

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN ENTOMOLOGÍA**



**“FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE INSECTOS FITÓFAGOS
ASOCIADOS AL CULTIVO DE QUINUA (*Chenopodium quinoa*
Willd) EN LA MOLINA, LIMA”**

Presentada por:

MELVA NELLY SOCA FLORES

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAGISTER SCIENTIAE EN ENTOMOLOGÍA**

Lima - Perú

2021

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

**ESCUELA DE POSGRADO
MAESTRÍA EN ENTOMOLOGÍA**

**“FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE INSECTOS FITÓFAGOS
ASOCIADOS AL CULTIVO DE QUINUA (*Chenopodium quinoa*
Willd) EN LA MOLINA, LIMA”**

**TESIS PARA OPTAR EL GRADO DE
MAGISTER SCIENTIAE**

Presentada por:

MELVA NELLY SOCA FLORES

Sustentada y aprobada ante el siguiente jurado:

Dr. Luz Gómez Pando
PRESIDENTE

Mg. Sc. Clorinda Vergara Cobián
ASESOR

Dr. Alexander Rodríguez Berrio
MIEMBRO

Ph. D. Jorge Castillo Valiente
MIEMBRO

A Dios por ser la fuente infinita de amor y esperanza

A mi hijo Dominic por ser mi fuerza y mi razón de vivir; a mis padres Teodosio y Trinidad; a mi esposo Roberto; y a mis hermanos Jenny, Leticia, Renato y Fernando.

A la memoria de mi hermano Ulises.

AGRADECIMIENTOS

- A la Biol., Mg. Sc. Clorinda E. Vergara Cobián, patrocinadora de la tesis, por ser mi guía durante el desarrollo del presente trabajo, por brindarme sus conocimientos y enseñanzas tanto en el aspecto profesional como en lo personal.
- A mis amigos y compañeros del museo Claus Raven Buller, por su apoyo en diversos aspectos durante el desarrollo del presente trabajo.
- A mis amigos y compañeros de estudio de la Maestría por su apoyo, solidaridad en diversos aspectos.
- A los docentes de la Escuela de Posgrado, Maestría en Entomología de la UNALM, por haber contribuido en mi formación profesional durante el estudio de posgrado.
- A la Ing. Mg. Sc. Elsa E. Valladares de López, por haberme permitido realizar el presente trabajo en los campos de cultivo del INIA.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. IMPORTANCIA DEL CULTIVO DE QUINUA	3
2.2. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DE LA QUINUA	3
2.3. DESARROLLO FENOLÓGICO DE LA QUINUA	4
2.4. EVOLUCIÓN DE LA PRODUCCIÓN DE QUINUA EN PERÚ	5
2.5. COMERCIO MUNDIAL DE LA QUINUA	7
2.6. PLAGAS REPORTADAS EN EL CULTIVO DE QUINUA	7
2.7. ESTUDIOS DE FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE INSECTOS FITÓFAGOS EN EL CULTIVO DE QUINUA	9
2.8. INSECTOS FITÓFAGOS Y SUS ENEMIGOS NATURALES REGISTRADOS EN EL CULTIVO DE QUINUA, EN LA COSTA PERUANA.	9
2.8.1. <i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande)	9
2.8.2. <i>Myzus persicae</i> (Sulzer) y <i>Macrosiphum euphorbiae</i> (Thomas)	14
2.8.3. <i>Nysius simulans</i> Stål	20
2.8.4. <i>Liorhyssus hyalinus</i> (Fabricius)	22
2.8.5. <i>Dagbertus</i> sp.	24
2.8.6. <i>Prodiplosis longifila</i> Gagné	26
2.8.7. <i>Liriomyza huidobrensis</i> Blanchard	29
2.8.8. <i>Herpetogramma bipunctalis</i> (Fabricius), <i>Spoladea recurvalis</i> (Fabricius) y <i>Nomophila</i> sp.	38
III. MATERIALES Y MÉTODOS	41
3.1. UBICACIÓN	41
3.2. VARIEDAD DE QUINUA EMPLEADA EN EL ESTUDIO	42

3.3.	MATERIALES Y EQUIPOS	42
3.4.	METODOLOGÍA DE EVALUACIÓN.....	43
3.4.1.	TRABAJO REALIZADO EN CAMPO	44
a.	Trampas de caída	44
b.	Evaluación por órgano de planta	44
c.	Paso de la red entomológica	47
d.	Colecta de hojas minadas en el tercio medio	47
3.4.2.	TRABAJO REALIZADO EN LABORATORIO	47
a.	Manejo y procesamiento de muestras y datos provenientes de campo	47
b.	Montaje	50
c.	Identificación, etiquetado y registro	50
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	52
4.1.	FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE INSECTOS FITÓFAGOS EN EL CULTIVO DE QUINUA.	52
4.2.	FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE LAS PRINCIPALES ESPECIES FITÓFAGAS Y SUS PARASITOIDES REGISTRADOS EN EL CULTIVO DE QUINUA	54
4.2.1.	LA “MOSCA MINADORA” <i>Liriomyza huidobrensis</i> Y SUS PARASITOIDES	55
4.2.2.	LA “MOSQUILLA DEL BROTE” <i>Prodiplosis longifila</i>	64
4.2.3.	LOS ÁFIDOS <i>Myzus persicae</i> Y <i>Macrosiphum euphorbiae</i> Y SU PARASITOIDE <i>Aphidius colemani</i>	68
4.2.4.	EL “TRIPS OCCIDENTAL DE LAS FLORES” <i>Frankliniella occidentalis</i>	74
4.2.5.	LEPIDOPTEROS DE LA FAMILIA CRAMBIDAE, <i>Nomophila indistinctalis</i>	78
4.2.6.	LEPIDOPTEROS DE LA FAMILIA NOCTUIDAE	80
4.2.7.	LOS CHINCHES DE LA QUINUA <i>Nysius simulans</i> , <i>Liorhyssus hyalinus</i> Y <i>Dagbertus</i> sp.	80

4.3.	DAÑO OCASIONADO POR LOS INSECTOS FITÓFAGOS	81
4.4.	INSECTOS BENÉFICOS REGISTRADOS EN EL CULTIVO DE QUINUA (<i>Chenopodium quinoa</i>)	85
4.4.1.	FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE INSECTOS BENÉFICOS EN EL CULTIVO DE QUINUA	85
4.4.2.	FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE LOS PREDADORES MÁS IMPORTANTES REGISTRADOS EN EL CULTIVO DE QUINUA (<i>Chenopodium quinoa</i>)	87
a.	<i>Chrysotus</i> sp. B	87
b.	<i>Chrysotus</i> sp. A	90
c.	<i>Blennidus peruvianus</i>	91
d.	<i>Rhinacloa pallidipes</i>	92
V.	CONCLUSIONES	95
VI.	RECOMENDACIONES	97
VII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	98
VIII.	ANEXOS	115

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1: Superficie cosechada de quinua en Perú por regiones.....	5
Cuadro 2: Producción de quinua en Perú por regiones.....	5
Cuadro 3: Rendimiento de quinua en Perú por regiones.	6
Cuadro 4: Principales países exportadores de quinua.	7
Cuadro 5: Participación de los principales países exportadores de quinua.....	7
Cuadro 6: Lista provisional de insectos plagas y de plagas potenciales que se encuentran en la quinua en Perú y Bolivia.	8
Cuadro 7: Especies de parasitoide del orden Hymenoptera que atacan larvas y pupas de mosca minadora en la costa central de Perú 1998.	34
Cuadro 8: Relación de materiales y equipos empleados.....	42
Cuadro 9: Técnicas empleadas en la evaluación de insectos fitófagos y benéficos en el cultivo de quinua.....	43
Cuadro 10: Número de órganos evaluados según la etapa fenológica del cultivo de quinua..	45
Cuadro 11: Familia y especies de parasitoides de larvas de <i>L. huidobrensis</i> identificadas en el cultivo de quinua, evaluación por colecta de hojas en el tercio medio. La Molina, Lima - 2014.....	57
Cuadro 12: Análisis de correlación entre las poblaciones de larvas de <i>L. huidobrensis</i> y los parasitoides, en el cultivo de quinua, evaluación por colecta de hojas en el tercio medio. La Molina, Lima - 2014.	61
Cuadro 13: Análisis de correlación entre las poblaciones de <i>M. persicae</i> y <i>A. colemani</i> , en el cultivo de quinua, evaluación por órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.....	70
Cuadro 14: Análisis de correlación entre las poblaciones de <i>M. persicae</i> (evaluación por órgano de planta) y <i>Chrysotus</i> sp. B (evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	89

Cuadro 15: Análisis de correlación entre las poblaciones de adultos <i>L. huidobrensis</i> y <i>Chrysotus</i> sp. B, en el cultivo de quinua, evaluación por redada. La Molina, Lima - 2014.....	90
Cuadro 16: Análisis de correlación entre las poblaciones de <i>M. euphorbiae</i> (evaluación por órgano de planta) y <i>Chrysotus</i> sp. A (evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	91
Cuadro 17: Análisis de correlación entre las poblaciones de <i>R. pallidipes</i> (evaluación por redada) y <i>F. occidentalis</i> (evaluación por órgano de planta), en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	93

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1: Fases fenológicas del cultivo de quinua (<i>Chenopodium quinoa</i>).....	4
Figura 2: Principales países importadores de quinua peruana en el 2019.	6
Figura 3: Distribución de especies de parasitoides de larvas de mosca minadora en papa y otros cultivos en el valle de Cañete - Perú, 1998.....	35
Figura 4: Esquema del campo de estudio y campos vecinos.	41
Figura 5: División del área de estudio en sectores.	43
Figura 6: Distribución de trampas de caída en el campo de cultivo de quinua.....	44
Figura 7: Fluctuación poblacional de insectos fitófagos registrados en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	54
Figura 8: Fluctuación poblacional de <i>L. huidobrensis</i> en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.....	56
Figura 9: Porcentaje de hojas infestadas por larvas de <i>L. huidobrensis</i> en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	57
Figura 10: Porcentaje de parasitoidismo y porcentaje de emergencia de adultos de <i>L. huidobrensis</i> en el cultivo de quinua, evaluado por colecta de hojas en el tercio medio. La Molina, Lima - 2014.	58
Figura 11: Diversidad y abundancia de parasitoides de larvas de <i>L. huidobrensis</i> en el cultivo de quinua, evaluado por colecta de hojas en el tercio medio. La Molina, Lima - 2014.	59
Figura 12: Fluctuación poblacional de las diferentes especies de parasitoides de larvas de <i>L. huidobrensis</i> en el cultivo de quinua, evaluado por colecta de hojas en el tercio medio. La Molina, Lima - 2014.	60
Figura 13: Fluctuación poblacional de <i>P. longifila</i> en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	65
Figura 14: Infestación larval de <i>P. longifila</i> en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	67

Figura 15:	Fluctuación poblacional de áfidos y porcentaje de parasitoidismo por <i>A. colemani</i> en el cultivo de quinua, evaluación por órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.	69
Figura 16:	Infestación del cultivo de quinua por áfidos. La Molina, Lima - 2014. ..	69
Figura 17:	Fluctuación poblacional de <i>M. persicae</i> , <i>M. euphorbiae</i> y <i>A. colemani</i> en el cultivo de quinua, evaluación por órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.	71
Figura 18:	Fluctuación poblacional de <i>A. colemani</i> en el cultivo de quinua, evaluación por redada. La Molina, Lima - 2014.	72
Figura 19:	Fluctuación poblacional de <i>F. occidentalis</i> en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	75
Figura 20:	Infestación del cultivo de quinua por <i>F. occidentalis</i> . La Molina, Lima - 2014.	77
Figura 21:	Fluctuación poblacional de <i>N. indistinctalis</i> en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	78
Figura 22:	Porcentaje de panojas infestadas por larvas de <i>N. indistinctalis</i> en el cultivo de quinua, evaluación por órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.	79
Figura 23:	Porcentaje de hojas minadas por larvas de <i>L. huidobrensis</i> en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	82
Figura 24:	Porcentaje de brotes dañados por larvas de <i>P. longifila</i> en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	83
Figura 25:	Fluctuación poblacional de insectos benéficos en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	87
Figura 26:	Fluctuación poblacional de <i>Chrysotus</i> sp. B y sus posibles presas en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	88
Figura 27:	Fluctuación poblacional de <i>Chrysotus</i> sp. A y sus posibles presas en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	90
Figura 28:	Fluctuación poblacional de <i>B. peruvianus</i> y sus posible presa en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	92

Figura 29: Fluctuación poblacional de *R. pallidipes* y sus posibles presas en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014. 94

ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 1: Labores agrícolas realizadas en el cultivo de quinua. La Molina, Lima. Mayo -octubre, 2014.	115
Anexo 2: Temperatura y humedad relativa registradas en la estación meteorológica Alexander Von Humbolt, periodo Junio-setiembre, 2014.	116
Anexo 3: Cartilla empleada en la evaluación con la técnica de órgano de planta, en la etapa vegetativa del cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	117
Anexo 4: Cartilla empleada en la evaluación con la técnica de órgano de planta, en la etapa reproductiva del cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	118
Anexo 5: Insectos fitófagos registrados en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	119
Anexo 6: Registro de <i>L. huidobrensis</i> en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.	120
Anexo 7: Porcentaje de hojas minadas e infestadas por <i>L. huidobrensis</i> en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	120
Anexo 8: Porcentaje de parasitoidismo, porcentaje de emergencia de adultos y porcentaje de mortandad de larvas de <i>L. huidobrensis</i> en el cultivo de quinua, evaluado por colecta de hojas minadas en el tercio medio. La Molina, Lima - 2014.	121
Anexo 9: Registro de <i>H. arduine</i> en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	121
Anexo 10: Registro de <i>Diglyphus</i> sp. A en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	122

Anexo 11:	Registro de <i>Chrysocharis</i> sp. A en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.	122
Anexo 12:	Registro de <i>P. longifila</i> en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.	123
Anexo 13:	Número máximo, mínimo y promedio de larvas por brote, porcentaje de brotes infestados y brotes dañados por <i>P. longifila</i> en el cultivo de quinua, evaluación por órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.	124
Anexo 14:	Población total de áfidos, porcentaje de infestación y porcentaje de parasitoidismo por <i>A. colemani</i> en el cultivo de quinua, evaluación por órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.	125
Anexo 15:	Registro de <i>M. persicae</i> en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con tres técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.	125
Anexo 16:	Registro de <i>M. euphorbiae</i> en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con tres técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.	126
Anexo 17:	Registro de <i>A. colemani</i> en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.	126
Anexo 18:	Registro de <i>F. occidentalis</i> en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.	127
Anexo 19:	Porcentaje de infestación de <i>F. occidentalis</i> en el cultivo de quinua, evaluado con la técnica de órgano de planta. La Molina, Lima - 2014. ..	127
Anexo 20:	Registro de <i>N. indistintalis</i> en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, don dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.	128

Anexo 21:	Porcentaje de panojas infestadas de quinua por larvas de <i>N. indistinctalis</i> , evaluado con la técnica de órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.	128
Anexo 22:	Fluctuación poblacional de <i>N. simulans</i> en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	129
Anexo 23:	Fluctuación poblacional de <i>L. hyalinus</i> en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	129
Anexo 24:	Fluctuación poblacional de <i>Dagbertus</i> sp. en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	130
Anexo 25:	Insectos benéficos registrados en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.	131
Anexo 26:	Registro de <i>Chrysotus</i> sp. B en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.	132
Anexo 27:	Registro de <i>Chrysotus</i> sp. A en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.	132
Anexo 28:	Registro de <i>B. peruvianus</i> en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con la técnica de evaluación de trampa de caída. La Molina, Lima - 2014.	133
Anexo 29:	Registro de <i>R. pallidipes</i> en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.	133
Anexo 30:	Abundancia y porcentaje de insectos fitófagos, registrados en el cultivo de quinua, en la evaluación por órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.	134
Anexo 31:	Abundancia y porcentaje de insectos fitófagos, registrados en el cultivo de quinua, en la evaluación por redada. La Molina, Lima - 2014.	134
Anexo 32:	Abundancia y porcentaje de insectos fitófagos, registrados en el cultivo de quinua, en la evaluación por trampa de caída. La Molina, Lima - 2014.	135

Anexo 33:	Abundancia de <i>L. huidobrensis</i> registrado en el cultivo de quinua, en la evaluación por colecta de hojas minadas en el tercio medio. La Molina, Lima - 2014.	135
Anexo 34:	Abundancia y porcentaje de insectos benéficos, registrados en el cultivo de quinua, en la evaluación por órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.	135
Anexo 35:	Abundancia y porcentaje de insectos benéficos, registrados en el cultivo de quinua, en la evaluación por redada. La Molina, Lima - 2014.	136
Anexo 36:	Abundancia y porcentaje de insectos benéficos, registrados en el cultivo de quinua, en la evaluación por trampa de caída. La Molina-Lima, 2014.	136
Anexo 37:	Abundancia y porcentaje de insectos parasitoides de <i>L. huidobrensis</i> , registrados en el cultivo de quinua, en la evaluación por colecta de hojas minadas. La Molina-Lima, 2014.	137
Anexo 38:	Análisis de correlación entre las poblaciones de <i>M. euphorbiae</i> (evaluación por órgano de planta) y <i>Chrysotus</i> sp. B (Evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina-Lima, 2014.	137
Anexo 39:	Análisis de correlación entre las poblaciones de <i>F. occidentalis</i> (evaluación por órgano de planta) y <i>Chrysotus</i> sp. B (Evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina-Lima, 2014.	137
Anexo 40:	Análisis de correlación entre las poblaciones de <i>P. longifila</i> (evaluación por trampa de caída) y <i>Chrysotus</i> sp. B (Evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina-Lima, 2014.	138
Anexo 41:	Análisis de correlación entre las poblaciones de adultos de <i>L. huidobrensis</i> y <i>Chrysotus</i> sp. A, en el cultivo de quinua, evaluación con la técnica de redada. La Molina-Lima, 2014.	138
Anexo 42:	Análisis de correlación entre las poblaciones de <i>M. persicae</i> (evaluación por órgano de planta) y <i>Chrysotus</i> sp. A (evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina-Lima, 2014.	138

Anexo 43:	Análisis de correlación entre las poblaciones de <i>F. occidentalis</i> (evaluación por órgano de planta) y <i>Chrysotus</i> sp. A (evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina-Lima, 2014.	139
Anexo 44:	Análisis de correlación entre las poblaciones de larvas de <i>L. huidobrensis</i> (evaluación por órgano de planta) y <i>B. peruvianus</i> (evaluación por trampa de caída), en el cultivo de quinua. La Molina-Lima, 2014.	139
Anexo 45:	Análisis de correlación entre las poblaciones de <i>M. euphorbiae</i> (evaluación por órgano de planta) y <i>R. pallidipes</i> (evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina-Lima, 2014.	139
Anexo 46:	Análisis de correlación entre las poblaciones de larvas de <i>N. indistinctalis</i> (evaluación por órgano de planta) y <i>R. pallidipes</i> (evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina-Lima, 2014.	140

RESUMEN

Los objetivos del presente trabajo fueron determinar la fluctuación poblacional de insectos fitófagos en el cultivo de quinua (*Chenopodium quinoa*), caracterizar el daño producido, determinar la presencia de insectos predadores y parasitoides y determinar el porcentaje de parasitoidismo en insectos fitófagos. Las evaluaciones se realizaron en una parcela de 3432 m², en los campos de cultivo del INIA, La Molina-Lima, del 21 de junio al 27 de setiembre, 2014. Se evaluó cada siete días empleando las técnicas de trampas de caída, evaluación por órgano de planta, paso de la red entomológica y colecta de hojas minadas en el tercio medio de la planta. El manejo y procesamiento de muestras obtenidas en campo, montaje, identificación y etiquetado se realizaron en el laboratorio, finalmente las muestras identificadas pasaron a formar parte de la colección del Museo de Entomología Klaus Raven Büller (MEKRB). Se registró seis especies fitófagas importantes, *Liriomyza huidobrensis*, *Prodiplosis longifila*, *Myzus persicae*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Frankliniella occidentalis* y *Nomophila indistinctalis*; siendo las dos primeras las más importantes. *L. huidobrensis* se presentó durante todo el desarrollo del cultivo, cuyas larvas realizaron minas en hojas, registrando la densidad poblacional más alta en la etapa de panojamiento; *P. longifila* se presentó hasta la etapa de ramificación, las larvas realizaron raspaduras en los brotes principales, ocasionando panojas pequeñas y deformes. Los insectos benéficos más importantes por su frecuencia y abundancia fueron los predadores *Chrysotus* sp. B, *Chrysotus* sp. A, *Blennidus peruvianus* y *Rhinacloa pallidipes*, y los parasitoides *Halticoptera arduinae*, *Chrysocharis* sp. A, *Diglyphus* sp. A. y *Aphidius colemani*, los tres primeros parasitaron larvas de *L. huidobrensis*, logrando valores de hasta 55.88% hacia el final del cultivo; mientras que *A. colemani* fue registrado principalmente sobre *M. persicae* y ocasionó hasta un 83 % de parasitoidismo en etapa de floración.

Palabras claves: Cultivo de quinua, fluctuación poblacional, insectos fitófagos, *Liriomyza huidobrensis*, *Prodiplosis longifila*.

ABSTRACT

The objectives of this research were to determine the population fluctuation of phytophagous insects associated with quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.), characterize their damage, determine the presence of predatory and parasitoid and determine parasitism rate in phytophagous insects. The survey was conducted in a 3432 m² plot, at INIA, La Molina, Lima; from June 21th to September 27th, 2014. Monitoring techniques were pitfall traps, plant organ evaluation, sweep netting and collection flyinfested leaves in the middle third of the plant. These techniques were performed every seven days. Samples were processed, mounted, identified, labeled, and deposited at Museo de Entomología Klaus Raven Büller (MEKRB). *Liriomyza huidobrensis*, *Prodiplosis longifila*, *Myzus persicae*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Frankliniella occidentalis* and *Nomophila indistinctalis* were recorded as important phytophagous species, being the first two the most important. *L. huidobrensis* larvae mined plant leaves in all their growth stages, however, the highest density was recorded during panicle unfolding. *P. longifila* larvae scraped the main buds until branching period, inducing smaller and deformed panicles. *Chrysotus* sp. B, *Chrysotus* sp. A, *Blennidus peruvianus* and *Rhinacloa pallidipes*, were recorded as the most important predators due to their frequency and abundance. *Halticoptera arduinae*, *Chrysocharis* sp. A, *Diglyphus* sp. A., were recorded as important parasitoids of *L. huidobrensis*, reaching up to 55.88% of parasitism rate towards the end of the crop. *Aphidius colemani* was recorded as an important parasitoid of *M. persicae* reaching up to 83 % of parasitism during blooming.

Keywords: Quinoa crop, population fluctuation, phytophagous insects, *Liriomyza huidobrensis*, *Prodiplosis longifila*.

I. INTRODUCCIÓN

La quinua es un grano andino ancestral y diverso, tiene su origen en el altiplano peruano y boliviano (Movimiento Manuela Ramos s.f.), pero se puede cultivar desde zonas a nivel del mar hasta los 4000 m s.n.m., sus diversas variedades pueden desarrollarse en zonas con precipitaciones de 0 a 1000 mm, en suelos con diferentes texturas y con rango de pH que fluctúa entre 4-9, y con temperaturas entre cero a más de 30°C (Gómez y Aguilar 2016).

La Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO), así como la Organización Mundial de la Salud (OMS), califican a la quinua como un alimento único por su alto valor nutritivo, con un contenido balanceado en proteínas y otros nutrientes más cercano al ideal para el ser humano que cualquier otro alimento, lo que permite sustituir las proteínas de origen animal (MINAGRI 2013).

La quinua en la última década ha adquirido mayor importancia, con un crecimiento sostenido de la demanda nacional e internacional a partir del 2012 y 2013. Incentivando a los productores nacionales a incrementar las áreas de cultivo en la región sierra, como en Puno, Ayacucho y Arequipa, y a los de la costa, a incursionar en este rubro como en Ica y Lima (MINAGRI, Series históricas de producción agrícola-compendio estadístico s.f.), por lo que el Perú amplió su producción en un 111,8 % entre 2013 y 2014 (MINAGRI, Series históricas de producción agrícola-compendio estadístico s.f., ITC. TRADE MAP s.f.).

El incremento de las áreas de cultivo tanto en la sierra como en la costa, ha ocasionado cambios en la composición del agroecosistema, trayendo consigo el cambio de hábito alimenticio de los insectos fitófagos y la proliferación de plagas. Y a pesar de que a partir de 2014, Perú ocupa el primer lugar en la producción mundial de quinua, entre 2014 y 2016 el valor exportado sufrió una reducción de 47.13 % (ITC. TRADE MAP s.f.), por el hallazgo de residuos de pesticidas en productos destinados a la exportación, debido a las aplicaciones no controladas de plaguicidas, que afectó la calidad del producto. En consecuencia los años 2016 y 2017 varias regiones, entre ellas Arequipa y Lima, disminuyen su participación, por otro lado Ica, no registra áreas de cultivo. Sin embargo, el

2018 vuelven a incrementar las áreas de cultivo, e Ica vuelve a participar en este rubro (MINAGRI, Series históricas de producción agrícola-compendio estadístico s.f.).

Los problemas ocurridos en la producción y exportación de la quinua en nuestro país, fue básicamente por el desconocimiento sobre la ocurrencia de plagas y enfermedades, por parte de los productores, principalmente en la región costa, por ser un cultivo relativamente nuevo y no contar con información necesaria al respecto.

