAMILIA	ESPECIE
ORTHOPTERA	Romaleidae	<i>Chromacris speciosa</i> (Thunberg, 1824)
	Acrididae	<i>Dichroplus maculipennis</i> Blanchard, 1851
		<i>Rhammatocerus pictus</i> (Bruner, 1900)
	Gryllidae	<i>Gryllus assimilis</i> (Fabricius, 1775)
HEMIPTERA	Cicadellidae	<i>Anacuerna centrolinea</i> (Melichar, 1925)
		<i>Bergalia</i> sp.*
		<i>Borogonalia impressifrons</i> (Signoret, 1854)
		<i>Empoasca</i> spp.*
		<i>Paratanus</i> spp.*
		<i>Paratanus exitiosus</i> (Beamer, 1943)
		<i>Paratanus yusti</i> Young, 1957
	Aphidae	<i>Aphis craccivora</i> Koch, 1854
		<i>Aphis gossypii</i> Glover, 1877
		<i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas, 1878)
		<i>Myzus persicae</i> (Sulzer, 1776)
	Triozidae	<i>Trioza chenopodii</i> Reuter, 1876
	Pentatomidae	<i>Nezara viridula</i> Linnaeus, 1758
		<i>Thyanta (Argosoma) patruelis</i> (Stål, 1859)
		<i>Thyanta (Phacidium) aeruginosa</i> Berg, 1878
		<i>Dichelops furcatus</i> (Fabricius, 1775)
	Lygaeidae	<i>Nysius simulans</i> (Stål, 1860)
	Coreidae	<i>Leptoglossus chilensis</i> (Spinola, 1852)
	Rhopalidae	<i>Xenogenus picturatum</i> Berg, 1883
		<i>Liorhyssus hyalinus</i> (Fabricius, 1794)
Miridae	<i>Orthotylus (Melanotrichus) flavosparsus</i> (Sahlberg, 1842)	
	<i>Dagbertus</i> sp.*	
THYSANOPTERA	Thripidae	<i>Frankliniella tuberosi</i> Moulton, 1933
		<i>Frankliniella</i> sp.
	Phlaeothripidae	<i>Haplothrips (Trybomiella) fiebrigi</i> Priesner, 1931
DIPTERA	Agromyzidae	<i>Liriomyza huidobrensis</i> (Blanchard, 1926)
		<i>Liriomyza braziliensis</i> (Frost, 1939)
	Cecydomiidae	<i>Prodiptosis longifila</i> Gagné, 1986
COLEOPTERA	Curculionidae	<i>Acanthoscelides</i> sp.*
		<i>Adioristus</i> sp.*
	Chrysomelidae	<i>Acalymma demissa</i>
		<i>Calligrapha curvilinea</i> Stal, 1859
		<i>Diabrotica</i> sp.*
		<i>Diabrotica speciosa</i> (Germar, 1824)
		<i>Epitrix subcrinita</i> (J. L. LeConte, 1857)
		<i>Epitrix yanazara</i> Bech

* Especie no identificada

ORDEN	FAMILIA	ESPECIE
COLEOPTERA	Meloidae	<i>Epicauta latitarsis</i> (Haag-Rutenberg, 1880)
		<i>Epicauta</i> sp.
		<i>Epicauta willei</i> Denier, 1940
		<i>Epicauta adspersa</i> Klug, 1825
		<i>Epicauta atomaria</i> Germar, 1821
		<i>Meloe</i> sp.*
	Elateridae	<i>Conoderus</i> sp.*
Tenebrionidae	<i>Pilobalia</i> sp.*	
LEPIDOPTERA	Gelechiidae	<i>Eurysacca melanocampta</i> (Meyrick, 1917)
		<i>Eurysacca quinoa</i> Povolný, 1997
		<i>Eurysacca media</i> Povolný, 1986
		<i>Symmetrischema</i> sp.*
		<i>Chrysoesthia</i> sp.*
	Geometridae	<i>Perizoma sordescens</i> Dognin, 1908
	Noctuidae	<i>Agrotis ipsilon</i> (Hufnagel, 1776)
		<i>Copitarsia</i> spp.**
		<i>Chloridea virescens</i> (Fabricius, 1777)
		<i>Dargida grammivora</i> Walker, 1856
		<i>Dargida acanthus</i> (Herrich-Schäffer, 1869)
		<i>Feltia experta</i> (Walker)
		<i>Helicoverpa quinoa</i> Pogue & Harp
		<i>Helicoverpa titicacae</i> Hardwick, 1965
<i>Helicoverpa atacamae</i> Hardwick, 1965		
LEPIDOPTERA	Noctuidae	<i>Helicoverpa zea</i> (Boddie, 1850)
		<i>Helicoverpa titicaquensis</i>
		<i>Helicoverpa gelotopoeon</i> (Dyar, 1921)
		<i>Peridroma saucia</i> (Hübner, 1808)
		<i>Mythimna unipuncta</i> (Haworth, 1809)
		<i>Rachiplusia nu</i> (Guenée, 1882)
		<i>Spodoptera frugiperda</i> (J. E. Smith, 1797)
		<i>Spodoptera eridania</i> (Stoll, 1781)
		<i>Spodoptera ochrea</i> (Hampson, 1909)
	Crambidae	<i>Herpetogramma bipunctalis</i> (Fabricius, 1794)
		<i>Spoladea recurvalis</i> (Fabricius, 1775)
		<i>Achyra bifidalis</i> (Fabricius, 1794)
	Pyralidae	<i>Dolichomia</i> sp.*
	Erebidae	<i>Spilosoma virginica</i> (Fabricius, 1798)
ACARINA	Tetranychidae	<i>Tetranychus urticae</i> (Koch), 1836