Por otro lado, en la costa se puede obtener rendimientos por encima de tres toneladas, superando a la región sierra (MINAGRI, Series históricas de producción agrícola-compendio estadístico s.f.); por consiguiente, este cultivo puede ser una buena alternativa para los productores de la región costa. Pero, aunque Perú y Bolivia son los principales productores mundiales de este grano y cubren cerca del 80% de las exportaciones, la competencia en la producción de quinua ya no es solo entre las regiones productoras en Perú, o entre los países andinos, pues al 2018 la quinua ha sido registrado en más de 100 países con fines de investigación y producción. Se sabe que existen países desarrollados fuera de la región andina, que son medianos y grandes productores y cuentan con tecnología agrícola de punta, por lo que el Perú y los demás países andinos se estarían enfrentando a nuevos competidores en un escenario distinto (Congreso mundial de la quinua y otros granos andinos VII, 2019).

Teniendo en cuenta la importancia de este cultivo en nuestro país y los retos a afrontar, es importante disponer de información sobre fluctuación poblacional de insectos fitófagos en el cultivo de quinua, por lo tanto es relevante realizar estudios al respecto, para contar con una base de datos que nos permita optimizar el monitoreo de campos e implementar estrategias de control oportuno de las especies plagas. Por ello, el objetivo general fue determinar la fluctuación poblacional de las especies de insectos fitófagos asociado al cultivo de quinua (*Chenopodium quinoa*), y los objetivos específicos fueron, caracterizar el daño producido por los insectos fitófagos, determinar la presencia de insectos predadores y parasitoides y determinar el porcentaje de parasitoidismo en los insectos fitófagos.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. IMPORTANCIA DEL CULTIVO DE QUINUA

Varios autores resaltan las múltiples propiedades nutritivas de la quinua, pues el valor nutritivo de este producto es excepcional, tiene un excelente balance de carbohidratos, grasas y proteínas para la alimentación humana, destacando aún más por el contenido de aminoácidos esenciales, entre los que destaca la lisina, histidina y arginina, además mencionan que es rica en calcio y hierro, superando al de los cereales (Gómez y Eguiluz 2011, Tapia 2012).

«La quinua, es una planta herbácea anual, de amplia dispersión geográfica, presenta características peculiares en su morfología, coloración y comportamiento en diferentes zonas agroecológicas donde se cultiva, por su enorme variación y plasticidad para adaptarse a diferentes condiciones ambientales» (Mujica 1993).

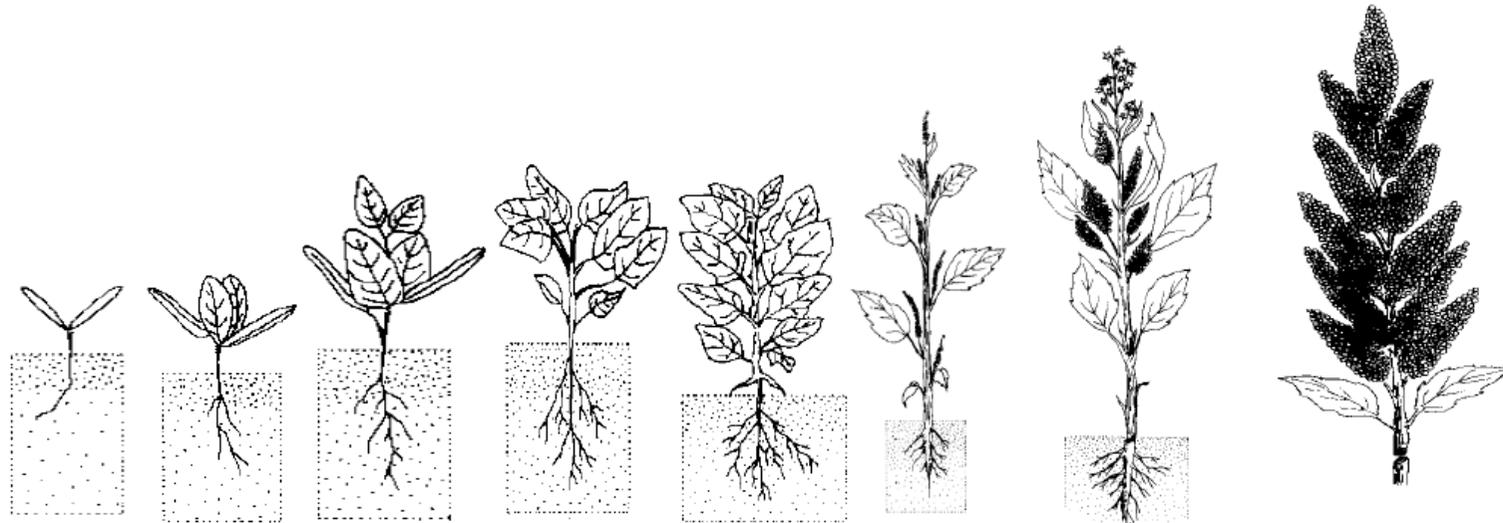
«Su período vegetativo varía desde los 90 hasta los 240 días, crece con precipitaciones desde 200 a 2600 mm anuales, se adapta a suelos ácidos de pH 4.5 hasta alcalinos con pH de 9.0, sus semillas germinan hasta con 56 mmhos/cm de concentración salina, se adapta a diferentes tipos de suelos desde los arenosos hasta los arcillosos» (Mujica 1993).

2.2. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DE LA QUINUA

Según Gómez y Eguiluz (2011):

Reyno	: Plantae
División	: Magnoliophyta
Clase	: Magnoliopsida
Orden	: Caryophyllales
Familia	: Amaranthaceae
Sub familia	: Chenopodioideae
Género	: <i>Chenopodium</i>
Especie	: <i>Chenopodium quinoa</i> Willd

2.3. DESARROLLO FENOLÓGICO DE LA QUINUA



↑ EMERGENCIA	↑ DOS HOJAS VERDADERAS	↑ CUATRO HOJAS VERDADERAS	↑ SEIS HOJAS VERDADERAS	↑ RAMIFICACIÓN	↑ PANOJA	↑ FLORACIÓN	↑ GRANO LECHOSO	↑ GRANO PASTOSO	↑ MADURA- CIÓN
Aparecen las dos hojas cotiledónales en la superficie del suelo.	Aparecen dos hojas verdaderas extendidas.	Se observa dos pares de hojas verdaderas extendidas y aún están presentes las hojas cotiledónales, de color verde.	Se aprecian tres pares de hojas verdaderas extendidas, las hojas cotiledónales se tornan de color amarillento.	Se nota ocho hojas verdaderas extendidas. Las hojas cotiledónales se caen y dejan cicatrices en el tallo.	Emergen las primeras panojas para luego sobresalir con claridad por encima de las hojas de la planta.	Se abren las primeras flores de la parte apical de la panoja.	Los granos al ser presionados presentan un líquido lechoso.	Los granos al ser presionados presentan una consistencia pastosa de color blanco..	Todas las partes de la planta están secas; los granos al ser presionados presentan resistencia.

Figura 1: Fases fenológicas del cultivo de quinua (*Chenopodium quinoa*)

FUENTE: SENAMHI. Manual de Observaciones Fenológicas s.f.

2.4. EVOLUCIÓN DE LA PRODUCCIÓN DE QUINUA EN PERÚ

Puno y Ayacucho son las regiones que han tenido un crecimiento sostenido en la producción de quinua a través de los años, mientras que regiones como Arequipa, Junín, Lima e Ica tuvieron un crecimiento rápido en cuanto a superficie cultivada y producción entre los años 2014 y 2015, pero en los años 2016 y 2017, experimentaron un descenso muy marcado, sin embargo en el año 2018, se ve nuevamente un ligero incremento en algunos casos, en otros vuelven a participar en este rubro, como es el caso de la región Ica (Cuadro 1 y 2).

Cuadro 1: Superficie cosechada de quinua en Perú por regiones.

Región \ Año	2012	2013	2014	2015	2016	2017	2018
	Superficie (ha)						
Puno	27445	29886	32261	34167	35694	35269	35916
Ayacucho	3643	4653	7696	10396	11515	12050	13766
Apurímac	1297	1567	2150	3390	4100	3828	4366
Cusco	2236	2401	2628	3326	3088	2827	3047
Junín	1432	2139	5281	4272	2008	1733	1791
Huancavelica	540	714	847	1146	1213	1540	1318
La Libertad	400	687	2196	1921	2044	1462	1357
Arequipa	594	1395	8109	6116	1831	966	1144
Cajamarca	203	231	391	513	878	756	845
Huánuco	356	424	1246	1468	834	608	624
Ancash	177	297	1647	837	352	122	132
Lima		62	617	330	8	3	5
Ica	30	22	478	412	8	-	18

FUENTE: MINAGRI (Series históricas de producción agrícola-compendio estadístico s.f.).

Cuadro 2: Producción de quinua en Perú por regiones.

Región \ Año	2012	2013	2014	2015	2016	2017	2018
	Prod. (t)						
Puno	30179	29331	36158	38221	35166	39610	38858
Ayacucho	4188	4925	10323	14630	16657	15615	21213
Apurímac	2095	2010	2935	5785	6394	7335	9262
Cusco	2231	2818	3020	4290	3937	3675	4242
Arequipa	1683	5326	33193	22379	6206	3104	3942
Junín	1882	3852	10551	8518	3802	2761	3074
La Libertad	505	1146	4155	3187	2900	2006	1756
Huancavelica	501	671	805	1078	1189	1589	1305
Cajamarca	190	219	467	581	751	841	908
Huánuco	306	389	1157	1428	661	550	560
Ancash	183	347	3241	1674	402	127	149
Lima		202	1667	915	15	5	7
Ica	69	58	997	958	10	-	40

FUENTE: MINAGRI (Series históricas de producción agrícola-compendio estadístico s.f.).

Sin duda alguna, las regiones ubicadas en la costa tienen mayor potencial para obtener rendimientos superiores en comparación a las regiones de la sierra (Cuadro 3).

Cuadro 3: Rendimiento de quinua en Perú por regiones.

Región \ Año	2012	2013	2014	2015	2016	2017	2018
	Rend. (kg/ha)						
Puno	1100	981	1121	1119	985	1123	1082
Ayacucho	1150	1058	1341	1407	1447	1296	1541
Apurímac	1615	1283	1365	1707	1560	1916	2122
Cusco	998	1173	1149	1290	1275	1300	1392
Arequipa	2834	3818	4093	3659	3390	3213	3446
Junín	1314	1801	1998	1994	1893	1593	1717
La Libertad	1264	1670	1892	1659	1419	1373	1295
Huancavelica	929	940	950	941	981	1032	990
Cajamarca	935	946	1193	1134	855	1113	1074
Huánuco	860	918	929	973	793	904	898
Ancash	1033	1170	1968	2001	1141	1038	1131
Lima	--	3258	2702	2773	1875	1667	1380
Ica	2333	2652	2086	2324	1269	-	2231

FUENTE: MINAGRI (Series históricas de producción agrícola-compendio estadístico s.f.).

En el año 2019, los países importadores más importantes de quinua peruana fueron, en América del Norte, EE. UU. y Canadá, mientras que en Europa fueron principalmente Francia y Países bajos (Figura 2).

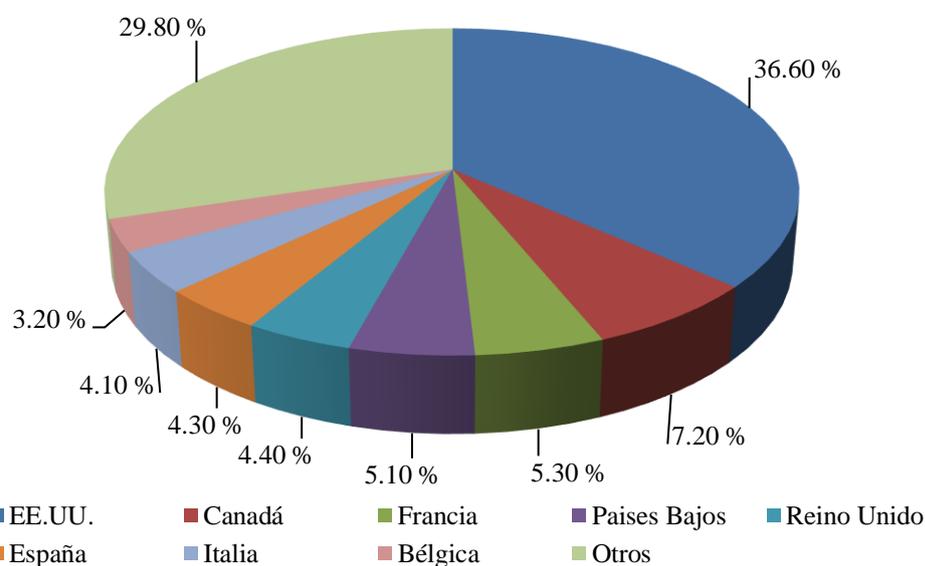


Figura 2: Principales países importadores de quinua peruana en el 2019.

FUENTE: ITC. TRADE MAP s.f.

2.5. COMERCIO MUNDIAL DE LA QUINUA

A partir del 2014, Perú lidera la exportación mundial de quinua, superando a Bolivia, con un crecimiento sostenido entre 2012 y 2017, sin embargo sufre un ligero descenso en los años 2018 y 2019 (Cuadro 4).

Cuadro 4: Principales países exportadores de quinua.

País \ Año	2012	2013	2014	2015	2016	2017	2018	2019
	Cantidad (tn)							
Perú	10.714	18.674	36.424	41.458	44.363	52.043	50.084	48.781
Bolivia	25.663	34.746	29.505	25.102	29.416	32.347	33.106	33.677
España				229	447	1.164	3.101	5.073
Países Bajos	1.615	2.227	1.072	2.049	3.952	4.821	7.461	4.88
Canadá				3.176	2.212	3.718	3.344	4.001
EE. UU.	3.393	5.429	12.411	8.305	5.278	4.417	4.434	3.83

FUENTE: ITC. TRADE MAP s.f.

Actualmente, Perú tiene la mayor participación en las exportaciones mundiales de quinua, registró un 40.3 % de total de exportaciones en el año 2019, sin embargo los años anteriores había tenido mayor participación, por otro lado Bolivia que desde el 2015 había experimentado un descenso, en el 2019 tuvo un incremento, logrando un 30.5% de participación en las exportaciones mundiales (Cuadro 5).

Cuadro 5: Participación de los principales países exportadores de quinua.

País \ Año	2015	2016	2017	2018	2019
	Participación (%)				
Perú	44,6	40,1	45,2	41,7	40,3
Bolivia	33,4	31,7	27,6	27,6	30,5
Países Bajos	2,9	5,1	5,3	8,9	5,2
España	0,5	0,7	1,3	2,8	4,9
EE. UU.	7,7	7,8	6	5,3	4,2

FUENTE: ITC. TRADE MAP s.f.

2.6. PLAGAS REPORTADAS EN EL CULTIVO DE QUINUA

Eurysacca melanocampta Meyrick (Gelechiidae) es la principal plaga en el cultivo de quinua en los andes del centro y sur peruano, causando pérdidas en la producción de granos (Costa *et al.* 2009, FAO 2011); Rasmussen *et al.* (2003) señala que *Eurysacca quinoae* Povolny' también es importante e indicando que ambas plagas se encuentran en todo Perú y Bolivia y que son abundantes y destructivas en todas las etapas de crecimiento de las plantas en particular durante la maduración de los granos.

Otro grupo de importancia económica, citado para el Altiplano Sur y Centro, es el complejo ticonas “*Copitarsia turbata* Herrich-Schäffer, *Feltia* sp., *Heliothis titicaquensis*, *Spodoptera* sp.” (FAO 2011). *E. melanocampta* y el complejo ticonas, en promedio pueden ocasionar daños de hasta 33.37% en el altiplano sur y 45% en el altiplano centro (FAO 2011).

Gandarillas *et al.* (2014) realizaron un listado de insectos fitófagos asociado al cultivo de quinua, ordenado en base a la mayor frecuencia de especies por orden (Cuadro 6).

Cuadro 6: Insectos fitófagos asociados al cultivo de la quinua

ORDEN	FAMILIA	GENERO	ESPECIE
LEPIDOPTERA	Gelechiidae	<i>Eurysacca</i>	<i>E. Melanocampta</i> (Meyrick), <i>E. quinoae</i> Povolny´
	Geometridae	<i>Perizoma</i>	<i>P. sordescens</i> Dognin
		<i>Agrotis</i>	<i>A. ipsilon</i> (Hufnagel)
		<i>Copitarsia</i>	<i>C. turbata</i> Herrich-scheffer, <i>C. decolora</i> Guenée <i>C. incommoda</i> Walker
		<i>Dargida</i>	<i>D. graminivora</i> Walker, <i>D. acanthus</i> Herrich-scheffer
		<i>Feltia</i>	<i>F. experta</i> Walker
		<i>Helicoverpa</i>	<i>H. quinoa</i> , <i>H. titicacea</i> Hardwick, <i>H. atacamae</i>
		<i>Heliothis</i>	<i>H. zea</i> (Boddie), <i>H. titicaquensis</i>
		<i>Peridroma</i>	<i>P. saucia</i> (Hübner)
		<i>Pseudaletia</i>	<i>P. unipunctata</i> Haworth, <i>P. interrupta</i> Maassen
		<i>Spodoptera</i>	<i>S. eridania</i> (Cramer), <i>S. frugiperda</i> (J. E. Smith)
	Pyrilidae	<i>Herpetogramma</i>	<i>H. bipunctalis</i> (Fabricius)
		<i>Spoladea</i>	<i>S. recurvalis</i> (Fabricius)
		<i>Pachyzancla</i>	<i>Pachyzancla</i> sp.
<i>Hymenia</i>		<i>Hymenia</i> sp.	
COLEOPTERA	Bruchidae	<i>Acanthoscelides</i>	<i>A. diasanus</i> (pic).
	Chrysomelidae	<i>Acalymma</i>	<i>A. demissa</i>
		<i>Calligrapha</i>	<i>C. curvilinear</i> Stal
		<i>Diabrotica</i>	<i>Diabrotica</i> spp, <i>D. speciosa</i>
		<i>Epitrix</i>	<i>E. subcrinita</i> LeConte, <i>E. yanazara</i> Bechyne´
	Curculionidae	<i>Adioristus</i>	<i>Adioristus</i> sp.
	Meloidae	<i>Epicauta</i>	<i>E. latitarsis</i> Haag, <i>E. marginata</i> Fabricius <i>E. willei</i> Denier
		<i>Meloe</i>	<i>Meloe</i> sp.
Melyridae	<i>Astylus</i>	<i>A. luteicauda</i> Champ, <i>A. laetus</i> Erichson	
Tenebrionidae	<i>Pilobalia</i>	<i>Pilobalia</i> sp.	
HOMOPTERA	Aphididae	<i>Aphis</i>	<i>A. craccivora</i> Koch, <i>A. gossypii</i> Glover
		<i>Macrosiphum</i>	<i>M. euphorbiae</i> (Thomas)
		<i>Myzus</i>	<i>M. persicae</i> (Sulzer)
	Cicadellidae	<i>Bergallia</i>	<i>Bergallia</i> sp.
		<i>Borogonalia</i>	<i>B. impressifrons</i> (Signoret)
		<i>Empoasca</i>	<i>Empoasca</i> spp.
	<i>Paratanus</i>	<i>Paratanus</i> spp., <i>P. exitiosus</i> (Uhler), <i>P. yusti</i> Young	
THYSANOPTERA	Thripidae	<i>Frankliniella</i>	<i>F. tuberosi</i> Moulton, <i>F. Tabaco</i> Lindeman
DIPTERA	Agromyzidae	<i>Liriomyza</i>	<i>L. huidobrensis</i> Blanchard
ORTHOPTERA	Gryllidae	<i>Gryllus</i>	<i>G. assimilis</i> Fabricius

FUENTE: Zanabría y Mujica 1977, Mujica 1993., Zanabría y Benegas 1997, Mujica *et al.* 1998; Lamborot y Araya 1999, Ortiz *et al.* 2001, Rasmussen *et al.* 2003, Saravia y Quispe 2005, Valoy *et al.* 2011, Rodríguez 2013 citados por Gandarillas *et al.* 2014.

2.7. ESTUDIOS DE FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE INSECTOS FITÓFAGOS EN EL CULTIVO DE QUINUA

En Perú y Bolivia, los insectos están presentes en el campo durante toda la temporada desde finales de septiembre-octubre hasta abril-junio, la población de insectos fitófagos son controladas por las condiciones climáticas y una amplia gama de parasitoides y depredadores, por lo que sólo unas pocas especies alcanzan nivel de plaga y logran ocasionar daño significativo para los humanos (Rasmussen *et al.* 2003).

En un estudio realizado en Piura, sobre dinámica poblacional de insectos plagas en quinua, de setiembre a diciembre de 2014, las plagas que se presentaron con mayor población fueron los áfidos, trips y *Nysius* sp., con poblaciones altas en la segunda quincena del mes de noviembre, en la primera quincena del mes de noviembre y en la cuarta semana del mes de diciembre, respectivamente, sin embargo, no ocasionaron daños económicos al cultivo. Los enemigos naturales más frecuentes fueron *Coleomegilla maculata*, *Hippodamia convergens*, *Zelux nugas* y arañas (Quiroz 2018).

En otro estudio realizado en Cajamarca, sobre ocurrencia estacional de plagas y enemigos naturales en el cultivo de quinua, de noviembre de 2014 a marzo de 2015, *Agrotis ipsilon* fue registrado en las etapas fenológicas de emergencia e inicios de la etapa vegetativa, *Epitrix subcrinita* desde la emergencia hasta la etapa fenológica de panojamiento, *Myzus* sp. desde la etapa fenológica de crecimiento vegetativo hasta la etapa de maduración, *Diabrotica speciosa* desde la etapa fenológica de crecimiento vegetativo hasta inicios de la etapa de fructificación y *Eurysacca* sp. desde la etapa fenológica de panojamiento hasta la etapa floración. Los insectos predadores registrados fueron *Hippodamia convergens* y *Cycloneda sanguinea* (Huamán 2018).

2.8. INSECTOS FITÓFAGOS Y SUS ENEMIGOS NATURALES REGISTRADOS EN EL CULTIVO DE QUINUA, EN LA COSTA PERUANA.

2.8.1. *Frankliniella occidentalis* (Pergande)

a. Biología y comportamiento

F. occidentalis se caracteriza por tener un ciclo de vida muy corto y una gran capacidad de reproducción (Gaum *et al.* 1994 citado por Bustillo 2009), el desarrollo depende de la temperatura y del huésped, puede ser bastante rápido, permitiendo que ocurran varias

generaciones en una sola temporada de cultivo (Reitz 2009). Presenta estado de huevo, dos estadios ninfales activos, un estadio prepupal y pupal inactivo, y el estado adulto (Loomans 2003, Reitz 2009).

En un estudio realizado en Bogotá en condiciones de laboratorio ($24,31 \pm 2,5^{\circ}\text{C}$ y $66,36 \pm 12\%$ H.R.), el ciclo de vida de huevo a adulto fue de 19-28 días, los adultos alcanzaron una longevidad entre 60 y 121 días (Cárdenas y Corredor 1989).

Los adultos emergentes de *F. occidentalis* vuelan a hojas jóvenes, flores y frutos jóvenes, donde se agregan para alimentarse, aparearse y oviponer (Castañé *et al.* 1999). Tanto adultos como larvas tiene preferencia por las flores, por lo que tienden a agregarse en estos órganos, de manera especial en las flores pequeñas y cerradas (Weintraub *et al.* 2011, Bustillo 2009, Hansen *et al.* 2003); mientras que la prepupa y pupa que son estadios inmóviles y no se alimentan, se desarrollan preferentemente en el suelo, en lugares húmedos o en grietas naturales de hasta 15 mm bajo el nivel del suelo (Rijn *et al.* 1995 citado por Bustillo 2009, Tommasini 2003); sin embargo un número significativo puede permanecer en las plantas huésped, especialmente si los huéspedes tienen una arquitectura floral compleja (Broadbent *et al.* 2003).

La preferencia por residir en espacios cerrados y ocultos de plantas se denomina comportamiento tigmotactic (Reitz 2009), este comportamiento, hace difíciles su control con insecticidas, pero controlable por pequeños artrópodos predadores. (Weintraub *et al.* 2011).

Frankliniella occidentalis migra cuando la planta está madurando o no hay follaje tierno, desplazándose hacia plantas que están en floración. Colonizan las partes superiores de las plantas, prefiriendo alimentarse de las flores y el polen de las mismas (Teerling 1995 and SENASA 2005 citados por Bustillo 2009).

b. Distribución geográfica y rango de plantas hospederas

Frankliniella occidentalis (Pergande) es plaga principal de los cultivos de invernadero en todo el mundo debido a su dieta polífaga y su capacidad para desarrollar rápidamente resistencia a los insecticidas (Weintraub *et al.* 2011). Tiene un gran impacto económico y se ha convertido en una plaga clave en una amplia gama de áreas de producción agrícola y de floricultura en el mundo (Loomans 2003, Kuniyoshi 2013).

Frankliniella occidentalis infesta más de 500 plantas hospederas, perteneciente alrededor de 50 familias (Waterhouse y Norris 1989), por lo tanto es extremadamente polífaga, se alimenta de una amplia gama de plantas silvestres, que son el vehículo a través del cual los cultivos se infestan posteriormente (Lacasa 1990b citado por Tommasini 2003).

Desde su introducción accidental en 1983, *F. occidentalis* se ha convertido en la plaga clave número uno en las zonas verdes europeas y, en condiciones mediterráneas, también causaron problemas en cultivos de campo y huertos (Lomans 2003).