* Especie no identificada

** Varias especies involucradas, no identificadas.

*** Varias especies involucradas, pero su estatus específico está recientemente aclarado.

ANEXO 2. GLOSARIO DE TÉRMINOS

Carrera Luján

- 1. Acame:** Hace referencia al tumbado de las plantas, por acción mecánica del viento, o por el simple debilitamiento de los tallos.
- 2. Ala anterior:** Primer par de alas, surgen del segundo segmento torácico del insecto (mesotórax).
- 3. Ala posterior:** Segundo par de alas, surgen del tercer segmento torácico del insecto (metatórax).
- 4. Antena bipectinada:** Antenas que exhiben 2 líneas de procesos a manera de dientes de peines a lo largo de su longitud.
- 5. Antena filiforme:** Antenas delgada como un hilo, sin pelos laterales o dilataciones.
- 6. Área adfrontal:** En área frontal de la capsula cefálica de larvas de lepidóptera. Área comprendida entre las suturas adfrontales y las líneas ecliciales (Ver el Anexo 8).
- 7. Abdomen:** Tercer región del cuerpo de un insecto, ubicado posterior al tórax. Carece de apéndices locomotores. Su principal función es albergar los principales órganos.
- 8. Ápoda:** Carente de patas.
- 9. Aguzada:** En referencia a la forma de algún área u órgano en el cuerpo del insecto; estructura lanceolada, alargada o aguda.
- 10. Biofungicida:** Fungicida de origen natural.
- 11. Binomio:** Referido al nombre científico de un ser viviente, que está compuesto por el nombre genérico y el nombre específico.
- 12. Capsula cefálica:** En larvas de lepidóptera, la región anterior y esférica del cuerpo de la larva; articulada al cuerpo, porta órganos sensoriales, apéndices bucales y spinneret. La coloración puede variar desde muy clara hasta café oscuro.
- 13. Corium:** En adultos de Heteroptera, área basal del primer par de alas modificadas (hemélitro), la cual se caracteriza por su naturaleza dura, coriácea y ausencia de venación.
- 14. Cornículos:** En áfidos (pulgones), procesos de forma tubular de ápice trunco ubicados a ambos lados del área dorsal del quinto o sexto segmento abdominal.
- 15. Chinche:** Denominación dada a un insecto adulto o inmaduro perteneciente al Suborden Heteróptera, Orden Hemiptera.
- 16. Cutícula:** Parte externa del integumento, es una cubierta que se extiende a lo largo de todo el cuerpo; sus capas externas conforman la exuvia que se desprende en cada proceso de muda.
- 17. Cremáster:** Estructura compuesta de una o más espinas a manera de ganchos curvados ubicados en el ápice del último segmento abdominal, ventral posterior a los orificios genitales. Constituye una estructura de anclaje al sustrato, pero principalmente de movimiento dado que solo los últimos segmentos abdominales tienen movimiento y el cremáster constituye el órgano principal en la emergencia del adulto (Ver Anexo 7).

- 18. Cosmopolita:** Dicho de un ser vivo que habita o puede habitar en la mayor parte de los climas y lugares.
- 19. Costillas radiales:** En huevo de lepidóptera, ornamentaciones longitudinales a que sobresalen en el corion, pueden definirse también como bordes o costas ornamentales que van convergiendo hacia el ápice superior o polar del huevo.
- 20. Cauda:** Proceso en el ápice del abdomen semejante a una cola; en áfidos (pulgones), estructura modificada de último segmento abdominal que varía en forma, pueden ser alongados, triangulares o en forma de dedo. Posee carácter taxonómico.
- 21. Conidia:** Espora asexual de ciertos hongos.
- 22. Dorsal:** En referencia a la parte superior de cualquier región del cuerpo u órgano del insecto.
- 23. Dimorfismo sexual:** Diferencia en forma y/o coloración dentro de la misma especie entre individuos hembras y machos.
- 24. Diapausa estival:** Es un estado fisiológico de inactividad y baja actividad metabólica, está desencadenado y finalizado por factores específicos. A menudo es una estrategia de sobrevivencia a condiciones ambientales desfavorables, por ejemplo las altas temperaturas del estío.
- 25. Escamas:** Son setas modificadas, en el Orden Lepidoptera presentan forma aplanada como una placa; debido a la luz y la pigmentación pueden dar la ilusión de iridiscencia.
- 26. Epidermis:** Es una capa de células presente en el integumento que se encarga de secretar la cutícula.
- 27. Esporulación felposa:** Esporulación con apariencia algodonosa.
- 28. Eclósión:** Es el rompimiento del corion del huevo debido a la emergencia del primer estadio inmaduro del insecto.
- 29. Élitro:** En Coleoptera, modificación del primer par de alas cuya superficie es coriácea; su función es cubrir las alas posteriores, las cuales son membranosas.
- 30. Estadio:** Etapa por las que atraviesa el estado de desarrollo inmaduro de un insecto, antes de llegar a la adultez y después de eclósión del huevo.
- 31. Expansión alar:** Es la medida referencial usada para comparar el tamaño de dos individuos adultos del Orden Lepidóptera que se obtiene midiendo la distancia entre los márgenes externos de las alas anteriores, los cuales después de un montaje correcto se mantienen paralelos al cuerpo.
- 32. Escutelo:** En Heteroptera, placa de forma triangular que corresponde a la división posterior del dorso (*notum*) del mesotórax. Puede presentar variaciones, pero usualmente restringido al área entre los hemélitros.
- 33. Espiráculo:** Abertura externa del sistema traqueal, de forma mayormente redondeada. Función respiratoria.