En Italia, *F. occidentalis* también ha sido encontrada en malezas y plantas silvestres nativas, entre las que se mencionan a *Amaranthus* y *Chenopodium*, (Marullo 1991 citado por Tommasini 2003).

c. Daño e importancia económica

Frankliniella occidentalis causa daños por su alimentación, oviposición y transmisión de virus (Reitz 2009). A través de la alimentación y la oviposición realizan los daños directos (Lewis 1997 citado por Bonsignore y Vacante 2012, Castañé *et al.* 1999), el daño de alimentación, lo realizan las ninfas y adultos con su aparato bucal raspador-chupador succionando el contenido celular de los tejidos, produciendo en la epidermis lesiones superficiales de color blanquecino, que más tarde se necrosan (Allen y Broadbent 1986 citados por Bustillo 2009). Si el tejido afectado es joven y sigue creciendo, las heridas de alimentación producen cicatrices que deforman los órganos en desarrollo; en casos extremos puede impedir el crecimiento de la planta o incluso provocar su defoliación (Goldarazena S.f., Castañé *et al.* 1999). Los huevos insertados en el tejido vegetal, con el ovipositor tipo sierra provocan heridas, las cuales como respuesta fisiológica causan decoloración local y deformidad alrededor del sitio de penetración del ovipositor (Castañé *et al.* 1999, Reitz 2009). También puede causar daño indirecto por la transmisión de fitopatógenos, hongos y bacterianas en forma mecánica (Lewis 1973 citado por Soto y Retana 2003), Reitz (2009) menciona además que es un vector eficiente del virus del marchitamiento del tomate (TSWV) y otros Tospovirus y que este sería el mayor daño causado por *F. occidentalis*, de ser así, el umbral de daño económico sería de 1-2 adultos o larvas/planta Zepa (Coradini) *et al.* (2010), sin embargo, Cloyd (2016) señala que el umbral para esta plaga es casi cero.

Zepa (Coradini) *et al.* (2010) en un estudio realizado en Rumania en el 2017, en el cultivo de tomate, concluyeron que los daños producidos por *F. occidentalis* (Pergande) dependía del grado de desarrollo de la planta en el momento del ataque y la densidad de los insectos.

Frankliniella occidentalis también ha sido citado como una de las plagas más importantes en Centroamérica, representa un serio problema en la industria de la floricultura de exportación (Mound *et al.* 1993), además de las flores, en las hortalizas y frutales por los daños que les ocasiona y los problemas cuarentenarios que acarrearán (Yudin *et al.* 1986, De Santis 1995, Kirk y Terry 2003 citados por Bustillo 2009). Lo mismo en América del Sur es considerado como una de las plagas que causan mayores problemas en los tres rubros mencionados en Colombia (Estrada *et al.* 1994, Vergara 1998, Zapata *et al.* 1994 citados por Goldarazena S.f). En Perú *F.occidentalis*, es una plaga importante en el cultivo de espárrago en Ica (Pergande 1895 citado por Bustillo 2009).

Frankliniella occidentalis causó considerables pérdidas en el cultivo de espárrago en Ica, no solo por el daño, sino también, por las restricciones en el mercado a donde el producto final debe ir, libre de insectos y de residuos de productos químicos (SENASA 2005 citado por Bustillo 2009).

d. Dinámica poblacional

La población máxima se encuentra en los meses más calurosos. Sin embargo, a lo largo de las regiones costeras del sur de España, las condiciones climáticas son tales que *F. occidentalis* se encuentra activo incluso durante los meses de invierno (Lacasa 1990b citado por Tommasini 2003).

En Australia entre el 2011 y 2014, evaluaron las diferencias en la distribución temporal y la abundancia de *F. occidentalis* en frijol francés, tomate, lechuga y calabacín, sucedió que los trips estuvieron presentes en pequeños números una semana después de la siembra en todos los cultivos, con abundancia máxima en la floración (Healey *et al.* 2017).

El desarrollo de un sistema de MIP para el manejo de plagas de trips en invernaderos, generalmente se basa en: medidas culturales y mecánicas, resistencia de la planta huésped, control químico y control biológico (Loomans 2003). Sin embargo actualmente, los plaguicidas son la medida de control principal usado para controlar *F. occidentalis* dependiendo del cultivo y región geográfica (Broadbent y Pree 1997, Castañé *et al.* 1999),

pese a la naturaleza tigmotactico de estos insectos que limita su exposición directa a los insecticidas (Bauske 1998 citado por Reitz 2009).

La naturaleza polífaga de estos insectos juega un papel clave en su capacidad para desarrollar resistencia a los insecticidas; las poblaciones a menudo están bajo una presión constante de insecticidas, lo que aumenta la selección de resistencia; además han desarrollado numerosas vías de desintoxicación metabólica para lidiar con los diversos productos aleloquímicos que encuentra en las diversas plantas hospederas, los cuales también le confieren resistencia cruzada a los piretroides, organofosforados y carbamatos (Reitz 2009); por otro lado en 1995, se realizó registros sobre la resistencia en poblaciones *F. occidentalis* a insecticidas de uso común que corresponde a los grupos señalados (Broadbent y Pree 1997).

Para cultivos de campo abierto, los numerosos hospedadores reproductivos, la alta fecundidad y el rápido tiempo de generación de los “trips occidentales de las flores” dan como resultado una afluencia constante de nuevos inmigrantes que incluso las aplicaciones repetidas de insecticidas no pueden controlar con éxito (Bauske 1998 citado por Reitz 2009).

La abamectina es ampliamente usado para el control de *F. occidentalis* en China, sin embargo, al realizar un estudio sobre resistencia a este insecticida encontraron que esta especie tiene la capacidad de desarrollar alta resistencia a la abamectina en un corto período de tiempo, pero a la vez, que esta resistencia no es estable, si cesa las aplicaciones sobre una población (Chen *et al.* 2011). En Ica, Perú, el cultivo de esparrago, evaluaron el efecto de la abamectina sobre *F. occidentalis*, en el cual determinaron que no ejerció control sobre la población de esta especie, el autor señala que, una de las causas podría ser, el desarrollo de una posible resistencia (Bustillo 2009).

Los diferentes predadores parecen ser óptimos para el control de los trips dependiendo de las especies, cultivos y áreas geográficas consideradas; siendo los antocóridos probablemente los principales enemigos naturales en muchos países; sin embargo algunos predadores son polinófagos y solo son eficientes en cultivos con abundante producción de polen, como es el caso de *orius* spp. en pimiento (Castañé *et al.* 1999).

El antocórido *Orius laevigatus* (Fieber), predador generalista, se ha utilizado como un agente eficaz de control biológico para *F. occidentalis*, predando tanto ninfas como adultos

(Dissevelt *et al.* 1995, Frescata and Mexia 1996 citados por Weintraub *et al.* 2011), Bonsignore y Vacante (2012) también indican que *O. laevigatus* es eficaz en la supresión de las poblaciones de este trips en el cultivo de fresa. Otros predadores generalistas como *Orius tristicolor* (White), *Nabis* spp, y larvas de *Chrysoperla carnea* (Stephens) han sido utilizados para el control biológico de *Frankliniella* spp. (Waterhouse y Norris 1989). Dentro de los predadores eficaces de larvas de trips también están mencionados algunos ácaros fitoseidos (Weintraub *et al.* 2011).

Ceraninus menes fue registrado como el parasitoide más común en varias especies de trips, incluyendo a *F. occidentalis*, sobre vegetación natural, en Europa, *C. americensis* también es considerada como parasitoide importante de trips (Loomans 2003).

Los entomopatógenos *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuillemin, *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin y *Lecanicillium (Verticillium) lecanii* (Zimm.) Viégas pueden jugar un papel importante en el control de esta *F. occidentalis* (Vestergaard 1995, SENASA 2005, Ansari *et al.* 2007 citados por Bustillo 2009).

2.8.2. *Myzus persicae* (Sulzer) y *Macrosiphum euphorbiae* (Thomas)

a. Biología y comportamiento

Los áfidos tienen dos tipos de ciclo de vida en base a la forma en que utilizan sus plantas hospederas alternas, con hospedero alternante (heteroica) y sin hospedero alternante (monoico o autoicos) (Williams y Dixon 2007). Los ciclos de vida con hospederos alternantes, sin hospederos alternantes, y ciclos de vida de dos años, se denominan holocíclico; es decir, son "completos", los áfidos se someten a la reproducción sexual, producen huevos y pasan por una fase partenogenética. Sin embargo, los áfidos no siempre completan dichos ciclos de vida. Bajo determinadas circunstancias, algunas pueden sobrevivir durante todo el año reproduciéndose por partenogénesis, esto se denomina anholocíclico y puede ser particularmente importante en los ecosistemas agrícolas. En estos ciclos de vida, los áfidos sobreviven el invierno como hembras partenogenéticas móviles, aunque en regiones templadas sufren con frecuencia alta mortalidad (Harrington y Cheng 1984, Cuero 1993, Williams *et al.* 2000 citados por Williams y Dixon 2007). Algunas especies muestran tanto holocíclico y anholocíclico, pero rara vez ambos monoecia y heteroica (Williams y Dixon 2007).

La fase sexual de *M. persicae* ocurre predominantemente en *Prunus pérsica* (L) Batsch, excepto en partes del noreste de EE.UU. y el este de Canadá, donde *Prunus nigra* Ait. es el principal huésped primario (Shands *et al.* 1969, citados por Blackman y Eastop 2007). Los hospederos alternantes se produce en las regiones templadas de todos los continentes, la disponibilidad de los melocotoneros y las temperaturas otoñales son lo suficientemente bajos para permitir la producción de los morfos sexuales (Blackman 1974, citado por Quisenberry y Ni 2007).

En un estudio realizado sobre biología y tabla de vida de *M. persicae* en Cuba, en el cultivo de remolacha, bajo condiciones de laboratorio a una temperatura promedio de 24,5 °C y humedad relativa promedio de 66,6 %, la duración del período ninfal osciló entre 4 y 5 días, mientras que la longevidad media fue de 16, 3 días, y alcanzó un ciclo de vida de 20,6 días como promedio, la fecundidad diaria fue de 3 a 4 individuos por hembra (Duarte *et al.* 2011).

Macrosiphum euphorbiae, en el noreste de EE.UU., tiene una fase sexual en la Rosa, usan especies silvestres y cultivadas como hospederos primarios (Shands *et al.* 1972 citados por Blackman y Eastop 2007). En Europa, y probablemente en otros lugares, *M. euphorbiae* es principalmente anholociclico, aunque morfos sexuales se producen de vez en cuando y el holociclo a veces se pueden producir (Möller 1970, citado por Blackman y Eastop 2007).

b. Distribución geográfica y rango de plantas hospederas

Myzus persicae y *M. euphorbiae* son plagas de distribución mundial (Blackman y Eastop 1985 citado por Andorno *et al.* 2007, Blackman y Eastop 2007). Los hospederos secundarios de *M. persicae* se encuentran en más de 40 familias de plantas diferentes, incluyen muchas plantas económicamente importantes (Quisenberry y Ni 2007); lo mismo *M. euphorbiae*, en los hospederos secundarios, es altamente polífaga, alimentándose de más de 200 especies de plantas en más de 20 familias de plantas diferentes (Blackman y Eastop 2007), dentro de esta vasta gama de hospederos, pueden existir hospederos “preferidos” (Voegtlin *et al.* 2003).

Delfino (2005), realizó un listado de hospederos para *M. persicae* y *M. euphorbiae* en Perú, señalando 74 especies de plantas entre cultivadas y silvestres para la primera especie, entre los que se encuentra *Amaranthus* sp., *Chenopodium* sp., y *Chenopodium quinoa*; mientras que para la segunda especie señala aproximadamente 50 especies de plantas

hospederas entre cultivadas y silvestre, entre los que se menciona también a *Chenopodium quinoa* y *Chenopodium* sp.

En el valle de Cañete, en el cultivo de papa (*Solanum tuberosum* L.) se registró varias especies de áfidos, pero señala que *M. persicae* fue la especie que predominó (Herreran 1963, citado por Valencia y Cárdenas 1973).

c. Daño e importancia económica

EL daño directo que ocasiona *Myzus persicae* durante la alimentación, es evidente en muchas de sus plantas hospederas, incluye encrespamiento y la distorsión de follaje nuevo en el punto de crecimiento y retraso en el crecimiento de los brotes jóvenes de duraznero (Miles 1990 citado por Quisenberry y Ni 2007). En el cultivo de quinua «*M. persicae* y *M. euphorbiae*, ocasionan daño directo al succionar la savia produciendo debilitamiento y marchitez de la planta, en infestaciones severas propicia el desarrollo del hongo de la fumagina, provocando la defoliación y en casos extremos la muerte de la planta. A la vez pueden ocasionar daño secundario al transmitir enfermedades virósicas» (Sánchez y Vergara 2002).

Macrosiphum euphorbiae es una plaga importante de “tomate” (*Lycopersicon esculentum* Mill.) (Quisenberry y Ni 2007). Los áfidos prefieren colonizar ápices de plantas y su alimentación provoca arrugamiento de las hojas jóvenes, lo que conduce a pérdidas significativas de rendimiento y calidad de los tomates frescos en el mercado (Walgenbach 1997, citado por Quisenberry y Ni 2007).

Myzus persicae es una especie cosmopolita, extremadamente polífagas, altamente eficientes como un vector de virus, y con un gran rango de variabilidad de base genética en propiedades como el color, el ciclo de vida, las relaciones huésped-planta, y los métodos de resistencia a insecticidas (Blackman y Eastop 2007), se ha demostrado que es capaz de transmitir más de 100 virus de plantas, incluyendo virus persistentes (Ponsen 1972, Eskanderi *et al.* 1979 citados por Blackman y Eastop 2007) y virus no persistentes; (Bwye *et al.* 1997 citados por Blackman y Eastop. 2007). Mientras que *Macrosiphum euphorbiae* es un vector de más de 40 virus no persistentes y unos cinco virus persistentes (Blackman y Eastop 2007).

En un estudio realizado en Tucumán – Argentina en el cultivo de tomate, encontraron que *M. persicae* y *M. euphorbiae* fueron los áfidos más dominantes por su frecuencia y abundancia, también señalan que la primera especie es la más expuesta al parasitismo (Berta *et al.* 2002).

Myzus persicae tiene una capacidad notable para desarrollar mecanismos que eviten o superen el efecto tóxico de los insecticidas con al menos seis o siete mecanismos independientes de resistencia (Bass *et al.* 2014, Simon y Peccoud 2018); uno de los mecanismos metabólicos de resistencia es la sobreproducción de carboxilesterasa que proporciona resistencia a los organofosforados y carbamatos (Simon y Peccoud 2018).

d. Dinámica poblacional

La dinámica poblacional de los áfidos está influenciado por el tipo de reproducción, (sexual y asexual), la planta hospedera, la migración, enemigos naturales predadores e himenopteros parasitoides y las condiciones climáticas. Sin embargo, el autor señala que la migración es el factor más importante que determina la disminución de la abundancia y que a largo plazo la actividad de los enemigos naturales insectiles parecen afectar poco (Kindlmann *et al.* 2007).

En un bosque húmedo de Costa Rica, la mayor presencia de áfidos alados de la especie *M. persicae* se correlacionó con temperatura entre 22 - 24°C, humedad relativa entre 66-70% y con una precipitación entre 0-4.1 mm, mientras que a temperaturas de 18.7-21°C, humedad relativa entre 89-92% y con precipitación entre 5.4-34.7 mm se registró menor población (Calvo y Fuentes 1980).

En fincas de cítricos, en Panamá, la fluctuación poblacional de áfidos estuvo principalmente influencia por las precipitaciones, incrementando su población luego de los picos máximo, pero al incrementarse nuevamente la precipitación ocurría un descenso. El incremento de la población de áfidos luego del cese de las precipitaciones ocurrió no solo por la ausencia de estas, si no, debido a la disponibilidad de brotes tiernos para su alimentación y como consecuencia incrementaron su población. Los autores señalan que los enemigos naturales también contribuyeron en la regulación de la población de áfidos (Emmen *et al.* 2012).

Los miembros de la subfamilia Aphidiinae (Hymenoptera: Braconidae) son endoparasitoides solitarios de áfidos (Stary 1970, citado por Rakhshani *et al.* 2012), incluye más de 400 especies de parasitoides de todo el mundo (Starý 1988, citado por Nazari *et al.* 2012), al ser generalizada y a menudo bastante abundante, ellos desempeñan un papel importante en el control de la población de áfidos, incluyendo la reducción de plagas de áfidos en diferentes plantas cultivadas (Schmidt *et al.* 2003, Brewer y Elliott 2004, Rehman y Powell 2010).

En Irán, en un estudio sobre la asociación planta-áfido-parasitoide, encontraron que existe un ensamblaje completo de los parasitoides de áfidos específicos en alfalfa y campos de cereales mientras que otras especies eran ampliamente oligófagas. En dicho estudio registraron *A. colemani* parasitando a *Amegosiphon platicaudum* (Narzikulov) sobre *Berberis thunbergii* DC (Nazari *et al.* 2012), mientras que Berta *et al.* (2002) señalan a esta especie como oligófaga con un amplio rango de hospederos, pero que este rango varía según las distintas regiones, siendo más amplio en los trópicos, aproximadamente 47 especies de áfidos están listados en la literatura como huéspedes de esta especie.

En Europa, determinaron que *M. persicae* es parasitado por: *Aphidius avenae* Haliday sobre *L. esculentum*, por *Aphidius ervi* Haliday sobre *Citrullus vulgaris* Schrader, por *D. rapae* y *Lysiphlebus fabarum* (Marshall) sobre *C. annuum*; mientras que *M. euphorbiae* es parasitado por *A. ervi* sobre *Cucurbita pepo* L.; y ambas especies son parasitados por *P. volucre* y *A. avenae* sobre *C. annuum* y *L. esculentum* respectivamente (Kavallieratos *et al.* 2010) una vez más, esto indica la importancia de las asociaciones planta-áfido-parasitoide.

Schmidt *et al.* (2003) en Alemania, en campo de cultivo de trigo, libre de plaguicidas, encontraron que las avispas parasitoides tuvieron el efecto más fuerte en la reducción del crecimiento de la población de áfidos en comparación a los diversos predadores (arañas, carábidos, estafilínidos, Coccinellidae, Syrphidae y Cecidomiidae) que ocurrieron en densidades despreciables.

En un estudio de interrelación entre áfidos colonizadores de tomate y sus parasitoides en Argentina durante 1995 y 1996, encontraron que las especies *Diaeretiella rapae* (McIntosh) y *Aphidius colemani* Viereck fueron los parasitoides más significativos por su abundancia y frecuencia, *A. colemani* demostró ser una especie útil por su relativa amplitud de la oligofagia. Las especies de áfidos predominantes por su frecuencia y

abundancia fueron *M. persicae* y *M. euphorbiae*, entre sus parasitoides se registró a *A. colemani*. Por otro lado también señala que aun cuando *M. euphorbiae* fue más abundante, el parasitoidismo en esta especie fue la más baja (0.8%), mientras que *M. persicae* fue la especie más parasitada (12.2%) (Berta *et al.* 2002).

Ibarra-Sandate *et al.* (2016) mencionan que *A. colemani* es un parasitoide polífago, reportado en más de 60 especies de pulgones, sin embargo el género *Rhopalosiphum* es el huésped preferencial, Starý (2002) añade que *Myzus* es otro género de áfidos preferidos por este parasitoide. Por lo mismo *A. colemani* es ampliamente utilizado en programas de control biológico, principalmente de *A. gossypii* y *M. persicae*, en diversos cultivos agrícolas (Grasswitz y Reese 1998 y Elenberg *et al.* 2000 citados por Ibarra-Sandate *et al.* (2016).

En Argentina el cultivo de tomate, el período de máxima abundancia de microhimenopteros coincidió con el periodo de máxima abundancia de las especies de áfidos colonizadores, en el estado fenológico de floración (100%), hasta aproximadamente un 30% de fructificación. *A. colemani* fue una de las especies más significativas por su abundancia y frecuencia (Berta *et al.* 2002).

En un estudio realizado en Ica, sobre interrelación de áfidos con sus plantas hospederas y enemigos naturales, determinaron 19 especies de áfidos (Aphididae), sobre 41 especies de plantas, entre los enemigos naturales con una excelente acción benéfica se registraron a los coccinélidos predadores *Cycloneda sanguinea* (Linnaeus), *Eriopis connexa* (Germar), *Hippodamia convergens* (Guérin-Menenville) y *Scymnus* sp., también señalan que estos coccinélidos son predadores importantes de *M. euphorbiae* y *M. persicae* sobre diferentes plantas hospederas; el parasitoide *Aphidius matricariae* fue el más difundido, con un mayor número de especies de áfidos hospederos (Valencia y Cárdenas 1973).

En Utah-EE.UU se estudió siete grupos principales de predadores de *Therioaphis maculata* (Buckton) “pulgón rayado” de alfalfa, entre ellos, Coccinellidae, *Orius*, *Nabis*, *Geocoris*, *Collops*, *Chrysopa* y sirfidos. Los coccinélidos, como grupo, demostraron ser los predadores más eficaces. Dentro del cual *Hippodamia convergens* fue el predador más beneficioso, numeroso y ampliamente distribuido. Los tratamientos químicos de los campos de alfalfa tenían generalmente efectos adversos sobre los depredadores (Goodarzy y Davis 1985).

En el cultivo de alfalfa, en Chile, encontraron que los predadores suprimieron significativamente las poblaciones de áfidos, los predadores encontrados fueron Araneae, Anthocoridae, Carabidae, Chrysopidae, Coccinellidae, Lygaeidae, Nabidae y Syrphidae, el grupo más abundante fue Coccinellidae, dentro del cual se registró a *Harmonia axyridis* (Pallas), *Hippodamia variegata* (Goeze), *Hippodamia convergens*, *Scymnus loewii* (Mulsant), *Cycloneda sanguinea*, *Eriopis connexa*, *Eriopis eschscholtzi* (Mulsant) e *Hyperaspis sphaeridioides* (Mulsant) (Grez *et al.* 2014).

2.8.3. *Nysius simulans* Stål

a. Biología y comportamiento

Nysius simulans puede ser observada en las primeras horas del día, sobre las plantas, en el rastrojo o en el suelo (Carmona *et al.* 2015). Realizan la cópula sobre las plantas y depositan los huevos en el suelo. Estos son alargados de color cremoso- amarillento, son puestos en grupos de 2-7 unidades ligeramente introducidos en el suelo, aunque con frecuencia se hallan huevos a una profundidad de más de 1 cm (Bustamante y Arriola 1994 citados por Carmona *et al.* 2015). Luego de un período de incubación nacen las ninfas, estas igual que los adultos, durante el día permanecen refugiados debajo del rastrojo. Cuando están activos se ven “en nubes” que vuelan a ras del suelo (Molinari y Gamundi 2010). Las ninfas pequeñas se movilizan caminando muy poco, colonizando tejido vegetal cercano al suelo. Las ninfas más desarrolladas y los adultos, por su mayor capacidad de desplazamiento, pueden colonizar la parte aérea de las plantas (Bustamante y Arriola 1994 citados por Carmona *et al.* 2015).

Ninfas y adultos poseen aparato bucal picador-chupador, ambos estados de desarrollo se alimentan de distintas partes de la plantas huéspedes (Dughetti 2015a). *Nysius* sp. tiene preferencia por cultivos graníferos (Dughetti 2015b).

b. Distribución geográfica y rango de plantas hospederas

La especie *N. simulans* se ha registrado en los países de Sudamérica como Argentina, Brasil, Paraguay y Uruguay (Melo *et al.* 2004 y Cheli *et al.* 2010 citados por Dughetti 2015a, Dalazen *et al.* 2014).

Entre las especies hospederas de la “chinche diminuta” se registran cultivos de: amaranto, lino, trigo, maíz, sorgo, girasol, algodón, árboles frutales, espárrago y lechuga (Molinari y Gamundi 2010).

En Argentina esta chinche se observó atacando plantas cultivadas como “ajenjo”, “alfalfa”, “algodón”, “apio”, “cebolla”, “colza”, “ciruelo”, “duraznero”, “girasol”, “lechuga”, “lino”, “maíz”, “orégano”, “papa”, “quinua”, “soya”, “tabaco”, “tomate”, “trigo” y “vid”, entre otras (Dughetti 2015a, Dughetti, 2015b).

c. Daños e importancia económica

La “chinche diminuta” o “chinche de las semillas” *N. simulans* es un heteróptero de gran polifagia que posee un amplio rango de plantas huéspedes, tanto cultivadas como espontáneas (Dughetti 2015b). Produce daños directos debido a su alimentación e indirectos por la inoculación de saliva tóxica y disemina patógenos (Dughetti 2015b, Carmona *et al.* 2015, Molinari y Gamundi 2010).

Aragón y Flores (2006) citados por Molinari y Gamundi (2010) manifiestan que en cultivos de soya se presentan daños severos en los primeros estados de desarrollo: afecta hipocótilos, cotiledones, brotes y ocasiona muerte de plántulas. Expresan que una plántula de soya puede presentar colonias de 30 individuos (adultos y ninfas).

Nysius simulans tiene una incidencia negativa en el peso de mil granos y en el poder germinativo de las semillas de quinua atacadas (Dughetti 2015b).

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 2015b, Cruces *et al.* 2016).

Dughetti (2015a) menciona que la infestación en quinua ocurre en el estado fenológico de ramificación y se prolonga hasta la cosecha, con el grano pastoso y maduro, prefieren atacar al cultivo en la medida que se encuentra más avanzado, en plena formación del grano.

d. Dinámica poblacional

En Argentina, en la temporada 2014/15, *N. simulans* fue la especie predominante por excelencia en el cultivo de quinua, mientras que el resto de la entomofauna perjudicial de esta amarantácea se registró en densidades muy bajas (Dughetti 2015a). En la medida que la quinua empieza a panojar los individuos migran de los tallos y hojas hacia las panojas, prefiriendo los granos (Dughetti 2015b).

En Brasil en el cultivo de “soya”, las poblaciones más abundantes de *N. simulans* se observaron en períodos de escasez de precipitaciones y durante la etapa reproductiva de la “soya” (Dalazen *et al.* 2014).

Dughetti (2015b) señala como enemigos naturales de la “chinche diminuta” a predadores como las arañas, *Eriopis connexa*, *Hippodamia convergens*, *Coccinella ancoralis* Germar, *Scymnus* sp. y *Harmonya axyridis*, *Nabis* sp., *Geocoris* sp. y *Orius insidiosus* Say, menciona también, que las dos últimas especies fueron registradas cuando comenzaron a aparecer las ninfas de *N. simulans*. El autor señala que el control natural contribuyó a la reducción del número de individuos, pero no fue de gran eficiencia en el control de esta plaga.

2.8.4. Liorhyssus hyalinus (Fabricius)

a. Biología y comportamiento

Ciclo biológico de *L. hyalinus* fue de 53.75 días a una temperatura de 21.8 °C y 48.3 % de humedad relativa, el estado de huevo duró 13.95 días, estado ninfal 28.12 días, preoviposición 11.70 días, oviposición de 17.90 días y 3 días de postoviposición (Ríos 2014 citado por Mamani 2017).

Los adultos varían sustancialmente en color y tamaño, lo que ha dado como resultado más de 20 sinonimias (Göllner-Scheiding 1976 citado por Wheeler 2016, Hradil *et al.* 2007). Tiene un gran potencial para la dispersión con el viento, que se ha atribuido a sus largas alas (Hradil *et al.* 2007). Se alimenta principalmente de las partes reproductivas de las plantas (Hradil *et al.* 2007), pero también se alimenta de hojas y tallos (Readio 1928 citado por Wheeler 2016).

Los insectos del género *Liorhyssus* y los géneros aliados parecen preferir las partes reproductivas de las plantas (Readio 1928 citado por Hradil *et al.* 2007). Los brotes, flores, semillas y frutos son especialmente buscados (Hradil *et al.* 2007).

b. Distribución geográfica y rango de plantas hospederas

Liorhyssus hyalinus es una especie cosmopolita distribuida en todos los continentes, excepto en las partes más frías del norte y del sur; particularmente común en regiones tropicales y subtropicales (Hradil *et al.* 2007), podría ser el heteróptero más ampliamente distribuido (Dolling 1991 citado por Wheeler 2016), Göllner-Scheiding (1976) menciona que también está presente en la región Neotropical.

L. hyalinus es una especie polífaga, registrada en asociación con al menos 172 taxones de plantas de 38 familias, pudiendo desarrollarse en al menos 22 taxones de 9 familias de plantas; la mayoría de los taxones de plantas hospederas pertenecen a las familias Asteraceae, Malvaceae, Euphorbiaceae, Geraniaceae, Solanaceae, Cannabaceae, Chenopodiaceae, Hypericaceae y Poaceae (Hradil *et al.* 2007). Los adultos han sido registrados en numerosas plantas en diversas familias, mientras que las ninfas se desarrollan en menos especies (Wheeler 2016).

c. Daño e importancia económica

Los ropalidos polípagos o chinches sin olor, se alimenta principalmente de flores, frutos y semillas de sus hospederos (Wheeler 2016).

En el cultivo de quinua, en las panojas muy dañadas los granos quedan “chuzos” como producto de su alimentación, al insertar su aparato bucal picador-chupador, comparativamente con los granos sanos (Dughetti 2015a).

En Perú (Lima, Arequipa) Cruces *et al.* (2016) observaron que las ninfas al igual que los adultos, se alimentan de los distintos órganos de la planta durante el periodo vegetativo, cuando inicia la etapa de floración de la quinua, los chinches migran a la panoja para alimentarse de los granos que están en proceso de formación y como consecuencia provocan su vaciado, resultando en “granos vanos”.

d. Dinámica poblacional

Liorhyssus hyalinus es típicamente multivoltino y vive en diversas comunidades, desde naturales hasta antropogénicas, incluidos los agroecosistemas. A menudo se encuentra en áreas cálidas, secas y abiertas, pero también en áreas húmedas como pantanos y marismas, se ha recolectado en elevaciones desde debajo del nivel del mar hasta 3660 msnm (Hradil *et al.* 2007).

En Buenos Aires (Argentina), la mayor densidad de adultos y ninfas se observó cuando el cultivo se encontraba en grano lechoso a grano maduro (Dughetti 2015a).

En cuanto a los enemigos naturales, se conoce que en la zona costera de Arequipa, en el cultivo de quinua, se encontró a *Leucostoma* sp., (endoparasitoide) de la familia Tachinidae parasitando adultos de *L. hyalinus* (Mamani 2017).

2.8.5. *Dagbertus* sp.

a. Biología y comportamiento

En Chavimochic, La libertad, en condiciones de primavera (setiembre a noviembre) el ciclo de desarrollo *Dagbertus minensis* (Carv. and Fontes) (de huevo a adulto) tomó 38.7 días a una temperatura de 18.08 °C y humedad relativa de 79.19 %, mientras que en los meses de verano, la duración del ciclo de desarrollo fue de 22.5 días a una temperatura de 22.86 °C y humedad relativa de 77.52 % (Yarita y Cisneros 2010).

El género *Dagbertus* es fitófago, en el cultivo de palto se alimenta principalmente de botones florales jóvenes pero también utiliza pedúnculos florales, yemas vegetativas, yemas florales, brotes, frutos y hasta las nervaduras de las hojas (Yarita y Cisneros 2010).

Dagbertus spp. son de actividad diurna, los huevos alargados son incrustados por las hembras en el tejido vegetal, las ninfas al emerger se alimentan de los distintos órganos de la planta de quinua, pero prefieren los granos en formación (Cruces *et al.* 2016).

b. Distribución geográfica y rango de plantas hospederas

El género *Dagbertus* está reportado como plaga en los cultivos de vid y palto en Florida (wheeler 2001). *Dagbertus fasciatus* (Reuter) ha sido reportado en palto en Florida (Leston 1979 citado por Hernández y Henry 2010) y *Dagbertus olivaceus* (Reuter) en maíz

(Bruner *et al.* 1945 y Alayo 1974 Citados por Hernández y Henry 2010), y en palto (Leston 1979 y Zayas 1989 citados por Hernández y Henry 2010).

En Perú, *D. minensis* fue reportado en el cultivo de palto en la irrigación Chavimochic (Yarita y Cisneros 2010), mientras que Cruces *et al.* (2016) señalaron que en la región costa 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).

c. Daño e importancia económica

Dagbertus minensis ocasiona daño en el cultivo de palto por la alimentación de ninfas y adultos, las hembras adultas, también produce daño durante la oviposición, finalmente provocan la caída de botones florales y de frutos recién cuajados, en caso permanezcan en la planta, crecen mal formados (Yarita y Cisneros 2010).

En el cultivo de quinua las hembras de *Dagbertus* spp. ocasionan lesiones durante la oviposición, adultos y ninfas ocasiona daño al alimentarse de los granos en formación, impidiendo su llenado (Cruces *et al.* 2016).

d. Dinámica poblacional

Wheeler (2001) señala que la duración de los estados de desarrollo es inversamente proporcional a la temperatura y altitud, otras especies acortan el ciclo biológico de acuerdo a la generación a la cual pertenecen.

La presencia de *D. minensis* en el palto está asociada con la fenología del cultivo, conforme progresa la presencia de inflorescencias, se va incrementando la población del chinche (Yarita y Cisneros 2010). Las condiciones climáticas son otro factor que influyen en la presencia de este chinche, *Dagbertus* spp. en la costa peruana se presenta durante todo el año, pero con mayor incidencia en los meses de primavera y verano (Cruces *et al.* 2016).

Yarita y Cisneros (2010) mencionan que no se conoce enemigos naturales para *D. minensis*.

2.8.6. *Prodiplosis longifila* Gagné

a. Biología y comportamiento

Los adultos tienen un aspecto frágil, y suelen ocultarse durante el día, a la sombra, protegidos del viento y favorecidos por condiciones de humedad. Las hembras viven 4 a 6 días, no se alimentan, y ovipositan en los brotes, debajo de las brácteas. Las larvitas son musciformes, casi transparentes se vuelven blanco cremosas, y se desarrollan ocultas en el brote en un medio relativamente húmedo. El desarrollo de huevo a adulto toma 9 a 11 días en verano y 19 a 21 días en invierno. Las larvas maduras, de color amarillento, caen al suelo donde empupan superficialmente, quedando protegidas con gránulos de tierra. Los terrenos arenosos facilitan el empupamiento (Cisneros 2010).

Prodiplosis longifila es una especie polífaga y se alimenta de especies de varias familias de plantas (Hernández 2014).

b. Distribución geográfica y rango de plantas hospederas

El género *Prodiplosis* se encuentra establecido en América y Europa, ocasionando severos perjuicios en melón, papaya y tomate (Neal *et al.* 1988 Citados por Ortega *et al.* 2014, Gagné *et al.* 1986). En América, *P. longifila* ha sido registrado en USA, Colombia, Ecuador y Perú; en *Gossypium* sp., *Lycopersicon esculentum*, *Solanum tuberosum*, *Citrus aurantifolia* (Christm.) Swingle, *Medicago sativa*, *Phaseolus* sp., *Chenopodium ambrosioides* L., y *Ricinus communis* L. (Gagné 2010).

Prodiplosis longifila es una de las plagas más importantes de las solanáceas y espárragos en el Neotrópico (Hernández *et al.* 2015, Valarezo *et al.* 2003).

Valarezo *et al.* (2003) presentan una larga lista de hospederos para esta especie, entre los que menciona a *Spinacia oleracea* L., *Chenopodium ambrosioides* y *Amaranthus* spp..

c. Daño e importancia económica

P. longifila, en USA se alimenta de los ovarios, estambres y pistilos de botones florales de limón Tahití, provocando aborto (Peña *et al.* 1989), en Colombia puede causar daños severos en tomate, debido a la alimentación de la larva en los brotes foliares, flores y frutos, causando pérdidas de hasta 100% (Peña *et al.* 1989, Mena *et al.* 2014, Hernández *et*

al. 2015, Valarezo *et al.* 2003), mientras que en Ecuador se ha registrado pérdidas hasta un 60% en la producción de tomate (Valarezo *et al.* 2003).

P. longifila surge como plaga importante en la costa peruana a causa de las frecuentes aplicaciones de insecticida realizados en el cultivo de papa para el control de *L. huidobrensis*, dependiendo de las condiciones climáticas, esta plaga puede afectar seriamente el rendimiento y la calidad de los tubérculos (Kroschel *et al.* 2012).

En Perú, *P. longifila* es considerado como un insecto plaga muy dañino en cultivos de alfalfa, tomate, papa, marigold y esparrago, ubicándose mayormente en toda la costa desde sur (Tacna) a norte (Tumbes) (Bayer 1995 citado por Ortega *et al.* 2014), en el cultivo de papa puede lograr infestaciones de hasta 16 % de los brotes (Kroschel *et al.* 2012). El cultivo de esparrago se ve amenazado durante las primeras etapas fenológicas de brotamiento, rameado y apertura, por la alta incidencia de larvas en estas etapas, las que realizan raspaduras en el tejido epidérmico provocando la distorsión y la deformación de brotes (Sánchez y Apaza 2000, Castillo 2006, citados por Cedano y Cubas 2012). En alfalfa, las larvas de hábitos gregarios, producen fuertes raspaduras en los brotes ocasionando detención del crecimiento de la planta, los brotes, inicialmente se observan marchitos y posteriormente se secan. También producen daños similares en papa y pallar. En el cultivo de tomate, el fruto dañado tiene apariencia poco atractiva y de mayor dureza, en la zona afectada, además de estos daños, se produce daños secundarios de hongos, bacterias y otros dípteros (Díaz 1981).

d. Dinámica poblacional

La dinámica poblacional de la “mosquilla del brote”, al igual que en otras especies está influenciada por varios factores, entre ellos las condiciones climáticas, la actividad de los enemigos naturales, la fenología del cultivo, y las labores agrícolas, como la aplicación de plaguicidas.

En el cultivo de tomate en Ecuador, a temperaturas entre 23.13 - 27.9 °C, humedad relativa entre 71.19 – 86.47 % y precipitación entre 0.0 mm a 170 mm, *P. longifila* se presentó durante todo el año, la ausencia de lluvias favoreció el desarrollo del insecto, mientras que durante las épocas lluviosas disminuyeron drásticamente su ataque (Valarezo *et al.* 2003)

En la irrigación Chavimochic, los terrenos arenosos por un lado facilitan el empupamiento de la “mosquilla del brote”, por otro, las altas temperaturas de la arena durante el verano producen una mortalidad que puede llegar hasta el 40% (Cisneros 2010).

Entre los enemigos naturales para *P. longifila*, se han señalado tanto predadores como parasitoides. Entre los predadores mencionados están *Chrysoperla externa* H.; *Rhinacloa* spp., *Orius insidiosus* S., *Metacanthus* sp., *Nabis punctipennis* B., *Geocoris punctipes* S., *Hippodamia convergens*, *Cycloneda sanguinea*, *Eriopis connexa connexa*, *Ceratomegilla maculata* D.E. y *Scymnus* sp. (Díaz 2009 citado por Hernández 2014).

En cultivos poco perturbados por labores agrícolas, los predadores que viven en el suelo cumple un rol importante, al alimentarse de las larvas que caen al suelo para empupar, entre los que se menciona a los carábidos (*Pterostichus* sp., *Tegrasonoderus* sp.), tijeretas (Labiduridae) y numerosas especies de arañas (Cisneros 2010).

En el cultivo de esparrago en el valle de Virú, con periodos libres de aplicación de 15 días, los predadores más frecuentes son *C. externa*, *Ceraeochrysa cincta* Banks, *Symphorobius* sp., *Nabis capsiformis* Germar, *Metacanthus* sp., *H. convergens*, *C. sanguínea*, presentes durante todo el periodo (Sandoval *et al.* 1999 citados por Valarezo *et al.* 2003).

Dentro de los enemigos naturales parasitoides de *P. longifila* se encuentra *Synopeas* sp. (Hymenoptera: Platygasteridae). En Colombia, en los cultivos de ají, pimiento morrón, limón Tahití y tomate, encontraron cuatro especies de parasitoide del genero *Synopeas*, asociados a tres especies de cecidomíidos, *Prodiplosis longifila*, *Prodiplosis floricola* y *Dasineura* sp., formando una compleja interacción entre planta-herbívoro-parasitoide, las especies de parasitoides no se encontraron por igual en todas las plantas hospedantes, fueron más abundantes en los cultivos de tomate y los huertos de limón Tahití (Hernández *et al.* 2018).

Synopeas sp. ejerció hasta un 90% de control de *P. longifila*, en cultivos de limón Tahití en La Florida, Estados Unidos (Peña *et al.* 1990 citado por Hernández 2014).

En el valle de Virú, en verano, con periodos libres de aplicación de 15 días, el parasitoide más frecuentes de *P. longifila* en el cultivo de espárrago, es *Synopeas* sp. (Sandoval *et al.* 1999 citados por Valarezo *et al.* 2003). Lo mismo, Cisneros (2010) en la irrigación Chavimochic, en el mismo cultivo, también encontró como parasitoide de la “mosquilla del

brote” a *Synopeas* sp., pero señala que difícilmente sobrepasa el 20 % de parasitoidismo, a demás afirma que esta plaga no cuenta con un controlador biológico eficiente, sin embargo Ternero *et al.* (2004) citados por Hernández (2014) señala que en nuestro país, este parasitoides ha sido incluido en el manejo integrado de la “mosquilla del brote” en el cultivo de espárrago y logró hasta 80% de parasitoidismo.

En campos comerciales de tomate en Colombia, el número de larvas aumentó después de la floración, sugiriendo que los adultos fueron atraídos por las flores de tomate y probablemente las utilizaron como fuente de azúcar. Ocurrió también que la aplicación de insecticidas (espirotetramat contra *P. longifila*, metomil, tiametoxam, dimetoato, tiociclam hidrogenoxalato, clorpirifós y lambda cihalotrina para diversas plagas) en un esquema basado en el calendario no redujo la densidad de larvas, pues continuaron en aumento a pesar de las aplicaciones (Duque *et al.* 2018).

2.8.7. *Liriomyza huidobrensis* Blanchard

a. Biología y comportamiento

Los minadores de hojas son insectos cuyas larvas viven y se alimentan dentro de las hojas, consumiendo el mesófilo sin dañar la epidermis foliar. Varias especies son consideradas serias plagas de cultivos intensivos, hortícolas y ornamentales (Salvo y Valladares 1995).

Los huevos son depositados individualmente por la hembra en las picaduras que realiza en la epidermis de la hoja y requiere de 2 a 4 días para su eclosión. Presenta 3 estadios larvales, cada uno con duración de 2 a 3 días. Durante su primer y segundo estadio larval se alimenta del mesófilo de la hoja, mientras que en el tercero se alimenta de la parte superior de la hoja, dejando una huella espiral o retorcida que al principio es transparente y luego se pone de color café; cuando la larva llega a su madurez realiza una incisión longitudinal y sale para convertirse en pupa en la superficie de la hoja o en el suelo, donde completa su desarrollo entre 5 y 12 días. Los adultos son muy buenos voladores y se mueven alrededor de las plantas en rápidos movimientos irregulares, viven de 10 a 20 días dependiendo de las condiciones ambientales. El ciclo biológico del minador de la hoja puede ser tan corto como 15 días, estimándose un promedio de 21, dependiendo de la planta hospedera y la temperatura. Su alimentación y oviposición la inician al salir el sol y alcanza su máximo punto a media mañana y el apareamiento puede ocurrir a cualquier hora

del día (Mau y Mertín 1991, Pacheco 1985, King y Saunders 1984, citados por Garza 2001).

Por otro lado Lizárraga (1990) al realizar estudios utilizando esquejes de papa de la variedad Mariva, obtuvo ciclos de desarrollo de *L. huidobrensis* de 40 días en invierno, 25 días en primavera y 19 días en verano. Las hembras fueron más longevas que los machos y tuvieron una capacidad reproductiva de 252 huevos en promedio durante la primavera.

b. Distribución geográfica y rango de plantas hospederas

Originario del Neotrópico, antes de 1980 estaba restringido a América central y sur. Desde entonces *L. huidobrensis* se ha expandido rápidamente a otras áreas, y es reportada en varios países de África, Europa y Asia. Es señalado como plaga seria en papa en Argentina, Brasil, Chile, Perú, América central, México, Indonesia, Israel, Kenya, Malasia y África del Norte (Cisneros y Mujica 1998). También ha sido citada en países europeos como Francia, Holanda, Dinamarca, Italia y Portugal; y Oriente Próximo (Hammad y Nemer 2000 citados por Barranco 2003).

Spencer (1973) y Spencer (1990) citados por Steck (1999) muestran una larga lista de especies vegetales perteneciente a diferentes familias, en el cual se incluye las familias Chenopodiaceae, Tropaeolaceae y Oxalidaceae.

Liriomyza huidobrensis es una especie ampliamente polífaga, como hospederos de esta especie en Perú, se han reportado a *Beta vulgaris* L., *Chenopodium abrossoides*, *Chenopodium hirsutum*, *Chenopodium quinoa* y *Spinacea oleracea* (Chenopodiaceae); *Callendula officinallis*, *Cynara scolymus* L., *Helianthus annuus* L., *Lactuca sativa* L. y *Sonchus* sp. (Asteraceae); *Brassica oleracea* var. *Botrytis* L. (Cruciferae); *Citrullus vulgaris* Schrod., *Cucurbita máxima* Duchesne y *Cucurbita* sp, (Cucurbitaceae); *Medicago sativa*, *Phaseolus vulgaris* L., *Pisum sativum* L., y *Vicia faba* L. (Leguminosae); *Althaea rosea* Cav. (Malvaceae); *Lycopersicon esculentum*, *Nicotiana glauca* Graham, *Nicotiana tabacum* L., y *Solanum tuberosum* (Solanaceae); *Apium graveolens* L. var. *Dulce* Pers, *Daucus carota* L. e *Hydrocotyle unbellata* Thumb (Umbelliferae); *Allium cepa* L. (Liliaceae), está ampliamente distribuida en la costa y valles abrigados de la sierra (Korytkowski 2014).

c. Daño e importancia económica

Aunque el principal daño de *L. hudibrensis* es ocasionado por las larvas, también las hembras pueden producir daños importantes debidos a sus hábitos alimenticios y de oviposición. Éstas realizan pequeñas punteaduras en las hojas con su ovipositor puntiagudo, de cada diez picaduras, ocho son de alimentación, depositando sus huevecillos en las otras dos. Estas picaduras causan una apariencia punteada y amarilla, las que se hacen muy evidentes en infestaciones fuertes (Garza 2001), incluso pueden llegar a producir la destrucción de estas estructuras (Barranco 2003).

«Las larvas recién eclosionadas de *L. huidobrensis* forman minas serpenteantes. El diámetro de la mina aumenta a medida que la larva crece. El tejido de la hoja afectado por la alimentación de la larva se vuelve necrótico y de color marrón. A medida que las áreas necróticas se unen en hojas altamente infestadas, toda la hoja se seca y muere. Los campos de papa altamente infestados parecen quemados. Las infestaciones de moscas pueden comenzar con la emergencia de la planta y continuar hasta la senescencia de la planta» (Cisneros y Mujica 1998).

“Las hojas inferiores son las primeras en mostrar daño, las hojas medias y superiores son dañadas progresivamente a medida que la planta crece y la infestación continúa. El daño en las hojas superiores generalmente ocurre cuando la planta deja de crecer” (Cisneros y Mujica 1998).

Paralelamente, los daños producidos por agromícidos pueden propiciar daños secundarios por infecciones fúngicas (Barranco 2003).

El grado de daño causado por los agromícidos en las plantas depende en primer lugar del tamaño de la población, del modo de alimentación de la larva, de la parte de la planta a la que ataque y su estado de crecimiento. Las especies que aparecen en un elevado número en estado de larva coincidiendo con el periodo de siembra de un cultivo (plantas jóvenes), pueden convertirse en una plaga con efectos muy severos, en ocasiones puede perderse la planta completa (Barranco 2003). La mayoría de los autores concuerdan que una especie minadora de hojas se convierte en plaga por el desarrollo de resistencia a insecticidas y por la eliminación de sus enemigos naturales, a consecuencia de las prácticas agrícolas agresivas y al empleo de insumos químicos (Spencer 1973, Minkenberg y Van Lenteren 1986 citados por Salvo y Valladares 2007). Otro factor es el incremento de monocultivos,

muchos parasitoides tienen preferencias por plantas específicas, por lo tanto, si el único cultivo presente es poco atractivo para los parasitoides; en ese ambiente, los minadores pueden escapar al parasitismo (Murphy y La Salle 1999, citados por Salvo y Valladares 2007). Finalmente, la expansión de la horticultura extensiva y el comercio de plantas sin control cuarentenario ha propiciado también, la expansión de los rangos de distribución de minadores de hojas (Salvo y Valladares 2007).

d. Dinámica poblacional de la “mosca minadora”

La competencia intraespecífica, tanto directa por interferencia como indirecta o explotativa, representa una causa importante de mortalidad para las larvas minadoras de hojas (Faeth 1990, Auerbach *et al.* 1995, Eber 2004, citados por Salvo y Valladares 1995). La abscisión foliar, se ha señalado también como otro factor importante para la supervivencia de los minadores (Potter 1985, Faeth 1990, Girardo *et al.* 2006, citados por Salvo y Valladares 1995). La caída de hojas, en algunos casos, podría beneficiar a los minadores al liberarlos de sus eventuales parasitoides (Kahn y Cornell 1989, citados por Salvo y Valladares 1995). Por otra parte, algunas larvas minadoras liberan citoquininas que mantienen áreas verdes (“islas verdes”) en hojas senescentes, lo cual les permite completar su desarrollo (Salvo y Valladares 1995).

Cisneros y Mujica (1998), señalan que en el cultivo de papa un factor importante de mortalidad natural que afecta la densidad poblacional de la *L. huidobrensis*, es la hipersensibilidad de la hoja de papa en crecimiento que ocasiona la extrusión del huevo.

Cisneros y Mujica (1998) en los años de 1994-1996, con temperatura promedio de 23.6 °C (verano) y 13.2 °C (invierno), registró las poblaciones más altas de la “mosca minadora” en junio (invierno) y setiembre (primavera), mientras que las más bajas en los meses cálidos (diciembre a abril). Lo mismo, Palacios (1997) señala que en el cultivo de papa, la población de “mosca minadora” alcanza los picos más altos en la estación de invierno, por lo cual es una plaga considerada propia de la estación fría. Por otro lado Sánchez y Redolfi de Huiza (1985), de agosto a diciembre en el cultivo de papa, en el valle de Lima, encontraron el registro más alto de infestación por *L. huidobrensis* en primavera, alcanzando 78% a fines de octubre.

Las poblaciones bajas de “mosca minadora” durante los meses cálidos está relacionada a la reducción en las tasas de oviposición durante estos meses (Lizarraga 1989, citado por

Cisneros y Mujica 1998). Sin embargo, parece también estar relacionado a un aumento de parasitismo durante los meses cálidos del año (Palacios 1997, Cisneros y Mujica 1998). En noviembre, son comunes las tasas de parasitismo de hasta 92% (Cisneros y Mujica 1998).

La literatura indica que los parasitoides constituyen en general el grupo más importante en la regulación de la población de las distintas especies de minadores de hojas (Parrella 1987 y Hespeneide 1991, citados por Salvo y Valladares 2007). Los numerosos parasitoides citados para *L. huidobrensis*, son todos del orden Hymenoptera (Díaz y Valladares 1979, Valladares 1984, Yabar 1988, Van der Linden 1990, citados por Salvo y Valladares 1995).

Los parasitoides tienen una función clave en el control de la población de minadores de hoja en ecosistemas naturales y en áreas cultivadas con uso racional de insecticidas (Lewis *et al.* 2002 citados por Salvo y Valladares 2007), Lo mismo, Cisneros y Mujica (1998), señalan que en el cultivo de papa, el complejo grupo de parasitoides desempeñan un papel importante en la regulación de las poblaciones de “mosca minadora” en la costa central peruana.