- 34. *Espiritrompa*:** En la mayoría de adultos de Lepidoptera, nombre dado al órgano que se forma por la modificación de las gáleas alargadas a manera de sifón y que se unen para conformar la proboscis, la cual se enrolla en reposo y se distiende para tomar los alimentos.
- 35. *Fitófago*:** Dícese del organismo que se alimenta de materias vegetales.
- 36. *Fractura del cuneus*:** En adultos de Heteroptera, línea o división que separa dos regiones del corium, este último y el Cuneus ubicado en el margen posterior y lateral.
- 37. *Frente (cabeza)*:** Región frontal superior de la cabeza de los insectos, generalmente se ubica entre ambos ojos compuestos en el caso de insectos adultos.
- 38. *Gránulos (en la cutícula)*:** Hace referencia a una superficie rugosa o finamente ornamentada, contrario a una superficie glabra o lisa.
- 39. *Genas*:** En la región lateral del cráneo de la cabeza del insecto, área inferior a los ojos compuestos.
- 40. *Glabro*:** En alusión a cualquier superficie, órgano o región del cuerpo del insecto, área carente de pubescencia ornamentación o rugosidad.
- 41. *Halteres*:** En adultos de Díptera, modificaciones de las alas posteriores, las alas se reducen a pequeños órganos de forma claviforme, cuya función es mantener la estabilidad en el vuelo.
- 42. *Huevos en masa*:** Se denomina "masa" al grupo numeroso de huevos ovipuestos juntos y pegados entre sí por lo fluidos del proceso de oviposición.
- 43. *Instar*:** Etapa por las que atraviesa el estado de desarrollo inmaduro de un insecto antes de llegar a la adultez y después de eclosión del huevo.
- 44. *Incertae sedis*:** Expresión que se usa para señalar el estatus taxonómico incierto de una especie, es decir, la incapacidad para ubicar exactamente un organismo dentro de una clasificación.
- 45. *Insecticida o fungicida sistémico*:** Hace referencia a un insecticida o fungicida que tiene la peculiaridad de ingresar a la planta y circular por la savia.
- 46. *Insecticida o fungicida de contacto*:** Hace referencia a un insecticida o fungicida que causa la muerte del insecto u hongo, respectivamente, mediante el contacto directo.
- 47. *Línea subspiracular*:** En larvas de Lepidoptera, banda o línea coloreada a lo largo y debajo de la banda donde se encuentran los espiráculos.
- 48. *Lesión ojival*:** Lesión que tiene forma de ojiva, la cual se caracteriza por presentarse en forma de arcos circulares y concéntricos.
- 49. *Los Andes*:** Cadena de montañas de América del sur, surca el continente desde Colombia hasta Chile.
- 50. *Mancha orbicular*:** En alas anteriores de Lepidoptera, es una marca o mácula de forma generalmente circular ubicada en el punto medio aproximado de la membrana alar.

- 51. Mandíbula:** Par de apéndices articulados a la capsula cefálica, su forma podrá variar según la conducta alimenticia del insecto; serán conspicuas, redondeadas y dentadas si el insecto es masticador, y estarán modificadas y alargadas como estiletes si la conducta es picar y succionar.
- 52. Maleza:** Malas hierbas que emergen voluntariamente en los campos de cultivo y alrededores.
- 53. Mancha clorótica:** Mancha con una coloración amarillenta.
- 54. Manejo Integrado del cultivo:** Es un sistema de trabajo que se orienta a combinar diversas estrategias que consideran de igual forma todos los factores que influyen en el desarrollo del cultivo. La tendencia es incluir el manejo de plagas, enfermedades y malezas en lo que podría llamarse "Protección integrada de los cultivos" (Cisneros, 1985).
- 55. Membrana:** Capa delgada de tejido carente de esclerotización.
- 56. Margen externo del ala:** En alas anteriores de lepidóptera, extremo distal del ala anterior de lepidóptera; el margen externo es paralelo al cuerpo del insecto.
- 57. Mesopleura:** En el segundo segmento torácico, se denomina mesopleura a los escleritos laterales del mesotórax.
- 58. Mesonoto:** En el segundo segmento torácico, se denomina mesonoto a la superficie dorsal del mesotórax.
- 59. Minas serpenteantes:** Daño de las larvas de las moscas minadoras en las que consumen el tejido foliar debajo de la epidermis y en forma de serpentina.
- 60. Morfotipo:** Dentro de una especie, las variaciones morfológicas de un grupo de individuos que lo distinguen del resto. Categoría en la cual un insecto es clasificado de acuerdo a su forma y apariencia.
- 61. Ninfa:** Un insecto de metamorfosis gradual tiene los siguientes estados: Huevo, ninfa y adulto.
- 62. Oosporas:** Espora sexual de ciertos hongos.
- 63. Oviposición:** Proceso por el cual el insecto hembra adulto deposita los huevos haciendo uso del ovipositor.
- 64. Oviponer aisladamente:** Acción de depositar los huevos de manera individual en el sustrato y sin guardar ningún patrón en particular.
- 65. Palpo maxilar:** apéndice segmentado de las maxilas del insecto, parte de las piezas bucales.
- 66. Palpo labial:** apéndice segmentado del labium del insecto, parte de las piezas bucales.
- 67. Periodo de incubación:** Periodo de tiempo transcurrido entre la oviposición y la eclosión del huevo donde se lleva a cabo el desarrollo embrionario.