En campos de hortalizas de la costa peruana, se registró parasitoides de la familia Eulophidae, Braconidae, Pteromalidae, Figitidae y Mymaridae en varias especies de mosca minadora, entre ellas *L. huidobrensis*, que además fue la más dominante. La familia Eulophidae fue la que presentó mayor número de especies, mientras que *Halticoptera arduine* (Walker), *Chrysocharis flacilla* (Walker), *C. caribea* Boucek y *Diglyphus websteri* (Crawford), fueron las especies más abundantes. *H. arduine* además de ser el parasitoide más abundante y eficiente, también parasitó todas las especies de mosca minadora en 25 cultivos. *C. flacilla*, *C. caribea*, *D. websteri*, *D. begini* (Ashmead) y *Ganaspidium* sp. Weld también son parasitoides que se adaptan a una amplia variedad de plantas hospederas y especies de mosca minadora (Mujica y Kroschel 2011).

Cisneros y Mujica (1998) en cultivo de papa, en la costa peruana tuvieron resultados similares al registrar parasitoides de “mosca minadora” agrupados en 4 familias, de los cuales Eulophidae fue la familia que presentó mayor número de género y especies (Cuadro 7), entre las que se encuentra *D. websteri* que junto con *H. arduine* de la familia Pteromalidae, según varios autores, son las especies más importantes en la regulación de la población de mosca minadora.

Cisneros y Mujica (1998), para la costa central de Perú, en cultivo de papa, indican que cuando poco o ningún insecticida es aplicado, el parasitoidismo de las larvas de “mosca minadora” de abril a agosto usualmente varía de 35% a 55%, pero, a partir de setiembre, se incrementa de manera sostenida hasta noviembre, acercándose al 100%. Resultados similares obtuvieron Galantini y Redolfi de Huiza (1992) en Lima durante 1990, en el mismo cultivo, sin aplicación de plaguicida, entre marzo y noviembre, el porcentaje de parasitismo en *L. huidobrensis* se incrementó de 53.6% a 95.5%.

Sánchez y Redolfi de Huiza (1985) y Galantini y Redolfi de Huiza (1992) en la costa central, en el cultivo de papa, coinciden en que los parasitoides más importantes en la regulación de la población de “mosca minadora” fueron *H. arduine*, *Chrysocharis phytomyzae* (Brèthes), *Diglyphus begini*.

Cuadro 7: Especies de parasitoides del orden Hymenoptera que atacan larvas y pupas de mosca minadora en la costa central de Perú, 1998.

HYMENOPTERA	Subfamilia	Especie	Parasitismo
ICHNEUMONOIDEA			
Braconidae	Opiinae	<i>Opius scabriventris</i>	Endoparasitoidae
		<i>Opius</i> sp.	Endoparasitoidae
CYNIPOIDEA			
Eucoilidae		<i>Ganaspidium</i> sp.	Endoparasitoidae
CHAICIDOIDEA			
Eulophidae	Eulophinae	<i>Diglyphus websteri</i>	Ectoparasitoide
		<i>Diglyphus begini</i>	Ectoparasitoide
		<i>Diglyphus</i> sp.	Ectoparasitoide
	Tetratischinae	<i>Diaulinopsis</i> sp.	Endoparasitoidae
	Entedontinae	<i>Chrysocharis phytomyzae</i>	Endoparasitoidae
		<i>Chrysocharis ainsliei</i>	Endoparasitoidae
		<i>Chrysocharis</i> sp. A	Endoparasitoidae
		<i>Chrysocharis</i> sp. B	Endoparasitoidae
		<i>Chrysocharis</i> sp. C	Endoparasitoidae
		<i>Chrysocharis</i> sp. D	Endoparasitoidae
		<i>Chrysocharis</i> sp. E	Endoparasitoidae
		<i>Chrysonotomyia</i> sp. A	Ectoparasitoide
		<i>Chrysonotomyia</i> sp. B	Ectoparasitoide
		<i>Chrysonotomyia</i> sp. C	Ectoparasitoide
		<i>Closterocerus cinctipennis</i>	Ectoparasitoide
		<i>Closterocerus</i> sp.	Ectoparasitoide
Elachertinae	<i>Zagrammosoma multilineatum</i>	Ectoparasitoide	
Pteromalidae	Miscogasterinae	<i>Halticoptera arduine</i>	Endoparasitoide
		<i>Halticoptera</i> sp. A	Endoparasitoide
		<i>Halticoptera</i> sp. B	Endoparasitoide

FUENTE: Cisneros y Mujica (1998).

Galantini y Redolfi de Huiza (1992) señalan que *H. arduine* predominó hasta octubre, a partir de entonces *D. begini* incrementa su población. Lo mismo Redolfi de Huiza *et al.* (1985) en la costa central, en el cultivo de papa, entre julio y noviembre, registraron sobre la “mosca minadora” a *H. arduine* como el principal parasitoide, pues tuvo el porcentaje más alto en toda la campaña, bajando a fines de octubre, momento en el que aumenta la población de *D. websteri* sobrepasando el 50% de parasitoidismo.

Sánchez y Redolfi de Huiza (1985) obtienen resultados similares, pues señalan que la población de *D. websteri* se incrementó a fines de primavera, cuando la población *H. arduine* disminuyó; lo mismo autores Sánchez y Redolfi de Huiza (1988) en la costa central, también en el cultivo de papa, de agosto a diciembre encontraron que *H. arduine* tuvo una población más alta durante el periodo de mayor crecimiento y desarrollo, mientras que *D. websteri* fue más abundante al final del cultivo.

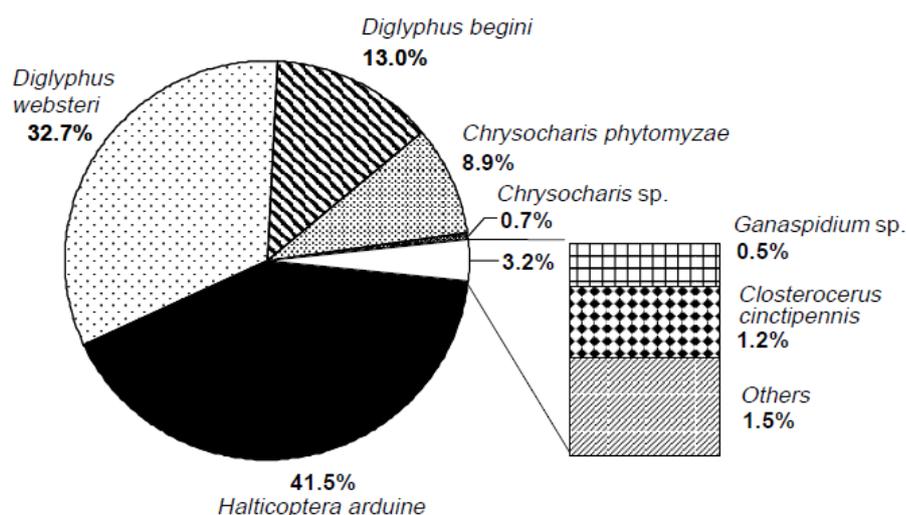


Figura 3: Distribución de especies de parasitoides de larvas de mosca minadora en papa y otros cultivos en el valle de Cañete - Perú, 1998.

FUENTE: Cisneros y Mujica (1998).

Cisneros y Mujica (1998), También señalan que *H. arduine* es el parasitoide más abundante de la “mosca minadora” con 41.5 %, seguido de *D. websteri* y *D. begini* con 32.7% y 13% respectivamente (Figura 3), por lo que, parece ser que *H. arduine* y *Diglyphus sp.* son los parasitoides mayormente responsables de la variación estacional de la población de “mosca minadora”, ya que el nivel de parasitismo por *H. arduine* comúnmente alcanza de 55-78% desde junio hasta agosto, mientras que el nivel de parasitismo por *Diglyphus sp.* se estimó alrededor de 60-82% de setiembre a noviembre.

Incluso en estudios realizados en otros países sobre el complejo de parasitoides de “mosca minadora” los resultados son similares a los obtenidos para nuestro país en cuanto a familias y géneros de parasitoides, pues en Turquía, en pepino de invernadero, *D. isaea* se presentó en otoño y primavera como uno de los parasitoides más predominantes para *L. huidobrensis* (Civelek *et al.* 2002). Bahlai *et al.* (2006) en el sur de Ontario-Canadá, en los años 2002 y 2003, en varios cultivos, también identificaron miembros de la familias Eulophidae (*Chrysocharis oscinidis* Ashmead) y Pteromalidae (*Halticoptera circulus* (Walker)) como parasitoide de la “mosca minadora”. Las tasas de parasitismo registrados variaron de 4 a 27% en 2002 y de 4% a 13% en 2003.

Cisneros y Mujica (1998) señalan que todas las etapas de desarrollo de la “mosca minadora” son sujetas a predación, pero los más expuestos son los huevos extruidos (cultivo de papa) y la pupa en el suelo. La “mosca minadora” es atacada por insectos predadores de las órdenes Coleoptera, Hemiptera, Diptera, Dermaptera e Hymenoptera, pero señalan que la mayoría de estos predadores, son generalistas, sin embargo, mencionan que algunas moscas de la Familia Dolichopodidae y Empididae tienden a preferir a la “mosca minadora”.

Entre las especies de insectos señaladas como enemigos naturales de la “mosca minadoras” en la costa central del Perú, se encuentra *Calosoma abbreviatum* Chaudoir, *Pterostichus* sp., *Megacephala carolina-chilensis* Castelnau, *Orius insidiosus*, *Nabis punctipes* Reuter, *Geocoris punctipes*, *Condylostylus similis* (Aldrich), *Drapetis* sp. (Cisneros y Mujica 1989).

Otro factor importante que influye en la dinámica poblacional de la “mosca minadora” son las aplicaciones de plaguicidas. La mayoría de los minadores de hojas son resistentes a los organofosforados, carbamatos y piretroides, por otra parte, sus enemigos naturales son severamente dañados por estos químicos (Salvo y Valladares 2007).

Algunas especies de parasitoides de minadores de hojas han desarrollado resistencia, principalmente a los organofosforados. *D. begini* es tolerante a oxamyl, methomyl, permethrin y fenvalerato (Rathman *et al.* 1990, citados por Salvo y Valladares 2007). El modo y el momento de aplicación del insecticida pueden afectar la susceptibilidad de los parasitoides (Weintraub 1999 citados por Salvo y Valladares 2007, Kaspi y Parrella 2005)

lo cual varía entre especies (Mafi y Ohhayashi 2006, citados por Salvo y Valladares 2007) e incluso, entre sexos (Rathman *et al.* 1992 citados por Salvo y Valladares 2007).

La aplicación directa y la absorción de la abamectina tuvieron un efecto negativo significativo en la supervivencia del adulto de *Diglyphus isaea* (Walker), además, fue letal para sus larvas cuando se aplicó directamente a éstas, o éstas se alimentaron de larvas del minador contaminadas con abamectina. Sin embargo, el porcentaje de emergencia de *D. isaea* no fue afectado cuando se aplicó a plantas de crisantemo que contenían larvas del parasitoide, además, la longevidad de estos adultos emergidos no fue afectada por las aplicaciones. A la luz de estos datos, se analizó la compatibilidad de la abamectina con *D. isaea*, para el control del minador en programas de MIP para invernaderos (Kaspi y Parrella 2005).

En Israel, realizaron ensayos de campo en el cultivo de papa (*Solanum tuberosum*), y evaluaron los efectos de los insecticidas ciromazina y abamectina en *L. huidobrensis* y su parasitoide *D. isaea*. Realizando aplicaciones en dos campos distintos y al principio de la temporada de crecimiento. Ambos insecticidas redujeron significativamente la infestación del minador de las hojas, en comparación con el control no tratado; sin embargo, ciromazina fue significativamente más eficaz que abamectina. De igual modo, las poblaciones de parasitoides de ambos tratamientos se redujeron significativamente en comparación con el control no tratado; las poblaciones de parasitoides en parcelas tratadas con abamectina se recuperaron antes que en las parcelas tratadas con ciromazina (Weintraub 2001).

En Australia, realizaron estudios de mortalidad larvaria y pupal de *Hemiptarsenus varicornis* (Girault) y *D. isaea*, en hojas de *Brassica rapa* ssp. *pekinensis* (Lour.) Hanelt, infestadas con *Liriomyza brassicae* (Riley), tratadas con los insecticidas abamectina y ciromazina, y el fungicida mancozeb, encontraron que, la abamectina causó una mortalidad significativa en larvas y pupas de ambas especies parasitoides, por el contrario ciromazina y mancozeb no produjeron mortandad significativa (Bjorksten y Robinson 2005).

Prijono *et al.* (2004) señalan que la abamectina aplicada a las dosis de campo causó cierta mortalidad entre los adultos de *H. varicornis* y *D. isaea*, pero fue menos tóxica que clorpirifós, mientras que la ciromazina y mancozeb no tuvieron efecto alguno sobre estos parasitoides.

2.8.8. *Herpetogramma bipunctalis* (Fabricius), *Spoladea recurvalis* (Fabricius) y *Nomophila* sp.

a. Biología y comportamiento

Bajo condiciones controladas (25 ± 2 °C; $70 \pm 20\%$ HR) y alimentado con zarzamora (*Rubus* spp.), *H. bipunctalis* cumplió su ciclo de desarrollo en 45.33 días en promedio (Diez-Rodríguez 2013). Las larvas recién emergidas *H. bipunctalis* se alimentan de las hojas tiernas y de las brácteas de las flores. Posteriormente en las panojas infestadas, forman nidos, constituidos por ramitas de la inflorescencia y unidas por hilos de seda, en el interior de estas cámaras viven las larvas alimentándose de las flores y de los granos recién formados. Al completar su desarrollo, las larvas generalmente empupan en los glomérulos de las inflorescencias, muy raras veces bajan y empupan en el suelo (Sánchez y Vergara 2002).

Spoladea recurvalis bajo condiciones controladas (25 ± 2 °C), completa su ciclo de desarrollo en 26.49 días en promedio (Pande 1973 citado por Cruces *et al.* 2016), los adultos son crepusculares y durante el día se refugian en las partes sombreadas de la planta. 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 y Vergara 2002).

Las especies del género *Nomophila*, han sido poco estudiados, existe escasa información sobre este grupo, no se ha encontrado datos sobre la biología.

b. Distribución geográfica y rango de plantas hospederas

H. bipunctalis está distribuido desde los Estados Unidos hasta Sudamérica y El Caribe (King y Sounders 1984 citados por Cruces *et al.* 2016, Diez-Rodríguez *et al.* 2013). Tiene como hospederos a especies de las familias Cannaceae, Liliaceae, Brassicaceae, Solanaceae, Apiaceae, Poaceae, Fabaceae, Portulacaceae y principalmente Amaranthaceae (Capinera 2001 y Solis 2006 citados por Cruces *et al.* 2016, Diez-Rodríguez *et al.* 2013).

S. recurvalis está presente en Europa, Asia, África, Oceanía, en América del Norte y Sur. En América del Sur está presente en Brasil, Chile, Colombia, Guayana Francesa, Paraguay, Perú, Suriname y Venezuela (UK, CAB International, 1991). Tiene como hospederos a especies vegetales de las familias Amaranthaceae, Fabaceae, Poaceae, Apiaceae,

Brassicaceae, Juglandaceae, Asteraceae, Rutaceae (Solis 2006, Brier 2007, Powell y Opler 2009, Capinera 2010 citados por Cruces *et al.* 2016).

El género *Nomophila* (Lepidoptera, Crambidae) está representada por 17 especies distribuidas en América del Norte, América del Sur, África, Europa, Asia templada, la región Oriental y Australia (Gözüaçık y Atay 2016). De los cuales, siete han sido citadas para la región neotropical (*N. tritocalis* Berg, *N. colombiana* n. sp., *N. neartica* n. sp., *N. indistinctalis* (Walker), *N. heterospila* (Meyrick), *N. helvolalis* (Maassen) y *N. distinctalis* n. sp. (Munroe 1995). *N. indistinctalis* fue descrita por Munroe (1973) como especie nueva de material revisado proveniente de Argentina, Bolivia, Uruguay, Paraguay, Brasil, Ecuador y de Perú, en este último caso, con material proveniente de Barranco-Lima.

La especie más conocida del género es *N. noctuella* (Schiffermüller), registrado por Munroe (1973) en Chipre, Siria, Líbano, Israel, Península Arábiga, Irak, Irán, Pakistán, India, China, Japón. Svensson (1999) citado por Gözüaçık y Atay (2016) en Islandia, Noruega, Dinamarca, Suiza, Europa del Este, Indonesia, Lituania, Polonia, República Checa, Países Bajos, Gran Bretaña, Irlanda, Bélgica, Luxemburgo, Francia, España, Italia, Austria, Hungría, Yugoslavia, Rumania, Bulgaria, Albania, Grecia, Suecia. Koçak y Kemal (2014) informó sobre la distribución de *N. noctuella* en Turquía.

Según Flint (1922) citado por Smith (1942), *N. noctuella*, principalmente se alimenta de “trébol rojo”, “trébol dulce” y la “alfalfa”, pero en algunos casos las larvas se habían encontrado en la “hierba azul”, “maíz”, “mostaza silvestre”, “trébol blanco”, “cola de zorro”, entre otros.

c. Daño e importancia económica

En el cultivo de quinua, *H. bipunctalis*, se alimenta principalmente de las panojas, las que dan la apariencia 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. Puede ocasionar pérdidas de hasta un 80% en la producción de este grano (Sánchez y Vergara, 2002). En México ha sido reportado alimentándose de la hoja, panoja y tallo de *Amaranthus hypochondriacus*, debido a la alimentación la panoja tiende a secarse y cuando termina de alimentarse de ésta, continua consumiendo el tallo, realizando un orificio de entrada para consumir todo el xilema y floema dejando el tallo

completamente hueco, permitiendo la entrada de otros organismos patógenos (Pérez *et al.* 2011).

«Las orugas jóvenes de *S. recurvalis* se alimentan de hojas tiernas y flores, posteriormente forman nidos pegando los glomérulos de las inflorescencias con hilos de seda que ellas mismas fabrican, finalmente destruyen los granos pastosos y maduros» (Mujica 1993). El síntoma de daño es la presencia de hojas y ramillas plegadas, dando la apariencia de estar apretadas en la porción apical de la planta (Sánchez y 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 *et al.* 2016).

Nomophila noctuella, *N. nearctica* y *N. colombiana* han sido registrados como plagas ocasionales de césped, hortalizas y cultivos forrajeros (Munroe 1973). *N. noctuella* también ha sido registrado en Turquía, dañando el cultivo de alfalfa en proporciones variables al alimentarse de las hojas y al cortar los tallos de 3-5 cm de la parte superior de la raíz de las plantas de alfalfa, las larvas durante el día se esconden dentro galerías formadas por residuos vegetales en el campo (Gözüaçık y Atay 2016). Smith (1942) coincide con los autores antes mencionados al señalar que *N. noctuella* es una de las polillas comunes de menor importancia que ocurre en campos de alfalfa y pastizales en Kansas, en cuanto al daño menciona que realiza excavaciones superficiales e irregulares en el tallo del alfalfa y grass, y generalmente cubren el área con hilo de seda.

d. Dinámica poblacional

H. bipunctalis, en México en *Amaranthus hypochondriacus* se ha encontrado a partir de septiembre cuando la planta tiende a presentar la espiga y hasta el mes de noviembre, época en que el amaranto se encuentra en proceso de maduración y realiza la pupación en la base del tallo (Pérez *et al.* 2011).

Tanto *H. bipunctalis* y *S. recurvalis*, bajo condiciones de costa peruana, están presentes durante todo el año, con mayor incidencia en los meses de primavera y verano (Cruces y Callohuiari 2016).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. UBICACIÓN

Las evaluaciones se hicieron en el cultivo de quinua de la variedad INIA 431-altiplano, instalado en las áreas de cultivo del INIA, parcela número 4, ubicado en el distrito de La Molina (Lima, Perú), a una altitud de 243.7 m s. n. m., coordenadas Longitud Oeste $76^{\circ} 56' 42.83''$ y Latitud Sur $12^{\circ} 04' 35.77''$, del 21 de junio al 27 de setiembre de 2014. Los límites de la parcela, estaban dados por el noroeste con un canal de riego y campo de plantaciones de palto enmalezado, principalmente por gramíneas, por el sudeste con una construcción (almacén), por el nordeste con un campo de cultivo de quinua y por el sudoeste con un camino y un área construida (invernaderos) (Figura 4), el cultivo que le antecedió fue frejol.

En la parcela de estudio, se realizaron diversas actividades culturales (Anexo 1), con la intención de ver el comportamiento del cultivo de quinua en la costa central, entre ellos la aplicación de los insecticidas abamectina y clorpirifós.

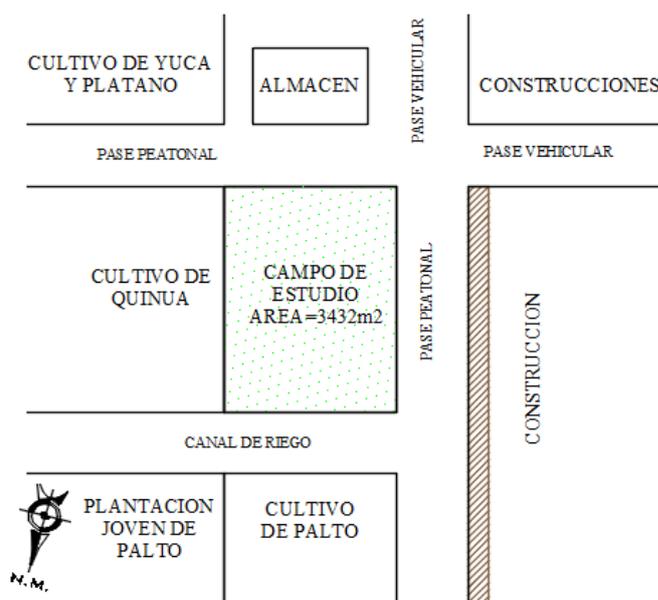


Figura 4: Esquema del campo de estudio y campos vecinos.

Los datos de temperatura y humedad relativa fueron tomados de la estación meteorológica Alexander Von Humboldt de la UNALM (Anexo 2).

Los trabajos de laboratorio se realizaron en los ambientes del Museo de Entomología Klaus Raven Büller (MEKRB) de la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM), ubicado en la Av. La Molina s/n - La Molina.

3.2. VARIEDAD DE QUINUA EMPLEADA EN EL ESTUDIO

INIA 431 Altiplano es una variedad precoz, resistente a la sequía y tolerante a mildiu, (principal enfermedad que afecta a este cultivo). El grano es grande de color blanco, tiene bajo contenido de saponina (0,03%) lo que le da un sabor dulce, alto porcentaje de proteína (16,19%) y presenta muy buena aptitud para su procesamiento en harina. Estas características atribuyen a esta variedad una capacidad amplia de adaptación que va del altiplano a la costa peruana (INIA 2013).

3.3. MATERIALES Y EQUIPOS

Los materiales y equipos empleados en cada etapa de estudio, están señalados en el Cuadro 8. Los materiales de uso común, en campo y en laboratorio fueron: Frasco de vidrio (2 cm Ø x 3 cm h, 2 cm Ø x 5 cm h), envase plástico de polipropileno (250 ml), alcohol al 75%, etiquetas, cámara fotográfica, lápiz, pincel y pinzas.

Cuadro 8: Relación de materiales y equipos empleados.

Materiales de campo	Materiales y equipos de laboratorio
Croquis del área	Tijera
Tablero	Tela organza
Libreta de apuntes	Estiletes
Cartilla de evaluación	Papel toalla, algodón
Lupa de 20x	Estilógrafo
Envase plástico de polipropileno (553 ml)	Cinta parafilm
Red entomológica	Placas Petri
Cámara letal	Láminas porta y cubre objeto
Lampa pequeña	Frasco de vidrio (4 cm Ø y 5 cm h)
Bandeja (50 cm x 38 cm)	Frasco de vidrio (1.5 cm Ø y 2.5 cm h)
Detergente líquido	Alfileres entomológicos
Cloruro de Sodio (sal)	Extensor de alas
	Caja entomológica tipo Schmidt
	Caja para muestras húmedas
	Estereoscopio, computador

3.4. METODOLOGÍA DE EVALUACIÓN

El estudio se llevó a cabo en un área de 3432 m², que fue dividido en 5 sectores (Figura 5), cada uno con un área de 572 m², excepto el sector 3 que tuvo un área de 1144 m². El distanciamiento entre surcos fue de 1.5 m, con aproximadamente 20 plantas por metro.

Las evaluaciones se realizaron cada siete días, a partir de las 8:00 am, evitando realizar evaluaciones al borde de la parcela, desde la emergencia (21/06/14) hasta la cosecha (27/09/14), empleando las técnicas de evaluación mencionadas en el Cuadro 9. La metodología de evaluación empleada en el estudio fue la propuesta por Sarmiento y Sánchez (2012), adecuándose de acuerdo a las características del cultivo de quinua y a los objetivos propuesto en el estudio.

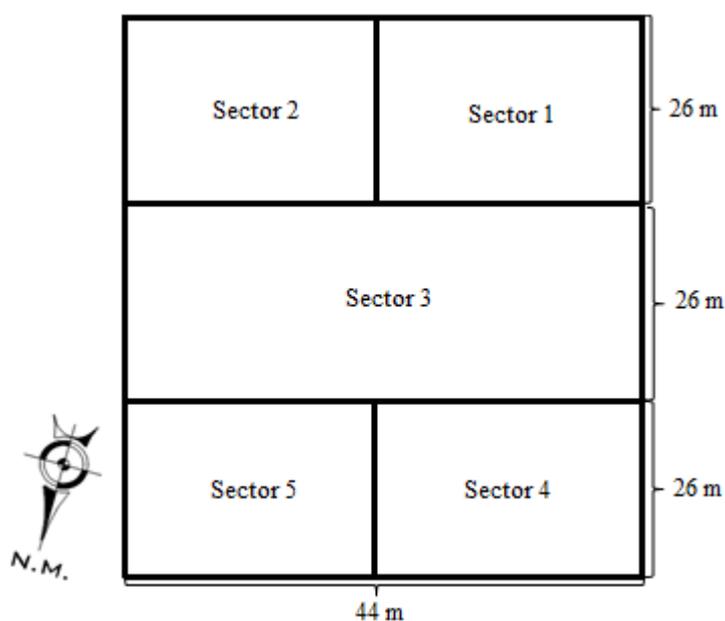


Figura 5: División del área de estudio en sectores.

Cuadro 9: Técnicas empleadas en la evaluación de insectos fitófagos y benéficos en el cultivo de quinua.

Técnicas de evaluación	Número/sector	Total
Trampas de caída	1 trampa	5 trampas
Evaluación por órgano de planta	5 plantas	25 plantas
Paso de la red entomológica	2 surcos (52 m)	10 surcos (260 m)
Colecta de hojas minadas en el tercio medio	20 hojas	100 hojas

La evaluación de los insectos fitófagos y benéficos se realizó simultáneamente.

3.4.1. TRABAJO REALIZADO EN CAMPO

a. Trampas de caída

Las trampas de caída fueron colocadas al ras del suelo, una en la parte media de cada sector, (con ayuda de una lampa pequeña), siendo un total de 5 trampas en el todo área de estudio (Figura 6).

Cada trampa de caída consistió de un envase plástico de polipropileno con una altura de 11 cm y 8 cm de diámetro (553 ml), estos envases contenían una mezcla de agua, el cual se llenó hasta la mitad de su capacidad, 20 g (dos cucharadas) de sal, para evitar la descomposición de las muestras colectadas y cuatro ml (una cucharada) de detergente líquido incoloro e inodoro para romper la tención superficial del agua. La remoción y colecta de estas trampas se hizo una vez por semana. El traslado del material colectado en cada trampa se hizo en los mismos envases y en la misma solución empleada (sin cambiar).

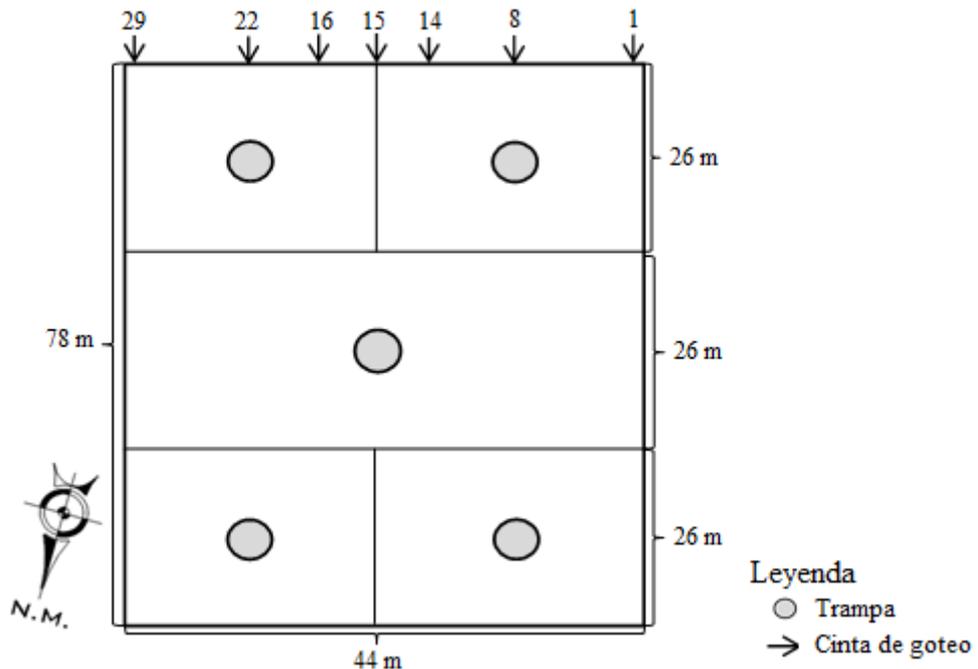


Figura 6: Distribución de trampas de caída en el campo de cultivo de quinua.

b. Evaluación por órgano de planta

En cada fecha de evaluación, el punto de ingreso a cada sector fue distinto al de la semana anterior, el desplazamiento se realizó en zigzag, tomando al azar 5 plantas/sector.

La evaluación con esta técnica, consistió en examinar minuciosamente la planta completa o los órganos de la planta, dividido en mitades o tercios, de acuerdo al estado fenológico del cultivo (Cuadro 10), en todos los casos las evaluaciones se realizaron empezando por la parte superior de la planta, en caso de ser necesaria, empleando una lupa.

Cuadro 10: Número de órganos evaluados según la etapa fenológica del cultivo de quinua.

Etapa fenológica	División de planta	Órgano evaluado	Por planta	Total
Emergencia -2 hojas verdaderas	-	brote	1	25
4 a 6 hojas verdaderas - inicio de panoja	-	brote	1	25
		hoja	2	50
		tallos	1	25
Panojamiento (1ra semana)	Mitad superior	panoja	1	25
		hoja	2	50
	Mitad inferior	hoja	2	50
		tallo	1	25
Panojamiento (2da semana)- grano maduro	Tercio superior	panoja	1	25
		hoja	2	50
	Tercio medio	hoja	2	50
	Tercio inferior	hoja	2	50
		tallo	1	25

Las dos primeras semanas (Emergencia y 2 hojas verdaderas), se evaluó toda la planta considerando como un brote, por el tamaño de la plantita; a partir de 2-6 hojas verdaderas hasta inicio de panoja se evaluó un brote, dos hojas/planta y tallo; excepcionalmente en la primera semana de panojamiento, la planta fue dividida en mitad superior e inferior y se evaluó una panoja, dos hojas en cada mitad y el tallo; y a partir de la segunda semana de panojamiento la planta fue evaluado por tercios, en el tercio superior se evaluó la panoja y dos hojas, en el medio dos hojas y en el inferior dos hojas y el tallo. Sin embargo, a inicio de floración, la planta sufrió una defoliación severa a causa de la infección por “mildiu”, quedando escasas hojas solo en el tercio superior, por lo que las evaluaciones en esta etapa y la primera semana de floración (8va y 9na evaluación respectivamente) se realizaron solo en el tercio superior. A partir de la segunda semana de floración hasta la cosecha las evaluaciones se realizaron solo en el tercio superior y medio, debido a que el tercio inferior quedó permanentemente defoliado.

Al inicio del desarrollo de panoja, esta fue evaluada mediante observación y manipuleo, cuando estuvo más desarrollada se realizó mediante sacudidas sobre una bandeja de material plástico de 50 cm x 38 cm.

Los datos de las observaciones fueron registrados en una cartilla de evaluación previamente elaborada (Anexo 3,4), identificando la especie de insecto, cuando no fue posible, fueron colectados y acondicionados para su traslado al laboratorio.

Las muestras tomadas para el transporte al laboratorio fueron:

Trips y áfidos: hallados en hojas, brotes o panojas fueron colocados en pequeños frascos de vidrio de 2 cm de Ø x 3 cm de h y 2 cm de Ø x 5 cm de h (por separado) con alcohol al 75% con la ayuda de un pincel.

Áfidos parasitados: Estas muestras fueron cuidadosamente colectadas con las hojas sobre las que se hallaron y colocados en envases plásticos de polipropileno de 250 ml, con pequeños orificios en la tapa. Previamente se realizó el conteo total de individuos por colonia identificando los áfidos parasitados para determinar el porcentaje de parasitoidismo.

Chinchas de la familia Miridae, Lygaeidae y Rhopalidae: fueron colectados en la cámara letal, una vez muertos se pusieron en envases de plástico de 250 ml.

Brotes dañados con presencia de larvas de prodiplosis: los brotes con presencia de larvas fueron retirados y adecuadamente empacados con papel toalla humedecido en envase plástico de polipropileno de 250 ml.

Hojas minadas: Durante la evaluación, las hojas con presencia de minas fueron colectados en envase plástico de polipropileno de 250 ml, los datos obtenidos en esta evaluación fueron empleados para determinar la fluctuación poblacional de larvas de la “mosca minadora”, el porcentaje de hojas minadas y el porcentaje de hojas infestadas.

Larvas de Lepidoptera: fueron hallados en los brotes y panojas, se colectaron en envase de plástico de polipropileno de 250 ml, con pequeños orificios en la tapa y con algo de alimento, así fueron trasladados al laboratorio para la crianza y obtención de adultos de la polilla o parasitoide, de tal modo que se pueda evaluar el porcentaje de parasitoidismo.

Todas las muestras tomadas, fueron debidamente rotuladas con la fecha y sector de colecta correspondiente para su transporte al laboratorio.

c. Paso de la red entomológica

La evaluación mediante esta técnica se hizo a partir de la tercera semana (etapa fenológica de 4-6 hojas verdaderas). Se pasó una red entomológica con un aro de 50 cm de diámetro y una longitud de 80 cm, en dos surcos por cada sector, la longitud de cada surco fue de 26 m. Los insectos capturados fueron puestos en cámara letal hasta que estos estuvieron muertos, luego fueron puestos en envase plástico de polipropileno de 250 ml, rotulado con la fecha y sector de colecta para ser trasladados al laboratorio.

d. Colecta de hojas minadas en el tercio medio

La colecta de hojas minadas en el tercio medio, fue para la evaluación de parasitoidismo en “mosca minadora”. Durante el muestreo se extrajo unas 20 hojas minadas por sector, del tercio medio cuando fue posible, cuando la planta era muy pequeña (emergencia – 2 hojas verdaderas) se muestreó en toda la planta, mientras que cuando la planta fue dividida en mitades (1ra semana panojamiento) las hojas minadas fueron extraídas de la mitad inferior, a partir de la segunda semana de panojamiento, se extrajo del tercio medio, excepcionalmente a inicio de floración y la primera semana de floración se extrajo del tercio superior, los tercios inferiores quedaron completamente defoliados a causa de la infección por mildiu.

Durante la colecta se realizó caminatas tratando de cubrir todo el sector, extrayendo las hojas minadas, estas fueron puestas en envases de plástico polipropileno de 250 ml, con pequeños agujeros en la tapa, rotulados con la fecha y sector correspondiente para su transporte al laboratorio.

Los datos obtenidos a partir de esta evaluación fueron empleadas para determinar el porcentaje de parasitoidismo, la abundancia y diversidad de parasitoides y la fluctuación poblacional de parasitoides de larvas de “mosca minadora”.

3.4.2. TRABAJO REALIZADO EN LABORATORIO

a. Manejo y procesamiento de muestras y datos provenientes de campo

Las muestras de insectos obtenidas en campo, con las diversas técnicas, fueron observadas al estereoscopio (Motic, modelo SMZ-168) para analizarlos, separarlos por morfotipos para cada orden y codificarlos, registrando en una hoja de cálculo para cada técnica de

evaluación, el número total de individuos por morfotipo/sector/fecha de evaluación. Las muestras fueron mayormente preservadas en alcohol al 75% en frascos de vidrio de 2 cm de Ø x 3 cm de h y 2 cm de Ø x 5 cm de h, dependiendo del tamaño y abundancia de los morfotipos y guardada en cajas para muestras húmedas, otro grupo de muestras, fueron colocados en cámara húmeda (elaborada con timol) para el montaje en alfileres entomológicos.

En algunos casos, previo al procesamiento de las muestras provenientes de campo, fueron necesarias realizar trabajos complementarios como en el caso de las muestras obtenidas en trampas de caída, en la evaluación por órgano de planta y en la colecta de hojas minadas en el tercio medio. Luego de concluir con esos trabajos, fueron procesados al igual que las demás muestras.

El manipuleo de muestras durante el procesamiento se hizo con la ayuda de pinzas suaves, pinceles, estiletes dependiendo de las muestras.

Las crianzas se desarrollaron en el laboratorio de crianza N° 01, del MEKRB a temperatura controlada ($23\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2$).

Trabajos previos al procesamiento de muestras obtenidas en trampas de caída

Las muestras colectadas en cada trampa fueron transvasadas a un cernidor con 10 cm de diámetro y luz de malla de 500 micras, y lavadas con agua de corriente. Luego fueron colocadas en frascos de vidrio de boca ancha (4 cm de Ø x 5 cm de h) en alcohol al 75%, rotulando con la fecha y sector de colecta.

Trabajos previos al procesamiento de muestras obtenidas en la evaluación por órgano de planta

- **Áfidos parasitados:** Estas muestras fueron acondicionadas en placas Petri, sobre un disco de papel toalla, con un pedazo de algodón humedecido con agua destilada y sellados con cinta parafilm, realizando observaciones permanentes hasta la emergencia del parasitoide.
- **Brotos dañados con presencia de larvas de prodiplosis:** los brotes con presencia de larvas fueron colocados en pequeños frascos de vidrio (2 cm de Ø x 3 cm de h) y tapados con algodón humedecido en agua destilada, a la vez, estos frascos se colocaron dentro de

otro envase plástico de polipropileno transparente (250 ml) el cual tenía una abertura en la tapa, cubierta con tela “organza”, los envases fueron rotulados con la fecha y el sector de colecta. Los cuales fueron permanentemente observados hasta la emergencia del adulto de la “mosquilla del brote”.

- **Hojas minadas:** fueron observadas al estereoscopio para seleccionar las hojas con presencia de larvas y realizar el conteo del número total de larvas halladas por sector. Luego fueron acondicionadas en envase plástico de polipropileno transparente (250 ml), con un disco de papel toalla en la base, algodón humedecido con agua destilada y una abertura en la tapa, cubierta con tela “organza”, para la aireación, dichos envases fueron rotulados con la fecha y sector correspondiente, además de asignarle el número total de larvas. Realizándose observaciones diarias con el fin de controlar la humedad para evitar el deterioro rápido de las hojas y retirar oportunamente las pupas, que generalmente ocurrían a los 7 días de la instalación. Las pupas de la “mosca minadora” fueron colocadas en placas Petri y selladas con cintas de parafilm para evitar la fuga de insectos adultos a la emergencia. El resto de hojas se dejó en los mismos envases para recuperar adultos de himenópteros ectoparasitoides que hayan empupado en las galerías hechas por las larvas de los minadores. Todas las muestras fueron dejadas por un tiempo de 25 a 30 días como máximo, luego de ese tiempo se realizó el procesamiento de las muestras, conteo de moscas adultas, parasitoides y el registro respectivo.

- **Larvas de lepidóptera colectadas de brotes y panojas:** Las larvas de lepidóptera fueron colocadas individualmente en envases de plástico de polipropileno (250 ml), con papel toalla en la base, alimento y una abertura en la tapa cubierta con tela “organza”, los envases fueron rotulados con la fecha y sector respectivo. Fueron permanentemente revisados para el cambio de alimento, monitoreo de la humedad y realizar la limpieza y desinfección del envase con alcohol al 75%, para evitar la contaminación por microorganismos. Al empupar las larvas, se eliminaron los restos de alimento, se realizó el lavado y desinfección de los envases de crianza, ya que en estos mismos se colocaron las pupas sobre papel toalla y un pedazo de algodón humedecido con agua destilada, realizando observaciones frecuentes para monitorear la humedad hasta la emergencia del insecto adulto.

Trabajos previos al procesamiento de muestras obtenidas en colecta de hojas minadas en el tercio medio

Las hojas minadas obtenidas con esta técnica, fueron manejadas y procesada de manera similar que para las hojas minadas obtenidas en la evaluación por órgano de planta.

b. Montaje

Dependiendo del tamaño del insecto y los requerimiento para su correcta identificación, los montajes se realizaron en alfiler entomológico, en punta y alfiler o montaje doble con minuten siguiendo las técnicas propuestas por Triplehorn y Johnson (2005). Luego del montaje y el secado, las muestras fueron colocadas en cajas entomológicas tipo Smith, previamente, cada muestra fue etiquetado con el código respectivo asignado a cada morfotipo. Las muestras que se trabajaron de este modo fueron principalmente, adultos de polillas (Noctuidae, Crambidae), parasitoide de áfidos (Braconidae), adultos de “mosca minadora” (Agromyzidae), microavispa parasitoide de “mosca minadora” (Pterolamidae, Eulophidae), adultos de chinches (Miridae, Lygaeidae, Rhopalidae), escarabajos (Carabidae) y adultos de dípteros predadores (Dolichopodidae, Empididae, Syrphidae).

Las muestras que requerían de micropreparados en láminas para su identificación fueron elaboradas siguiendo diferentes metodologías dependiendo de cada grupo. Los Thripidae (trips) se trabajaron con la metodología señalada por Mound y Kibby (2005), los Aphididae (áfido) de acuerdo a Simbaqueba *et al.* (2014) y Blackman y Eastop (2000), para los Cecidomyiidae (Prodiplosis) se siguió la metodología empleada para los afidos, para Crambidae (micropreparado de la genitalia del macho y hembra) se empleó las técnicas desarrolladas por Robinson (1976) y Lee y Brown (2006) y finalmente para Braconidae (parasitoide de áfidos) se tomó en cuenta la metodología de Rosen y DeBach (1979).

c. Identificación, etiquetado y registro

Los insectos fitófagos de importancia en el estudio fueron identificados hasta especie, en cuanto a los insectos benéficos, en lo posible se identificó hasta especie, sin embargo en algunos casos solo fue posible hasta género.

La identificación taxonómica de los individuos colectados se hizo mediante la comparación con los ejemplares de la colección del MEKRB y el uso de claves

dicotómicas de identificación, para ello se ha empleado un estereoscopio (Motic, modelo SMZ-168) y un microscopio (ZEISS, modelo Axiostar plus).

Para la separación de familias dentro de las órdenes, principalmente se ha empleado Triplehorn y Johnson (2005).

En Thysanoptera tanto para separación de familias y la identificación de especies se emplearon las claves taxonómicas dadas por Mound y Kibby (2005).

En Hemiptera, para los Aphididae se ha empleado las claves taxonómicas dadas por Blackman y Eastop (2006); mientras que para los chinches de las familias Miridae, Lygaeidae y Rhopalidae las claves taxonómicas de Hernández y Henry (2010), Pall *et al.* (2016) y Göllner-Scheiding (1976) respectivamente, sin embargo la comparación con los ejemplares del MKRB también fue importante para este grupo.

En Diptera, las familias fueron separadas haciendo uso de las llaves taxonómicas de Buck *et al.* (2009). Para la identificación de género y de la especie de Cecidomyiidae, se empleó el texto de Gagné (1994); para los géneros de la familia Dolichopodidae se trabajó con las claves de Bickel (2009) y para Agromyzidae con la clave de Korytkowski (2014).

Dentro de Crambidae (Lepidoptera) para la identificación de género y especie se emplearon las claves taxonómicas de Munroe (1973, 1995).

Dentro de Hymenoptera se emplearon las claves Campos y Sharkey (2006), para el nivel de subfamilia. Para la especie de Aphidiinae se trabajó con las claves taxonómicas de Kavallieratos *et al.* (2010), Nazari *et al.* (2012), Rakhshani *et al.* (2015). Para la identificación de la especie de la familia Pteromalidae se empleó la publicación de De Santis (1987), y para las especies de la familia Eulophoidae la identificación se realizó en base las llaves taxonómicas dadas por Peck (1963), además, para ambas familias se realizó la comparación con los ejemplares del MKRB.

La identificación de la especie de la familia Carabidae, se hizo mediante la comparación con los ejemplares del museo y corroborado con la publicación de Giraldo-Mendoza (2014).

Finalmente los ejemplares identificados, etiquetados y codificados según las normas del museo pasaron a formar parte de la colección del MEKRB.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados y conclusiones se presentan en forma conjunta, siguiendo el orden en el que fueron planteados los objetivos, excepcionalmente lo correspondiente a los parasitoides se abordó conjuntamente, en el ítem correspondiente a sus hospederos, debido a la estrecha relación que existe entre ambos. Solo se ha tomado en cuenta las especies fitófagas y benéficas más importantes, en el caso de los fitófagos aquellos que se establecieron en el cultivo y fueron más abundantes, en cuanto a los parasitoides, aquellos que fueron registrados parasitando a sus hospederos y finalmente los predadores más abundantes.

4.1. FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE INSECTOS FITÓFAGOS EN EL CULTIVO DE QUINUA

En el cultivo de quinua se capturó 1659 individuos fitófagos pertenecientes a 24 especies, 14 familias y cinco órdenes (Thysanoptera, Hemiptera, Coleoptera, Diptera y Lepidoptera), siendo Hemiptera seguido de Lepidoptera los órdenes que presentaron mayor diversidad de especies (Anexo 5, 27, 28, 29, 30).

Las curvas de fluctuación poblacional de insectos fitófagos obtenidas con las diferentes técnicas de evaluación (Figura 7), muestran una tendencia similar hasta la etapa de ramificación, a partir de entonces se muestran las diferencias. En la evaluación por órgano de planta, las densidades más altas se registraron en la segunda semana de panojamiento (55 individuos) y en grano maduro (131 individuos), el descenso brusco en inicio de floración y la primera semana de floración fue principalmente a causa de la defoliación casi completa de la planta, muchos fitófagos cayeron juntamente con las hojas y otros no encontraron donde alimentarse, por lo que con esta técnica no se registraron muchos individuos en las etapas señaladas. En la evaluación por redada la densidad más alta se registró en floración (134 individuos), esta curva, está representada principalmente por la población de mosca adultas de *L. huidobrensis* (Figura 7), probablemente, sucedió que, aun cuando las hojas minadas infestadas por mildiu cayeron al suelo, la población de esta mosca siguió incrementándose, gracias a la emergencia de adultos, de las pupas que se

encontraban en el suelo, por lo tanto la curva continuó en ascenso en la etapa de floración. Con la técnica de trampa de caída la mayor densidad ocurrió entre las etapas de dos hojas verdaderas e inicio de panoja, a partir de panojamiento la cantidad de individuos registrados fue baja, y se mantuvo así hasta el final del cultivo, el número de muestras relativamente altas registradas inicialmente quizá podría estar relacionada con el porte de la planta, pues entre las etapas señaladas, se registró la mayor población de adultos de algunos insectos de la familia Cicadellidae y la especie *N. indistinctalis* (Figura 21), que posteriormente ya no se registraron en trampas de caída pero si con otra técnica. La evaluación por colecta de hojas minadas en el tercio medio estuvo dirigida a la evaluación de moscas minadoras y sus parasitoides, por lo que la curva representa exclusivamente la población de *L. huidobrensis*, las densidades más altas se registran en panojamiento (27 individuos) y floración (45 individuos).

Aun cuando el objetivo del trabajo no fue realizar la comparación entre las curvas de fluctuación obtenidas con las diferentes técnicas de evaluación, la mayor o menor abundancia de individuos registrados con las diferentes técnicas, está relacionada justamente a las técnicas empleadas, y quizá al comportamiento de las especies evaluadas. Por ejemplo en el caso de la evaluación por redada, el paso de la red fue en dos surco de una longitud de 26 m/sector, por lo tanto las muestras se recogieron en mayor número de plantas en comparación a las obtenidas por órgano de planta, en el cual el recojo de muestras fue en 5 plantas/sector, y en el caso de coleta de hojas minadas en el tercio medio, el muestreo fue dirigido, buscan y recogiendo solo hojas minadas, para la evaluación específica de la mosca minadora y sus parasitoides.

La variación de la densidad poblacional de los insectos fitófagos probablemente fueron influenciadas por varios factores, pero principalmente por las etapas de desarrollo de la planta, que está relacionado a la preferencia alimenticia de los fitófagos (Pergande 1895 citado por Sierra-Baquero *et al.* 2018); la actividad de los enemigos naturales, que pueden limitar el incremento de la población de insectos fitófagos (Leita *et al.* 2006); el desarrollo de las labores culturales, como la aplicación de plaguicidas. Las condiciones climáticas, principalmente la temperatura y humedad relativa también tienen una influencia muy importantes en la variación de la densidad poblacional de los insectos (Leite *et al.* 2006, Wang y Tong 2012), sin embargo, en este caso particular, las evaluaciones se realizaron en una sola estación (invierno), y las variaciones de estos elementos climáticos no fueron

importante, por lo tanto, la influencia ejercida sobre la vida de los insectos probablemente no fue importante.

Un suceso importante ocurrido durante el estudio fue la infección que ocasionó “mildiu” en la etapa de inicio de floración, provocando la defoliación temprana casi total de la planta, pues solo quedó escasas hojas en el tercio superior, desde entonces el tercio inferior quedó permanentemente defoliado, este hecho, probablemente tuvo una influencia importante en el desarrollo de la densidad poblacional de las especies insectiles.