- 68. Periodo larval:** Estado inmaduro entre el huevo y la pupa; como característica fundamental está la diferencia del adulto por su forma y la ausencia de alas; es un estado de desarrollo gradual basado en mudas sucesivas. A lo largo del periodo larval la alimentación y el máximo crecimiento es la máxima prioridad del sistema para el desenvolvimiento del estado adulto
- 69. Periodo prepupal:** Es una fase que ocurre al final del desarrollo larval que no presenta muda adicional; se caracteriza por la ausencia de alimentación, movimiento limitado y variaciones en el tamaño y aspecto del integumento.
- 70. Periodo pupal:** Estado de desarrollo de los insectos holometábolos entre la larva inmadura y el adulto, en este estado se lleva a cabo la mayor reorganización estructural.
- 71. Pupa desnuda:** En referencia a aquellas pupas que tienen los apéndices libres sin presentar uniones con el cuerpo. Ejemplo: Orden Coleóptera e Hymenoptera.
- 72. Pupa obtecta:** Pupa que presenta los apéndices comprimidos contra el cuerpo y soldados por la secreción producida durante la última muda larval. Ejemplo: Lepidoptera.
- 73. Plaga clave:** Son especies de insectos que todos los años se presentan en poblaciones altas ocasionando daño económico; usualmente son pocas especies, que en condiciones normales del cultivo carecen de factores de represión natural. Por lo general se trata de plagas introducidas a lugares donde el clima resulta favorable y carece de enemigos naturales eficientes; puede tratarse también de especies nativas de insectos que se han adaptado a cultivos introducidos o a nuevas variedades de plantas. (Cisneros, 1985)
- 74. Plaga potencial:** Son aquellas poblaciones de insectos u otros fitófagos que bajo las condiciones existentes en el campo no afectan la cantidad ni la calidad de las cosechas; suelen constituir la mayoría de las especies de insectos en un campo agrícola y se presentan en poblaciones bajas. (Cisneros, 1985)
- 75. Plaga ocasional:** Son poblaciones de insectos que se presentan en cantidades perjudiciales solamente en ciertas épocas o años, mientras en otros periodos carecen de importancia económica. El incremento de estas poblaciones suele estar asociado a factores climáticos, variaciones en las prácticas culturales, deficiencia temporal en la represión por enemigos naturales y otros factores. (Cisneros, 1985)
- 76. Pleural:** En referencia a los escleritos Pleurales, ubicados en las regiones laterales del de cualquier región del cuerpo del insecto.
- 77. Pinácula:** En larvas de lepidóptera, áreas esclerotizadas pequeñas planas o ligeramente elevadas, porta una seta; de forma variada, pero mayormente redondeada.
- 78. Pupario:** En relación al Orden Díptera (moscas), la exuvia del tercer estadio larval dentro del cual se forma la pupa. De forma cilíndrica con extremos redondeados, usualmente es de color marrón oscuro cuando el adulto esta pronto a emerger.
- 79. Periodo de campo limpio:** Periodo en el cual no hay cultivo, con el objetivo de hacer descansar el terreno y romper el ciclo biológico de las plagas.
- 80. Picnidia:** Cuerpo frutifero asexual de ciertos hongos, dentro del cual contiene las conidias.
- 81. Quitina:** Polisacárido componente principal del cuerpo de los insectos.

- 82. Radícula:** Raíz principal de la planta germinada.
- 83. Reticulación (cabeza):** En larvas de lepidóptera, pequeñas ornamentaciones a manera de motas diminutas presentes en la capsula cefálica, estas máculas pueden estar dispuestas en pequeños grupos e incluso presentar patrones que caracterizan a una especie determinada
- 84. Riego de machaco o de pre-siembra:** Riego que se realiza previo a la siembra y al arado del terreno, con el objeto de suavizar el suelo para su preparación.
- 85. Savia:** Líquido nutritivo que circula dentro de las plantas.
- 86. Tórax:** Segundo segmento del cuerpo de un insecto, ubicado entre la cabeza y el abdomen. Consta de tres segmentos; porta los apéndices locomotores y su principal función es el movimiento del individuo.
- 87. Tubérculo setífero:** Protuberancia redondeada del integumento que porta una seta en el ápice, mayormente en larvas de Lepidoptera.
- 88. Trampa de melaza:** Trampa en la cual se utiliza la melaza, subproducto de la caña de azúcar, de olor dulce atrayente a ciertos insectos.
- 89. Trampa de oviposición:** Trampa en la cual el objetivo principal es brindar un lugar atractivo para la oviposición de ciertos insectos, posturas que luego serán destruidas.
- 90. Umbral de acción:** Nivel poblacional de una plaga en la cual es necesario tomar una medida de control.
- 91. Vértex:** Región dorsal de la cabeza de los insectos que se ubica entre los ojos compuestos y posterior a la frente (área frontal de la cabeza).