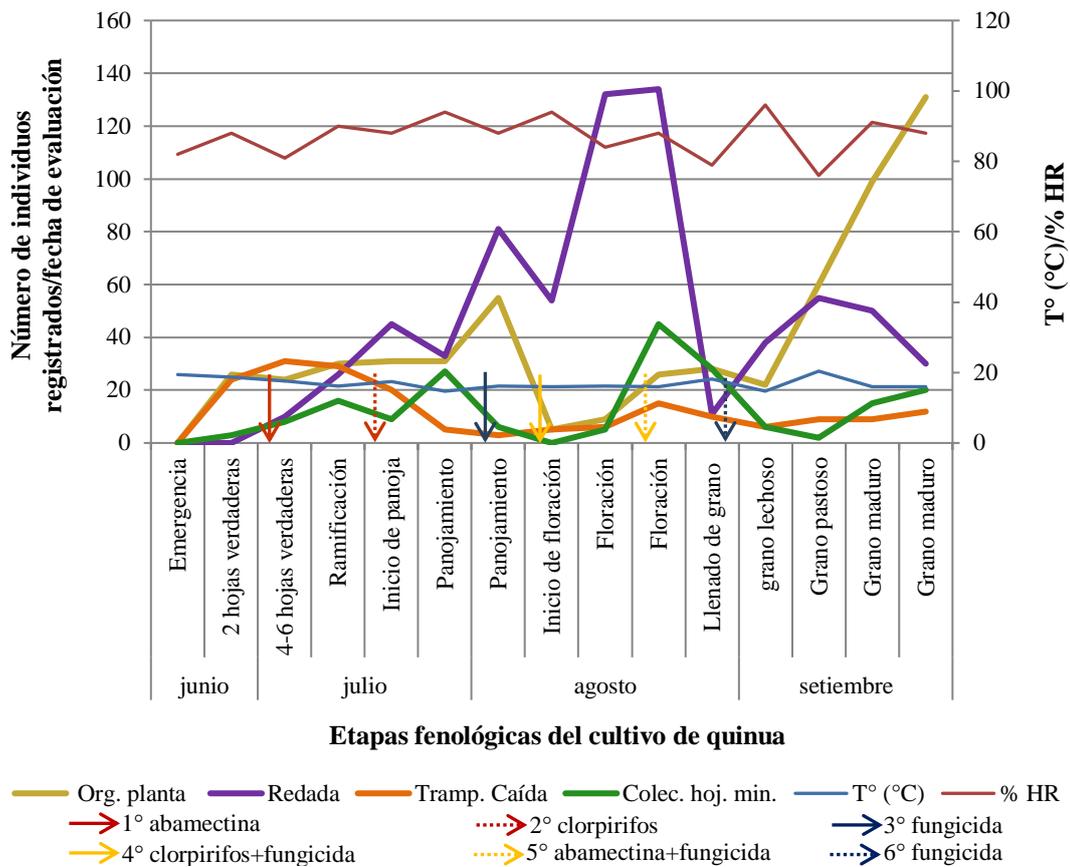


Figura 7: Fluctuación poblacional de insectos fitófagos registrados en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

4.2. FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE LAS PRINCIPALES ESPECIES FITÓFAGAS Y SUS PARASITOIDES REGISTRADOS EN EL CULTIVO DE QUINUA

Se presenta la curva de fluctuación poblacional y el análisis para *Liriomyza huidobrensis* y sus parasitoides, *Prodiplosis longifila*, los áfidos *Myzus persicae*, *Macrosiphum euphorbiae* y su parasitoide, *Frankliniella occidentalis* y *Nomophila indistinctalis*, debido

a que fueron las especies que se establecieron en el cultivo y fueron los más abundantes (Anexos 26, 27, 28). La “mosca minadora” y la “mosquilla del brote” fueron consideradas plagas por el tipo de daño que realizaron y por haberse presentado desde las primeras etapas de desarrollo del cultivo, etapas muy susceptibles al daño ocasionado por estas especies, mientras que las cuatro especies restantes fueron considerados como plagas potenciales, ya que en las primeras etapas del cultivo tuvieron una densidad poblacional relativamente baja y aparentemente no ocasionaron daño en el cultivo.

También se hará una breve referencia a los chinches de la quinua *Liorhyssus hyalinus*, *Nysius simulans* y *Dagbertus* sp., pese a que fueron poco frecuentes y menos abundantes en el estudio, debido a que autores como Cruces *et al.* 2016 para Perú y Dughetti 2015a y Dughetti 2015b para Argentina señalan como plagas importantes para el cultivo de quinua.

4.2.1. LA “MOSCA MINADORA” *Liriomyza huidobrensis* Y SUS PARASITOIDES

a. La “mosca minadora”

Adultos de *L. huidobrensis* fueron registrados a partir de la etapa fenológica de 4-6 hojas verdaderas (primera evaluación por redada), la densidad poblacional más alta ocurrió en la primera semana de floración (111 individuos capturados/fecha de evaluación), a partir de la segunda semana de floración se produjo un descenso y con el registro más bajo en la etapa de llenado de grano (6 individuos/echa de evaluación), luego del cual ocurrió un incremento considerable en la etapa grano de pastoso (42 individuos/fecha de evaluación), para descender hacia la cosecha (Figura 8).

Las larvas fueron registradas en la etapa de dos hojas verdaderas, con un primer registro alto en la etapa de 4-6 hojas verdaderas (9 larvas/fecha de evaluación), luego del cual, la población descendió y se mantuvo baja hasta la etapa de inicio de panojamiento. La densidad poblacional más alta ocurrió en la segunda semana de panojamiento (27 larvas/fecha de evaluación), sin embargo, solo una semana después, la planta sufrió una defoliación severa a causa de la infección producida por “mildiu”, por lo que el registro de larvas, a inicios de floración y primera semana de floración, fue cero, en la segunda semana de floración la población se recuperó y mantuvo una población relativamente baja y constante hacia la cosecha (Figura 8).

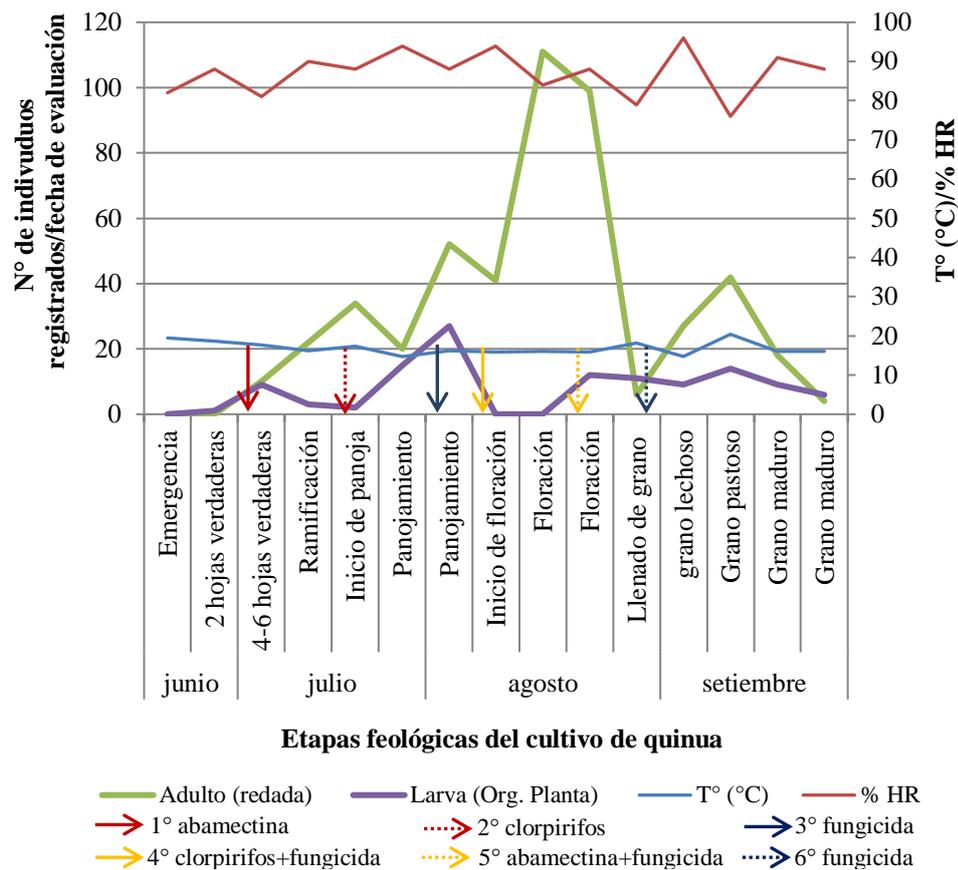


Figura 8: Fluctuación poblacional de *L. huidobrensis* en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

La infestación larval del cultivo de quinua por *L. huidobrensis* fue a partir de la etapa fenológica de dos hojas verdaderas, el registro más alto, ocurrió solo una semana después, en la etapa de 4-6 hojas verdaderas (32% de hojas infestadas), descendiendo en las etapas de ramificación e inicio de panojamiento (6% y 4% respectivamente) (Figura 9), probablemente debido a la acción conjunta del insecticida abamectina (primera aplicación) y la actividad de los parasitoides que a partir de 4-6 hojas verdaderas registraron buen porcentaje de parasitoidismo (35.4 %) (Figura 10). El segundo registro alto de infestación ocurrió en la segunda semana de panojamiento (15.3%), sin embargo, solo una semana después, en la etapa de inicio de floración, ocurrió la defoliación total de las plantas, por la causa ya señalada, por lo que, en esta etapa y la primera semana de floración no se tuvo registro de infestación. Ya en la segunda semana de floración ocurrió nuevamente un 11% de infestación, manteniéndose relativamente baja y con tendencia al descenso hacia la cosecha (Figura 9).

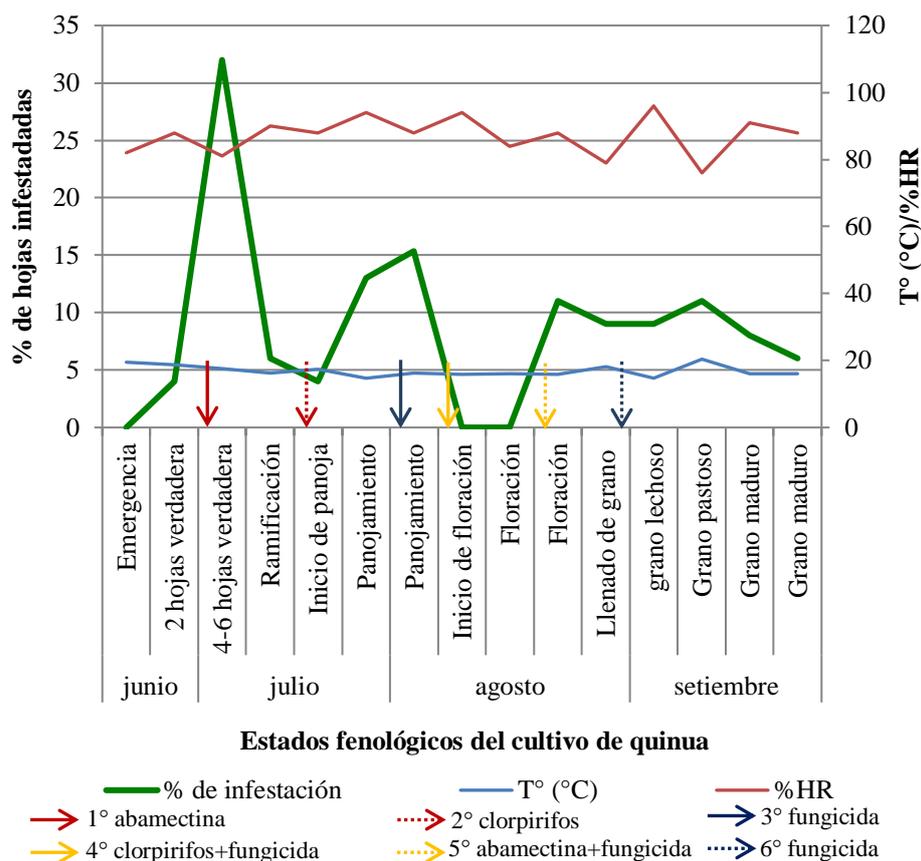


Figura 9: Porcentaje de hojas infestadas por larvas de *L. huidobrensis* en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

b. Hymenopteros parasitoides recuperados de *L. huidobrensis* en el cultivo de quinua

Se recuperaron siete especies de parasitoides de hojas minadas por *L. huidobrensis*, las cuales fueron agrupadas en dos familias del orden Hymenoptera (Cuadro 11).

Cuadro 11: Familias y especies de parasitoides de larvas de *L. huidobrensis* identificadas en el cultivo de quinua, evaluación por colecta de hojas en el tercio medio. La Molina, Lima - 2014.

Hymenoptera		Especie	Hábito
Super familia: Chaicidoidea			
Eulophidae	Eulophinae	<i>Diglyphus</i> sp. A	Ectoparasitoide
		<i>Diglyphus</i> sp. B	Ectoparasitoide
		<i>Diglyphus</i> sp. C	Ectoparasitoide
	Entedontinae	<i>Chrysocharis</i> sp. A	Endoparasitoide
		<i>Chrysocharis</i> sp. B	Endoparasitoide
		<i>Closterocerus</i> sp.	Ectoparasitoide
		<i>Halticoptera arduine</i>	Endoparasitoide
Pteromalidae	Miscogasterinae	<i>Halticoptera arduine</i>	Endoparasitoide

La fluctuación de la población de parasitoides de *L. huidobrensis* tuvo una tendencia diferente tanto al de mosca adultas como al de larvas (Figuras 8, 10, 12), así se tuvo que el primer registro de parasitoidismo fue en la etapa fenológica de 4-6 seis hojas verdaderas, logrando un 35.5%, el que se incrementó rápidamente y alcanzó un porcentaje de 46.25% y 48.45% en las etapas de ramificación y panojamiento respectivamente; luego hubo un descenso en la etapa fenológica de inicio de floración, pero a partir de la etapa de floración tuvo un crecimiento sostenido, manteniéndose esta tendencia hasta el final, en la última fecha de evaluación se obtuvo un 55.88% de parasitoidismo, resultando el valor más alto registrado durante el estudio (Figura 10).

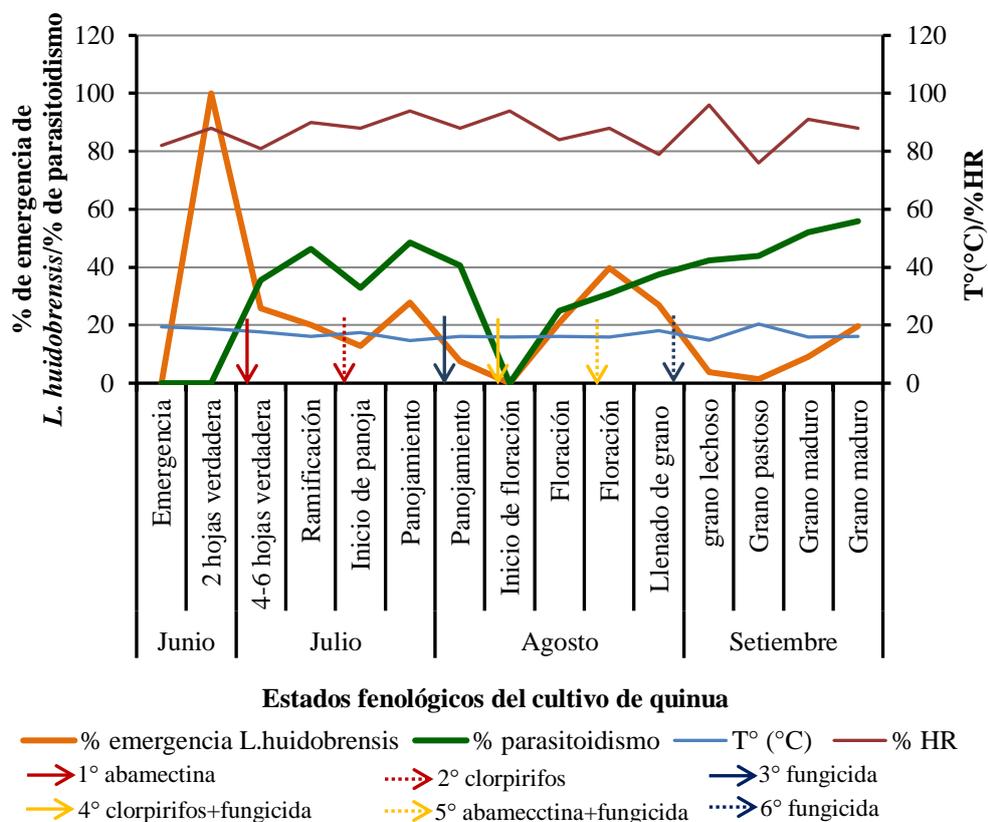


Figura 10: Porcentaje de parasitoidismo y porcentaje de emergencia de adultos de *L. huidobrensis* el cultivo de quinua, evaluación por colecta de hojas en el tercio medio. La Molina, Lima - 2014.

El minador de hojas comenzó con un 100% de emergencia de adultos (2 hojas verdaderas), a partir de la etapa fenológica de 4-6 hojas verdaderas, se registra un 35.48% de parasitoidismo, mientras que el porcentaje de emergencia de la “mosca minadora” disminuyó a un 25.8%, mantuvieron esa tendencia durante todo el ciclo de desarrollo del cultivo, con excepción de la etapa fenológica de inicio de panojamiento, en el que ambas poblaciones descienden, por la defoliación que sufrió la planta, sin embargo, luego de lo

ocurrido, ambos grupos se fueron recuperando siguiendo la misma tendencia, pues el porcentaje de parasitoidismo logra nuevamente superar el porcentaje de emergencia de mosca adultas de *L. huidobrensis*, en la última evaluación se registró un 55.88 % y 16.1% de parasitoidismo y de emergencia de moscas adultas respectivamente (Figura 10).

Dentro del grupo de parasitoides registrados en el cultivo de quinua, *Halticoptera arduinoe* fue la especie más abundante, representando el 39.84% del total de individuos recuperados de hojas minadas, seguido por *Diglyphus* sp. A, y *Chrysocharis* sp. A. con 37.65% y 19.52% respectivamente (Figura 11).

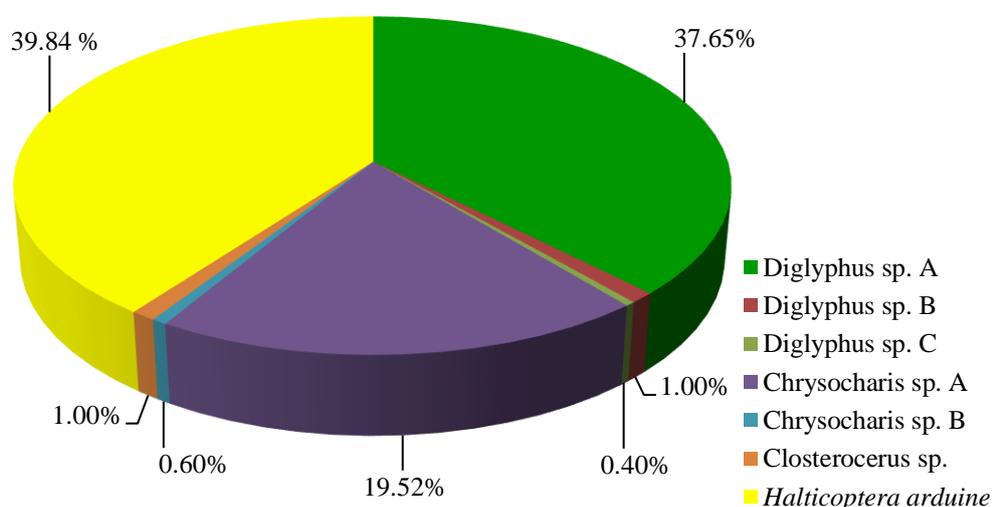


Figura 11: Diversidad y abundancia de parasitoides de larvas de *L. huidobrensis* en el cultivo de quinua, evaluación por colecta de hojas en el tercio medio. La Molina, Lima - 2014.

Halticoptera arduinoe fue el parasitoide que tuvo mayor incidencia en la regulación de la población del minador *L. huidobrensis* en el cultivo de quinua, se presentó desde las primeras etapas de desarrollo del cultivo hasta el final, y mantuvo una población relativamente alta y permanente en relación a las demás especies. *Diglyphus* sp. A también se presentó durante todo el desarrollo del cultivo, pero con una población baja en las primeras etapas en relación a *H. arduinoe*. A partir de llenado de grano, es cuando *Diglyphus* sp. A incrementó su población superando a *H. arduinoe*, la que incrementó su población nuevamente, a partir de grano pastoso volviendo a descender *Diglyphus* sp. A, sin embargo, ambos se mantuvieron con una población relativamente alta hasta el final en relación a los demás parasitoides, destacando *Chrysocharis* sp. A, que estuvo presente

desde las primeras etapas con buen porcentaje de parasitoidismo pero por debajo de las especies ya mencionadas (Figura 12).

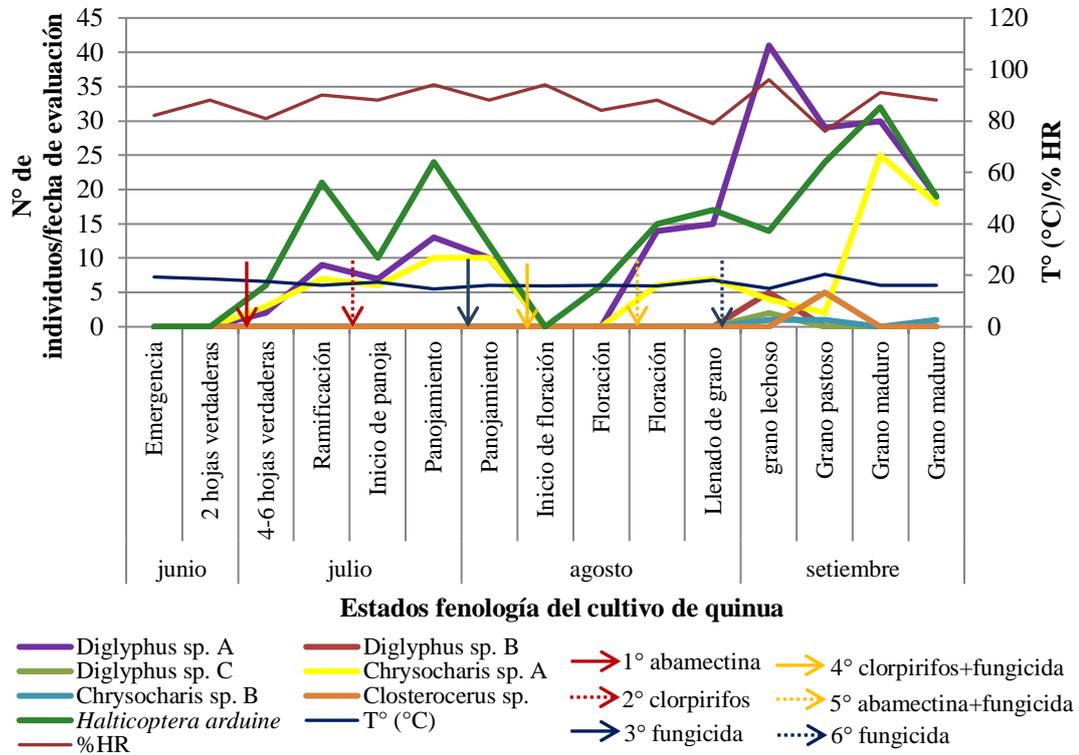


Figura 12: Fluctuación poblacional de las diferentes especies de parasitoides de larvas de *L. huidobrensis* en el cultivo de quinua, evaluación por colecta de hojas en el tercio medio. La Molina, Lima - 2014.

c. Análisis de correlación

En el análisis de correlación entre las poblaciones de *L. huidobrensis* y los parasitoides se obtuvo un coeficiente de correlación de 0.966 (Cuadro 12), teniendo en cuenta este resultado, la correlación entre ambas población es positiva muy fuerte según Hernández *et al.* (2014).

Cuadro 12: Análisis de correlación entre las poblaciones de larvas de *L. huidobrensis* y los parasitoides, en el cultivo de quinua, evaluación por colecta de hojas en el tercio medio. La Molina, Lima - 2014.

Correlaciones			
		<i>L. huidobrensis</i>	Parasitoide
<i>L. huidobrensis</i>	Correlación de Pearson	1	,966**
	Sig. (bilateral)		,000
	N	15	15
Parasitoide	Correlación de Pearson	,966**	1
	Sig. (bilateral)	,000	
	N	15	15

** . La correlación es significativa en el nivel 0,05 (bilateral).

En el cultivo de quinua, el minador de hojas, se presentó desde las primeras etapas de desarrollo del cultivo, hasta la cosecha, coincidiendo con lo señalado por Cisneros y Mujica (1998) para el cultivo de papa, por lo que parece ser, que las etapas fenológicas del cultivo de quinua, no tuvieron mucha importancia en la variación de la densidad poblacional de esta especie, sin embargo, la población más alta en relación a la fenología, ocurrió en la etapa de panojamiento para las larvas y en floración para las moscas adultas (Figura 8).

Un factor que probablemente influyó en la variación de la densidad poblacional de la “mosca minadora” fue la aplicación de insecticidas, pues de las seis aplicaciones de productos químicos, cuatro correspondieron a insecticidas. En la primera y la quinta aplicación, se empleó abamectina, para controlar la población de larvas de esta especie, la primera aplicación, coincidió con el descenso ocurrido desde 4-6 hojas verdaderas hasta inicio de panojamiento, la quinta coincidió con el ligero descenso desde la última semana de floración hasta grano pastoso (Figura 8), estos resultados indicarían que la abamectina tuvo cierto efecto sobre la población de larvas del minador de hojas, principalmente en la primera aplicación, coinciden con lo señalado por Priyono *et al.* (2004) en hortalizas en Indonesia y Weintraub (2001) en cultivo de papa en Israel, pues señalan que la abamectina redujo significativamente la infestación de *L. huidobrensis*. Sin embargo, luego de ambas aplicaciones, la población de parasitoides, siguió incrementándose (Figura 12), lo que indicaría, que los parasitoides no fueron afectados o fueron escasamente afectados por las aplicaciones, estos resultados coinciden con lo que señalan Kaspi y Parella (2005), pues la aplicación de abamectina sobre hojas minadas de crisantemo no afectó el porcentaje de emergencia de *D. isaea*; además Priyono *et al.* (2004), mencionan que para los parasitoides,

la abamectina fue tóxico, solo en concentraciones sustancialmente más altas que la tasa de campo. Por lo tanto la disminución de la población del minador en las etapas señaladas, probablemente fue debido al efecto de la abamectina y a la vez, debido a la actividad de los parasitoides, principalmente luego de la segunda aplicación.