ANEXO 4. ALGUNOS INSECTICIDAS DE USO COMÚN, CLASIFICADOS SEGUN IRAC (Insecticide Resistance Action Committee)

SUB-GRUPO QUÍMICO	GRUPO IRAC	INGREDIENTE ACTIVO
ORGANOFOSFORADOS	1A	Chlorpyrifos, Dimethoate, Malathion, Phenthoate, Profenofos.
CARBAMATOS	1B	Thiodicarb, Methomyl, Oxamyl, Carbosulfan
FENILPYRAZOLES (FIPROLES)	2B	Fipronil
PIRETROIDES	3A	Cyfluthrin, beta-Cyfluthrin, Cyhalothrin, lambda-Cyhalothrin, Cypermethrin, alpha-Cypermethrin, Deltamethrin, Fenpropathrin, Permethrin
NEONICOTINOIDES	4A	Acetamiprid, Clothianidin, Imidacloprid, Thiocloprid, Thiamethoxam,
SPINOSINAS	5	Spinetoram, Spinosad
AVERMECTINAS	6	Abamectin, Emamectin benzoate
<i>Bacillus thuringiensis</i> Y LAS PROTEÍNAS INSECTICIDAS QUE PRODUCEN	11 A	<i>Bacillus thuringiensis</i> subsp. <i>israelensis</i> <i>Bacillus thuringiensis</i> subsp. <i>aizawai</i> <i>Bacillus thuringiensis</i> subsp. <i>kurstaki</i> <i>Bacillus thuringiensis</i> subsp. <i>tenebrionis</i>
PYRROLES	13	Chlorfenapyr
NEREISTOXIN ANALOGOS	14	Cartap hydrochloride, Thiocyclam
BENZOYLUREAS	15	Chlorfluazuron, Diflubenzuron, Flufenoxuron, Lufenuron, Novaluron, Teflubenzuron, Triflumuron
CYROMAZINE	17	Cyromazine
DIACYLHYDRAZINES	18	Methoxyfenozide, Tebufenozide
METI ACARICIDAS AND INSECTICIDAS	21 A	Fenazaquin, Fenpyroximate, Pyridaben, Pyrimidifen, Tebufenpyrad, Tolfenpyrad
ROTENONE	21 B	Rotenone
OXADIAZINES	22 A	Indoxacarb
DERIVADOS DEL ÁCIDO TETRÁMICO Y TETRÓNICO	23	Spirodiclofen, Spiromesifen, Spirotetramat
Diamides	28	Chlorantraniliprole, Cyantraniliprole, Flubendiamide

Fuente: IRAC International MoA Working Group, 2015.

ANEXO 5. ALGUNOS FUNGICIDAS DE USO COMÚN, CLASIFICADOS SEGUN FRAC (Fungicide Resistance Action Committee)

GRUPO QUÍMICO	CODIGO FRAC	INGREDIENTE ACTIVO
ACYLALANINES	4	benalaxyl, benalaxyl-M (=kiralaxyl), furalaxyl metalaxyl, metalaxyl-M (=mefenoxam)
BENZIMIDAZOLES	1	benomyl, carbendazim, fuberidazole, thiabendazole
DITHIOLANES	6	isoprothiolane
<i>Bacillus</i> sp. Y LOS LIPOPEPTIDOS FUNGICIDAS PRODUCIDOS	44	<i>Bacillus subtilis</i> syn. <i>B. amyloliquefaciens</i> * strain QST 713
TRIAZOLES	3	tebuconazole, penconazole propiconazole, difenoconazole
ETHYL PHOSPHONATES	33	fosetyl-Al
DITHIO-CARBAMATES Y RELATIVOS	M 3	ferbam, mancozeb, metiram, propineb, thiram

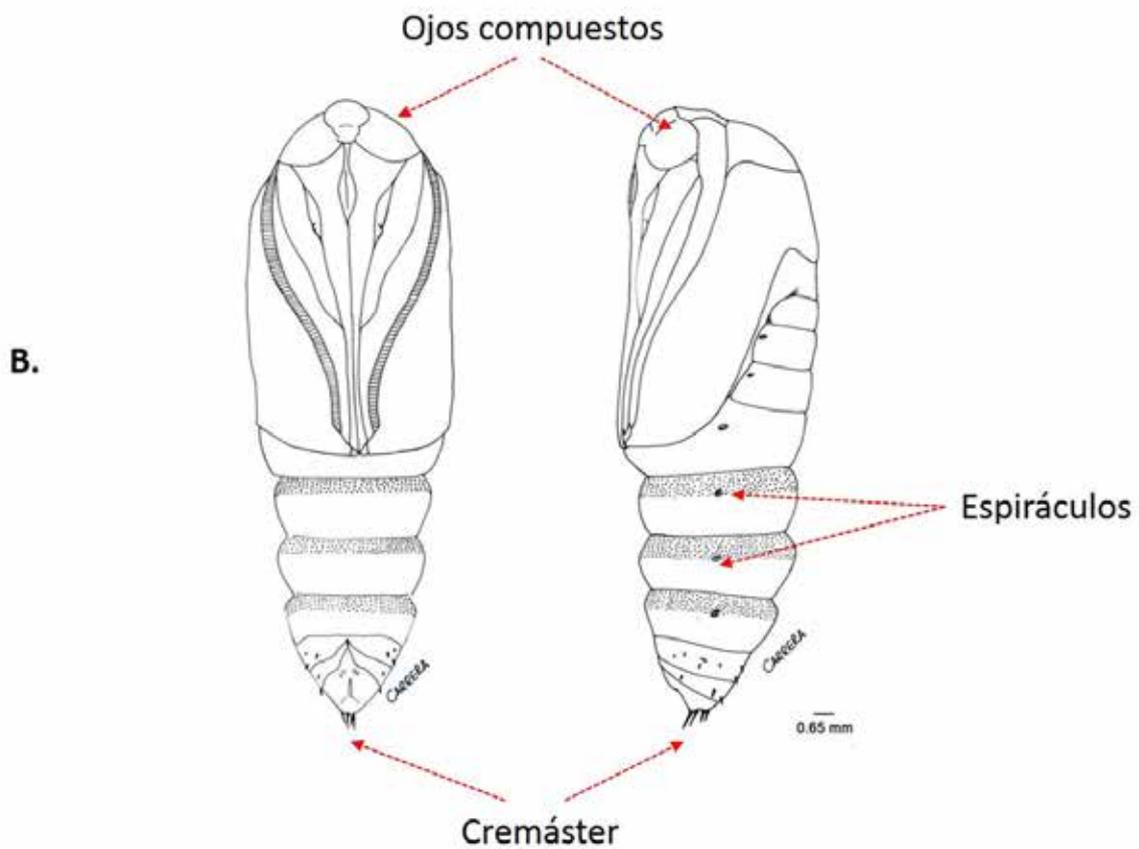
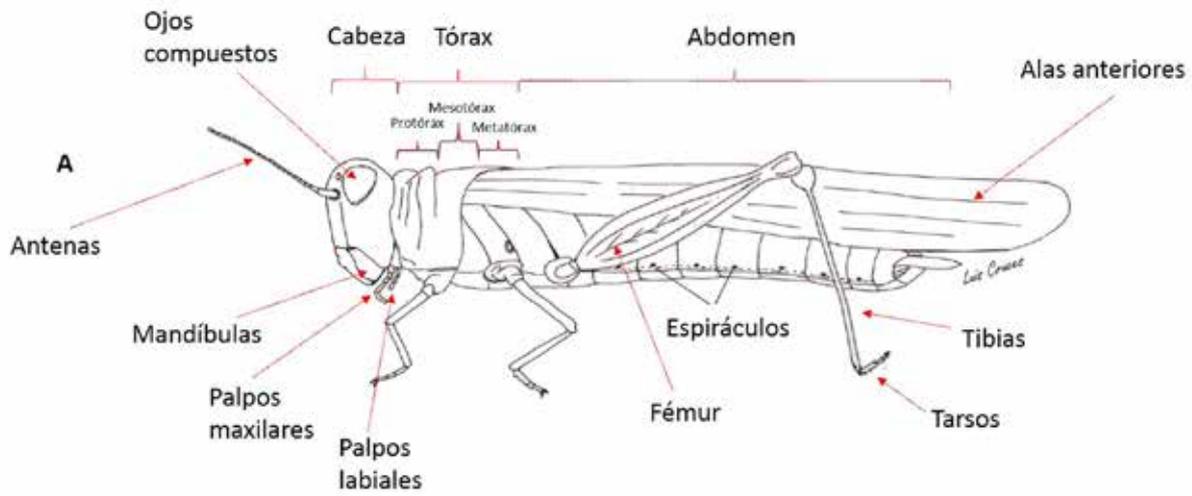
Fuente: FRAC, 2015.

ANEXO 6. SINTOMATOLOGÍA DE LOS VIRUS ASOCIADOS A LA QUINUA

Género	Virus	Formas de Transmisión	Síntoma en quinua
Carlavirus	<i>Potato Virus S</i> (PVS)	Transmisión mecánica y mediante áfidos	Puntos necróticos ó lesiones cloróticas
Comovirus	<i>Ullucus Virus C</i> (UVC)	Propagación vegetativa, contacto y escarabajos	Lesiones cloróticas y clorosis
Nepovirus	<i>Arracacha Virus A</i> (AVA)	Propagación vegetativa, nematodos, semilla sexual	Lesiones cloróticas locales, moteado sistémico, deformación de las hojas y necrosis
Cucumovirus	<i>Cucumber Mosaic Virus</i> (CMV)	Transmisión mecánica, por áfidos y por semilla	Lesiones cloróticas y necróticas locales
Potyvirus	<i>Amaranthus Leaf Mottle Virus</i> (ALMV)	Transmisión mecánica y la más eficiente mediante áfidos	Lesiones locales
Alfamovirus	<i>Alfalfa Mosaic Virus</i> (AMV)	Mediante áfidos	Lesiones locales y clorosis sistémica
Tymovirus	<i>Potato Andean Latent Virus</i> (APLV)	Transmisión por contacto y escarabajos (<i>Epitrix</i> sp.)	Lesiones locales
Potyvirus	<i>Potato Virus Y</i> (PVY)	Transmisión mecánica y la más eficiente mediante áfidos	Lesiones locales

Fuente: Antoniw y Adams (2014); Lane (2014), elaborado por Plata *et al.* (2014).

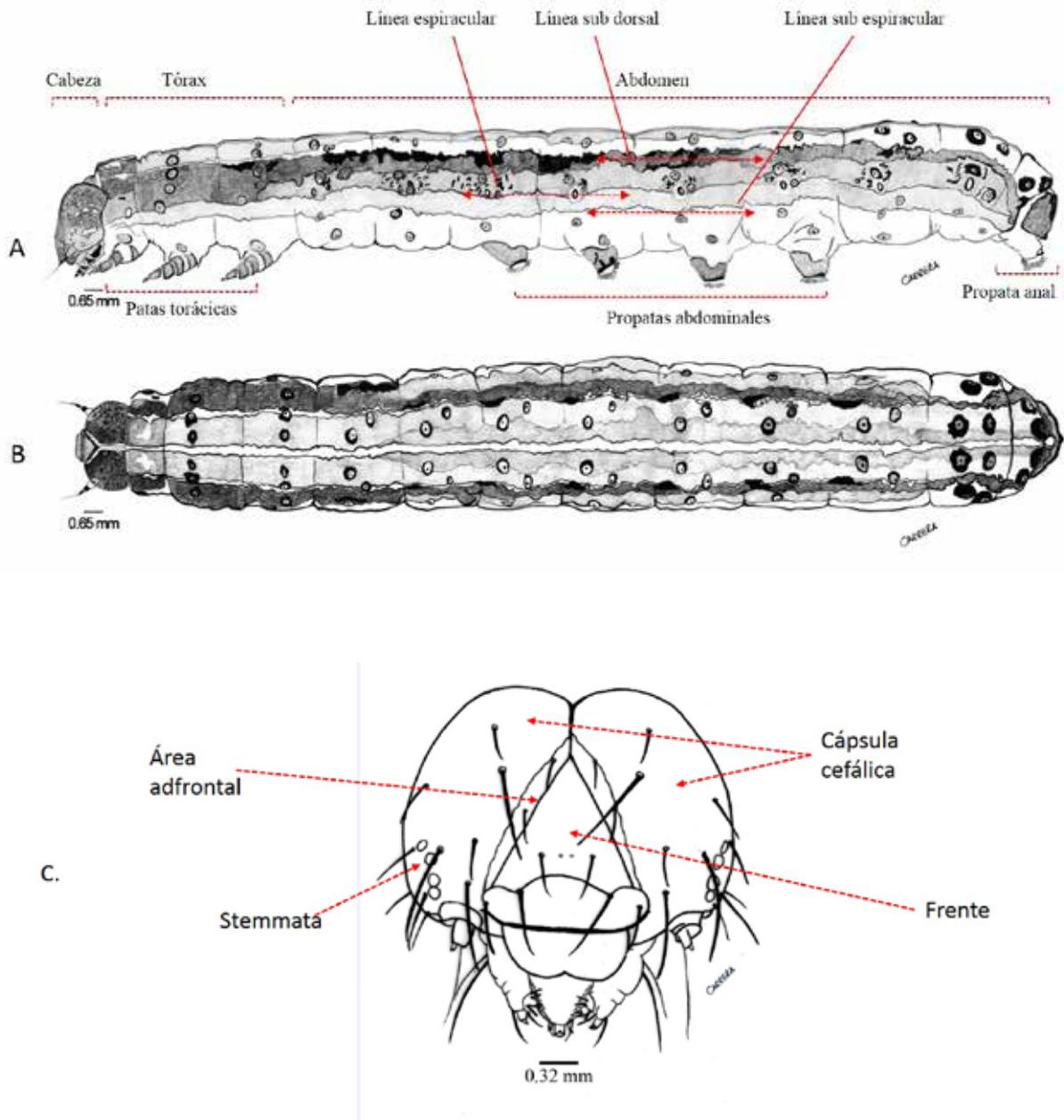
ANEXO 7. FIGURAS ESQUEMÁTICAS DE LA MORFOLOGÍA DEL INSECTO



A. Esquema general de un insecto indicando sus regiones y sus partes.

B. Esquema de la pupa de *Copitarsia corruda*.

ANEXO 8. FIGURAS ESQUEMÁTICAS DE LA MORFOLOGÍA DE UNA LARVA



- A. Larva de *Spodoptera frugiperda* en vista lateral y sus partes.
- B. Larva de *S. frugiperda* en vista dorsal. C. Esquema de la cabeza de una larva y sus partes.

ANEXO 9. LISTA DE PREDADORES FRECUENTES EN EL CULTIVO DE QUINUA Y SUS PRESAS

PREDADOR	PRESAS
<i>Calosoma argentinensis</i> , <i>Bemdidium quadrimaculatum</i> , <i>Stenolophus plebejus</i> , <i>Chlaenius</i> sp., <i>C. sericeus</i> , <i>Amara</i> sp., <i>Pterostichus</i> sp., <i>Notiobia shrusei</i> , <i>N. laevi</i>	insectos que habitan el suelo como grillos, larvas y pupas de gusanos de tierra del género <i>Agrotis</i> , <i>Feltia</i> , <i>Peridroma</i> , y aquellas larvas que bajan de la planta al suelo para empupar, como <i>Chrysodeixis includens</i> , <i>Spodoptera</i> spp., <i>Heliothis</i> spp. y <i>Copitarsia</i> spp
<i>Labidura riparia</i>	Larvas y pupas del suelo
<i>Rhinacloa</i> spp., <i>Orius insidiosus</i> , <i>Orius tricolor</i> , <i>Paratriphleps laeviusculus</i> , <i>Metacanthus tenellus</i> , <i>Geocoris punctipes</i> , <i>Geocoris pallipes</i> .	Predadores de huevos y larvas pequeñas de lepidópteros, artrópodos pequeños como trips, pulgones y ácaros.
<i>Nabis punctipennis</i> , <i>Nabis argentinus</i> , <i>Podisus chilensis</i> , <i>Podisus nigripinus</i> , <i>Zelus nugax</i>	Larvas de lepidópteros.
<i>Cycloneda sanguinea</i> , <i>Hippodamia convergens</i> , <i>Scymnus</i> sp., <i>Eriopis connexa connexa</i> , <i>Paraneda glutticolis</i> , <i>Harmonia axyridis</i> , <i>Hiperaspis festiva</i> , <i>Coccinella ancoralis</i> , <i>Cycloneda</i> sp., <i>Olla v-nigrun</i>	Principalmente pulgones, trips, huevos de lepidópteros.
<i>Allograpta exotica</i> , <i>Allograpta piurana</i> , <i>Pseudodoros clavatus</i> , <i>Syrphus shorae</i> , <i>Toxomerus</i> sp.	Pulgones
<i>Condylostylus similis</i>	Insectos pequeñitos como moscas minadoras y ácaros fitófagos
<i>Chrysoperla externa</i> , <i>Chrysoperla</i> sp., <i>Sympherobius</i> sp., <i>Hemerobius</i> sp	Pulgones y otros insectos de cuerpo blando como trips, huevos y larvas pequeñas de lepidópteros
Arañas de la familia Thomisidae, Oxyopidae, Lycosidae, Dysderidae, Salticidae	Generalistas.

ANEXO 10. LISTA DE PARASITOIDES FRECUENTES EN EL CULTIVO DE QUINUA Y SUS HOSPEDEROS MÁS COMUNES

PARASITOIDES	HOSPEDEROS
<i>Gonia peruviana</i> , <i>G. pallens</i> , <i>Archytas marmoratus</i> , <i>Linnaemya compta</i> , <i>Prosopochaeta fidelis</i> , <i>Velardemyia ica</i> , <i>Winthemia reliqua</i> , <i>Enicospilus</i> sp., <i>Ophion</i> sp., <i>Coccygomimus</i> sp., <i>Apanteles elegans</i> , <i>Chelonus</i> sp., <i>Meteorus chilensi</i>	<i>Agrotis ipsilon</i> y otros gusanos de tierra
<i>Telenomus remus</i> , <i>Archytas marmoratus</i> , <i>Winthemia reliqua</i> , <i>Eucelatoria australis</i> , <i>Protogoniops</i> sp., <i>Enicospilus merdarius</i> , <i>Campoletis flavicincta</i> , <i>C. curvicauda</i> , <i>Cotesia marginiventris</i> , <i>Chelonus insularis</i> , <i>Rogas</i> sp.	<i>Spodoptera</i> spp
<i>Litomastix trucantella</i> , <i>Euplectrus platypenae</i> , <i>Eucelatoria digitata</i> , <i>Lespesia</i> sp., <i>Voria ruralis</i>	<i>Chrysodeixis includens</i>
<i>Hemilydella fasciata</i> , <i>Archytas marmoratus</i> , <i>Euphorocera peruviana</i> , <i>Gonia</i> sp. <i>Eucelatoria australis</i> , <i>Eucelatoria digitata</i> , <i>Campoletis flavicincta</i> , <i>Devorgilla peruviana</i> , <i>Enicospilus</i> sp.	<i>Chloridea (=Heliiothis) virescens</i>
<i>Prosopochaeta setosa</i> , <i>Patelloa similis</i> , <i>Incamiya</i> sp., <i>Euphorocera peruviana</i> , <i>Winthemia</i> sp., <i>Dolichostoma arequipae</i> , <i>Peleteria robusta</i> , <i>Hyposoter</i> sp., <i>Netelia sayi</i> , <i>Euplectrus platyhypenae</i>	<i>Copitarsia</i> sp
<i>Opius</i> sp., <i>Opius scraventris</i> , <i>Closterocerus cinctipennis</i> , <i>Chrysocharis phytomyzae</i> , <i>Chrysocharis</i> sp., <i>Derostenus</i> sp., <i>Diglyphus websteri</i> , <i>Diglyphus begini</i> , <i>Zagrammosoma multilineatum</i> , <i>Agromyzophagus</i> sp.	<i>Liriomyza huidobrensis</i>
<i>Aphidius matricariae</i> , <i>A. colemani</i> , <i>Lysiphlebus testaceipes</i> , <i>Praon volucre</i>	<i>Myzus persicae</i> y <i>Macrosiphum euphorbiae</i>
<i>Phytomyptera</i> sp., <i>Copidosoma gelechiae</i> , <i>Diadegma</i> sp., <i>Meteorus</i> sp., <i>Apanteles</i> sp. y <i>Microplitis</i> sp., <i>Deleboea</i> sp., <i>Venturia</i> sp., <i>Diadegma</i> sp., <i>Copidosoma</i> sp., <i>Phytomyptera</i> sp., <i>Dolichostoma</i> sp.	<i>Eurysacca quinoae</i> y <i>E. melanocampta</i>
<i>Synopeas</i> sp.	<i>Prodiplosis longifila</i> .



La identificación y reconocimiento de las plagas es uno de los principios fundamentales del Manejo Integrado de Plagas (MIP) el cual se fundamenta en la idea de que la primera y más importante defensa frente a plagas y enfermedades en la agricultura es un agroecosistema sano en el que los procesos biológicos que sostienen la producción son objeto de protección, fomento y mejora.