La segunda (antes de inicio de panojamiento) y cuarta aplicación (inicio de floración) se realizó empleando clorpirifós; la segunda aplicación, se realizó para controlar la población de *P. longifila*, la cual aparentemente tuvo cierto efecto sobre moscas adultas de *L. huidobrensis*, mientras que las poblaciones de larvas y de los parasitoides no fueron afectadas y continuaron incrementándose (Figuras 8, 12). La cuarta aplicación se realizó para regular la población de moscas adultas del minador, sin embargo, aparentemente no tuvo efecto alguno, pues la población de estos siguió en ascenso, estos resultados coinciden con lo que obtuvo Fernández (2016) en el cultivo de papa, en la zona costera de nuestro país; por otro lado, el efecto sobre larvas del minador y sus parasitoides, no se pudo apreciar, debido a que luego de algunos días de la aplicación, la planta quedó sin follaje alguno (Figuras 8, 12). Por los resultados obtenidos luego de la segunda aplicación, el empleo de clorpirifós en el cultivo de quinua, aparentemente no tuvieron efecto marcado sobre *L. huidobrensis* y sus parasitoides, lo que podría indicar un probable desarrollo de resistencia, como señala Salvo y Valladares (2007), sin embargo, los autores señalan que sus enemigos naturales son severamente dañados por este plaguicida.

Sin duda alguna la actividad de los parasitoides, fue otro factor que probablemente tuvo una marcada influencia en la variación de la densidad poblacional de larvas de *L. huidobrensis*, ya que en el análisis de correlación entre ambas poblaciones se obtuvo una correlación positiva muy fuerte (Cuadro 12). Los parasitoides mostraron una curva de fluctuación poblacional relativamente más constante, con tendencia más sostenida al incremento, excepto en la etapa de inicio de floración momento en el que las poblaciones tanto de *L. huidobrensis* y parasitoides tuvieron el descenso más marcado, a consecuencia de la defoliación severa que sufrió la planta (Figura 12). Luego de lo ocurrido, la población de la “mosca minadora” se incrementó rápidamente y alcanzó uno de los pico más altos (Figuras 8, 10), debido a que lo ocurrido probablemente también fue perjudicial para la población de parasitoides, como lo mencionan Kahn y Cornell (1989) citado por Salvo y Valladares (2007) quienes dice que la abscisión foliar podría beneficiar a los minadores al liberarlos de sus eventuales parasitoides, sin embargo, la población de parasitoides también

se recuperó rápido y logró una población muy superior en comparación a la “mosca minadora” hasta el final del cultivo.

De las siete especies de parasitoides registrados en el cultivo de quinua, para la “mosca minadora”, seis corresponden a la familia Eulophidae (Cuadro 11), coincidiendo en cierta medida con lo que obtuvieron Cisneros y Mujica (1998) y Mujica y Kroschel (2013) en Perú para el cultivo de papa, quienes señalaron que Eulophidae es la familia que presentó mayor número especies.

De los parasitoides recuperados, *H. arduine* de la familia Pteromalidae, seguidos por *Diglyphus* sp. A y *Chrysocharis* sp. ambos de la familia Eulophidae, fueron los más abundantes y permanentes (Figuras 11, 12), siendo más abundante *H. arduine* en las primeras etapas de desarrollo del cultivo y manteniendo una población relativamente alta hasta el final; a partir de la etapa de floración, *Diglyphus* sp. A, fue relativamente más abundante (Figura 12), pese a no tener determinada las especies de algunos parasitoides, se podría decir que estos resultados son similares a lo que obtuvieron Redolfi de Huiza *et al.* (1985), Sánchez y Redolfi de Huiza (1988), Cisneros y Mujica (1998), Mujica y Kroschel (2011) y Mujica y Kroschel (2013) en el cultivo de papa en nuestro país, quienes también señalaron que *Diglyphus wesbteri* y *Halticoptera arduine* fueron los más abundantes, por ende los más importantes en la regulación de la población de “mosca minadora”.

El porcentaje de parasitoidismo registrado sobre larvas de “mosca minadora”, en el cultivo de quinua fue de 35.4% en julio (4-6 hojas verdaderas) y 55.8% en setiembre (grano maduro), con tendencia a seguir incrementándose (Figura10); este resultado es similar a lo encontrado (35% a 55%) por Cisneros y Mujica (1998), para el cultivo de papa de abril a agosto.

Por los resultados obtenidos se puede señalar, que en el cultivo de quinua, los parasitoides fueron uno de los factores más importantes en la regulación de la población de la “mosca minadora” coincidiendo con lo señalado por Cisneros y Mujica (1998), para el cultivo de papa en la costa central peruana, y Lewis *et al.* (2002) en áreas cultivadas con uso racional de insecticidas en Belece- América Central.

Los predadores *Chrysotus* sp. B, *Chrysotus* sp.A y *Blennidus peruvianus*, registrados en el estudio, probablemente también tuvieron cierta influencia sobre la población de “mosca minadora”, pues Cisneros y Mujica (1998), en el cultivo de papa, en la costa peruana,

observaron que las especies de Dolichopodidae tienen cierta preferencia por la “mosca minadora”, y las larvas que abandonan las minas para empupar son susceptibles a predadores como *Pterustichus* sp., que actualmente es conocido como *Blennidus peruvianus* (Dejean).

El efecto de la temperatura y la humedad relativa, sobre la fluctuación poblacional de *L. huidobrensis* y sus enemigos naturales (himenópteros parasitoides) no se hizo evidente debido a que casi el 100% de las evaluaciones fue en una sola estación, la estación de invierno, tiempo en el cual, los elementos climáticos señalados no tuvieron variaciones drásticas (T°: 14.7-20.4 °C, HR: 76-96%); Sin embargo, según lo señalado por Palacios (1997) y Cisneros y Mujica (1998) el cultivo de quinua habría coincidido con la estación más propicia para el desarrollo de poblaciones altas de “mosca minadora”, pues ellos señalaron que en el cultivo de papa, las poblaciones más altas se registraron en invierno y primavera.

4.2.2. LA “MOSQUILLA DEL BROTE” *Prodiplosis longifila*

Las larvas fueron registradas sólo en las etapas fenológicas de 4-6 hojas verdaderas (23 larvas/25 plantas) y en ramificación (8 larvas/25 plantas). Los adultos, aunque escasos, se registraron en la atapa de 4-6 hojas verdaderas y luego a partir de la etapa de floración hasta la cosecha, el mayor número de individuos se registró en la segunda semana de floración (3 individuos/5 trampas) (Figura 13). Las larvas fueron halladas en los brotes, con la técnica de evaluación por órgano de planta, mientras que los adultos fueron capturados en trampa de caída.

La presencia de larvas de *P. longifila* en el cultivo de quinua, cesó al culminar la etapa vegetativa, debido a la ausencia de brotes (Figura 13); por lo tanto, su presencia probablemente sería importante desde la emergencia hasta inicio de panojamiento; esto indicaría que el factor más importante para la presencia de esta especie, fueron las etapas fenológicas del cultivo, como ocurre también en otros cultivos, como el espárrago, que es afectado durante el brotamiento, rameado y apertura (Cedano y Cubas 2012), y los cultivos de alfalfa, papa y pallar, en los cuales el daño ocurre en los brotes (Díaz 1981).

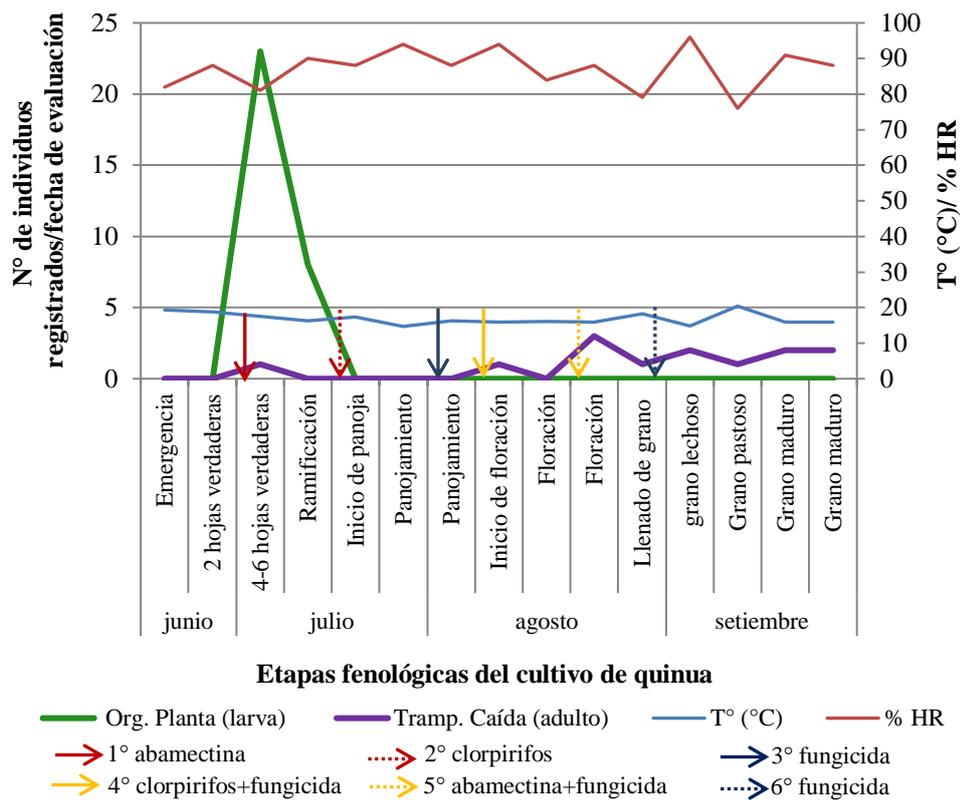


Figura 13: Fluctuación poblacional de *P. longifila* en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Las larvas aparentemente estaban protegidas, por encontrarse en el brote principal, entre hojitas que aún se mantenían cerradas unas con otras. Esta característica hace que casi siempre estén protegidas de insecticidas, como señala Rhodes *et al.* (2014), sin embargo, la población de larvas de *P. longifila*, luego de la primera aplicación realizada, empleando abamectina para el control de la “mosca minadora”, sufrió un descenso considerable (Figura 13), indicando aparentemente que el insecticida tuvo efecto; lo ocurrido se corrobora con lo que obtuvieron Cardona *et al.* (2010) en el cultivo de tomate, en Colombia, pues la abamectina ejerció buen control sobre esta especie y mantuvo la población por debajo del umbral de daño económico. La segunda aplicación se realizó empleando clorpirifós, para el control de esta especie, la población que ya venía en descenso continuó ese patrón, quizá por efecto de la primera aplicación o debido a otros factores, sin embargo Fernández (2016), considera que clorpirifós tiene control medio sobre *P. longifila*.

Prodiplosis longifila se desarrolló en un rango de temperatura entre 14.7 °C y 20.4 °C, sin embargo, Castillo (2006) citado por Cardona *et al.* (2010) señaló que en la costa peruana, esta especie es favorecida por temperaturas entre 26 °C y 28 °C, también indicó que solo

con temperaturas por debajo de los 11 °C disminuye el ataque por estos insectos; lo que indica que la temperatura reinante durante el estudio no fue la óptima para el desarrollo de la especie, pero lo suficiente como para que se desarrolle una densidad poblacional que ocasionó daño importante, por otro lado la humedad relativa estuvo en un rango de 76% y 96%, propiciando el desarrollo de la plaga, como lo señalan Sarmiento (1997) citado por Valarezo (2003) y Díaz (1981).

Probablemente la población de *P. longifila*, fue escasamente afectada por sus enemigos naturales, debido a que la población de este grupo de insectos fue muy escasa en las primeras etapas de desarrollo del cultivo, a excepción de *Chrysotus* sp. B, que tuvo una densidad poblacional relativamente abundante (Figura 26), y entre las presas de Dolichopodidae se mencionan a pequeños insectos de cuerpo blando como los Dípteros nematoceros (Robinson y Vockeroth 1981, Bickel 2009). Otros predadores como *C. externa*, *Rhinacloa pallidipes*, *Metacanthus tenellus*, *Nabis capciformis* y *Blennidus peruvianus* (citado como *Pterostichus* sp.) señalados como enemigos naturales de la “mosquilla del brote” por Díaz (2009) citado por Hernández (2014) y Cisneros (2010), tuvieron una población muy escasa, principalmente en la primeras etapas de desarrollo del cultivo.

No se ha registrado parasitoides alguno para *P. longifila*; sin embargo, Díaz (2006) y Castillo (2006) citados por Cardona *et al.* (2010) registraron a *Synopeas* sp. como parasitoides huevo-larval en el cultivo de espárrago.

En la etapa de 4-6 hojas verdaderas alcanzó un 20% de infestación, con 4.6 larvas/brote en promedio (min=2, max=6 larvas) y en la etapa de ramificación la infestación fue de 12%, con 2.7 larvas/brote en promedio (min=2, max=3 larvas) (Figura 14).

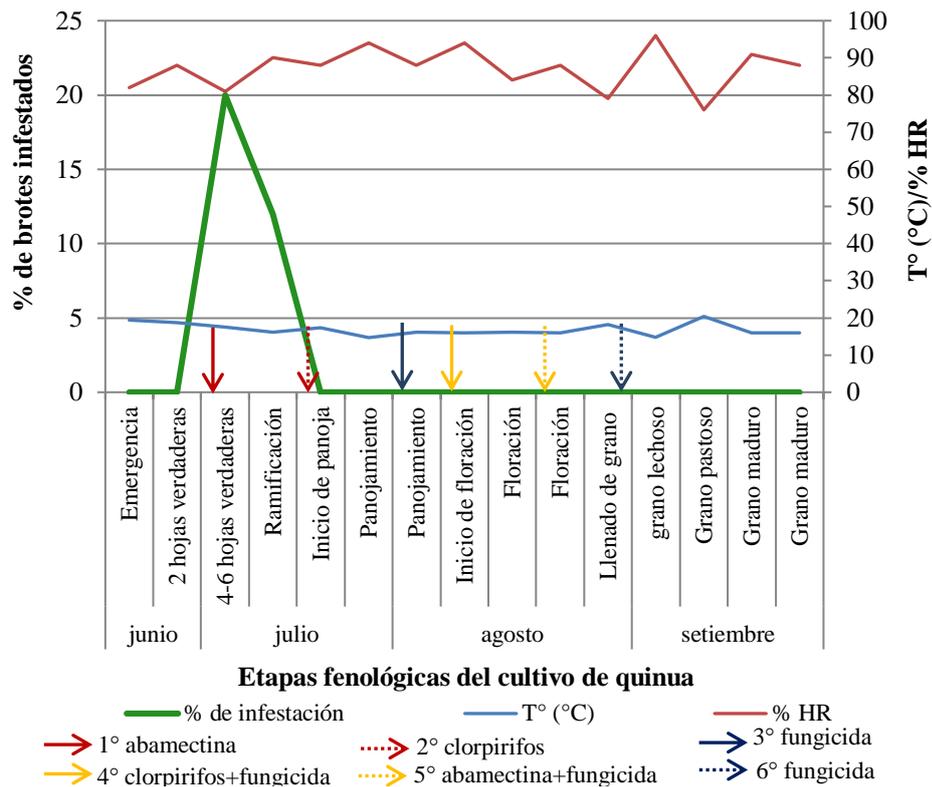


Figura 14: Infestación larval de *P. longifila* en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Por lo que se señala en el párrafo anterior, la segunda aplicación (clorpirifós) que fue realizada para controlar la población de esta plaga, se realizó tardíamente, pues según Cardona *et al.* (2010) y Valarezo (2003), el umbral de aplicación para *P. longifila* en tomate es al 10% de infestación, además Valarezo *et al.* (2003) añade que el número promedio de larvas vivas/brote es 1.71; por lo tanto, la infestación en el cultivo de quinua ya estaba sobre el umbral de aplicación; además de tardía quizá fue innecesaria, pues de la etapa fenológica de 4-6 hojas verdaderas a la etapa de ramificación el porcentaje de infestación ya había disminuido; probablemente por el efecto conjunto de, la primera aplicación (abamectina) dirigido para la “mosca minadora” y también gracias al avance de las etapas fenológicas del cultivo haciendo que la planta sea menos susceptible al ataque de la plaga.

Aun cuando no se ha encontrado información con respecto al umbral de aplicación en el cultivo de quinua, lo más probable es que podría estar por debajo del 10% de infestación, debido a que en este cultivo la producción se da en el brote principal y el ataque de esta especie fue precisamente en este punto.

La variación de la densidad poblacional de larvas de *P. longifila* es principalmente influenciada por el estado fenológico del cultivo y la aplicación de abamectina, y en cierto grado quizá por la presencia de *Chrysotus* sp. B. Por otro lado, las condiciones climáticas reinantes durante el estudio propiciaron la presencia de la plaga, más no las variaciones de la densidad poblacional, pues la temperatura y la humedad relativa no tuvieron variaciones importantes, pues casi todo el estudio se desarrolló durante la estación de invierno.

4.2.3. LOS ÁFIDOS *Myzus persicae* Y *Macrosiphum euphorbiae* Y SU PARASITOIDE *Aphidius colemani*.

Las poblaciones de *M. persicae* y *M. euphorbiae* fueron registradas desde la etapa de dos hojas verdaderas, persistiendo durante todo el desarrollo del cultivo, pese a las aplicaciones de insecticidas (abamectina en la 1ra y 5ta aplicación y clorpirifós en la 2da y 4ta aplicación), para el control de la “mosquilla del brote” y la “mosca minadora”. La curva de fluctuación poblacional de áfidos, presentó dos registros relativamente altos en la primera mitad del ciclo de desarrollo del cultivo, en la etapa de inicio de panojamiento (29 individuos/fecha de evaluación) y en la segunda semana de panojamiento (27 individuos/fecha de evaluación). A partir de inicio de floración, las poblaciones fueron descendiendo hasta el llenado de grano (4 individuos/fecha de evaluación), sin embargo, el incremento empezó nuevamente en la etapa de grano lechoso, teniendo un crecimiento rápido y sostenido hasta la cosecha; la densidad máxima se registró en la etapa de grano maduro (73 individuos/fecha de evaluación, última evaluación) (Figura 15).

El parasitoidismo en los áfidos, se registró a partir de la etapa fenológica de ramificación, después de dos semana de la aparición de los áfidos, a partir de la cual, fue incrementándose de manera sostenida, con algunas descensos leves. El porcentaje más alto de parasitoidismo (83%) ocurrió en la primera semana de floración, con un descenso considerable en la segunda semana de floración (38%), sin embargo, el segundo registro más alto ocurrió solo una semana después, coincidiendo con el llenado de grano (75%), desde entonces, el descenso fue inevitable hasta llegar a cero por ciento en grano pastoso, finalmente se registró escasos áfidos parasitados en grano maduro (Figura 15). Estos resultados se asemejan en cierta medida a lo obtenido por Berta *et al.* (2002) en el cultivo de tomate en Tucumán-Argentina.

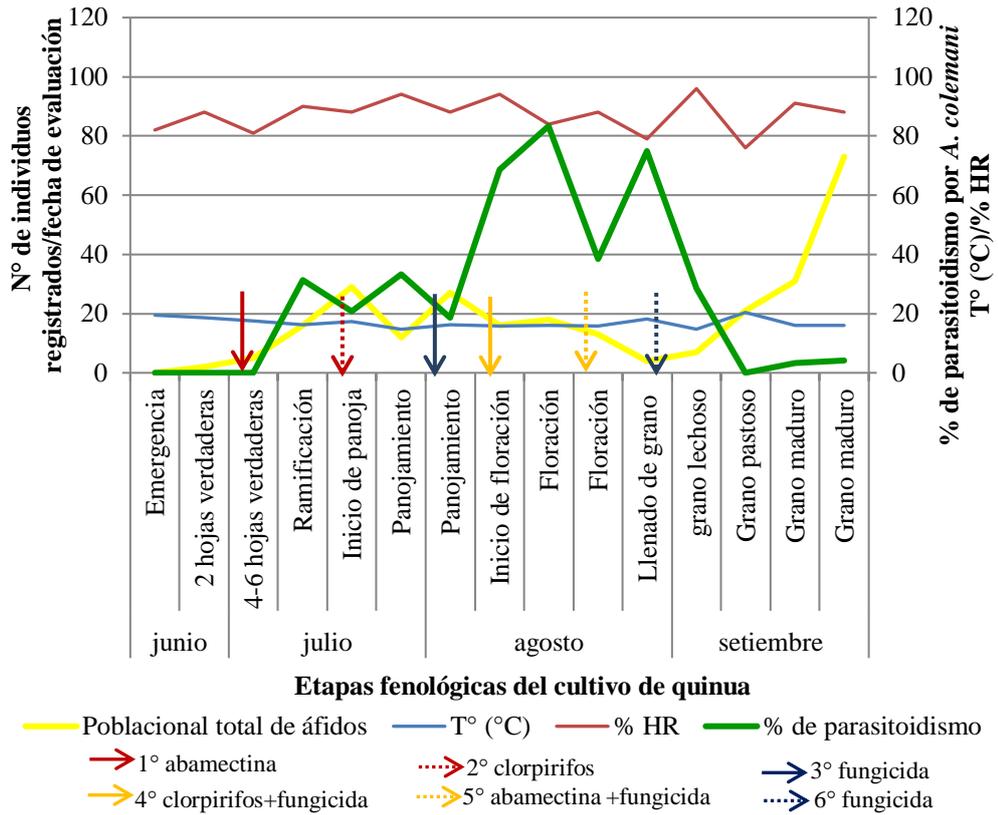


Figura 15: Fluctuación poblacional de áfidos y porcentaje de parasitoidismo por *A. colemani* en el cultivo de quinua, evaluación por órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.

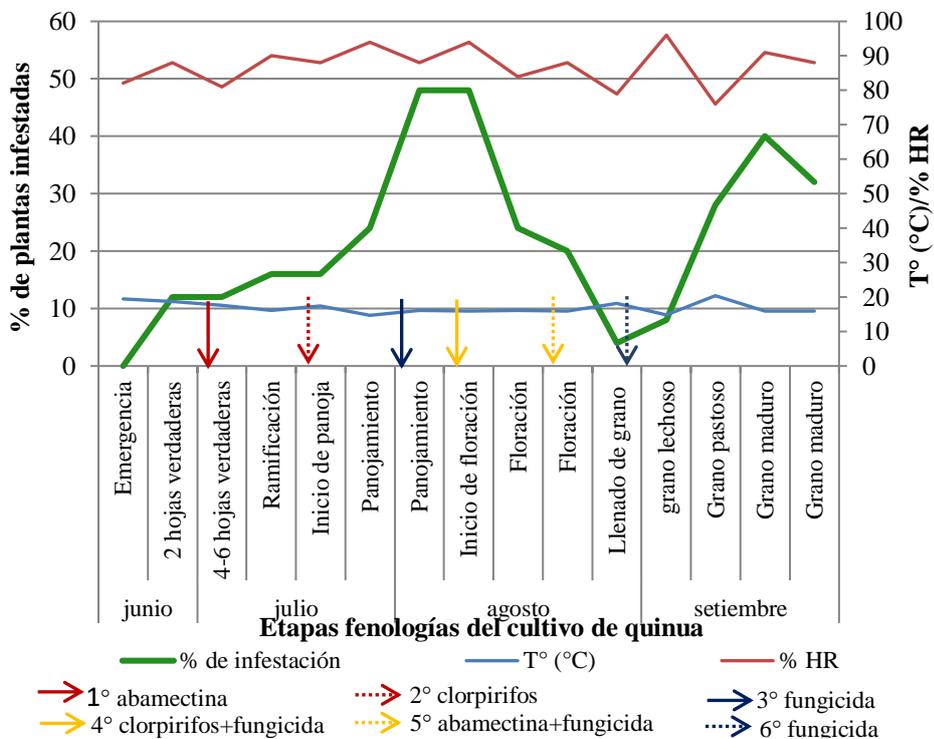


Figura 16: Infestación del cultivo de quinua por áfidos. La Molina, Lima - 2014.

Los registros más altos de infestación ocurrieron en dos momentos, el primero desde la segunda semana de panojamiento hasta el inicio de floración (48%) y el segundo en la etapa de grano maduro (40%); el primer registro correspondió a *M. persicae*, mientras que el segundo a *M. euphorbiae* (Figura 16).

M. persicae fue más abundante entre las etapas de 4-6 hojas verdaderas e inicio de floración en comparación a *M. euphorbiae*; a pesar de que dicho periodo estuvo sujeto a la aplicación de insecticidas, quizá gracias al mecanismos de resistencia que posee contra los órgano fosforados (Bass *et al.* 2014, Simon y Peccoud 2018), que fue lo que se aplicó (clorpirifós); sin embargo, luego de la segunda y la quinta aplicación, empleando clorpirifós y abamectina respectivamente, la densidad poblacional de *M. persicae* descendió (primera semana de panojamiento-llenado de grano), pareciendo indicar que los insecticidas tuvieron cierto efecto. La disminución de la densidad poblacional, entre las etapas de inicio de floración y la primera semana de floración, fue probablemente causado por la defoliación severa que sufrió la planta, como consecuencia de la infección producida por mildiu; sin embargo, la acción de *A. colemani*, al parecer también fue muy importante sobre la población de *M. persicae*, ya que hubo una relación directa en cuanto al incremento y disminución entre ambas poblaciones y el parasitoides alcanzó la densidad poblacional más alta entre las etapas señaladas (Figura 17).

A demás, luego de realizar un análisis de correlación entre las poblaciones de *M. persicae* y *A. colemani* (debido a que prácticamente todas las momias de áfidos encontrados durante las evaluaciones correspondieron al áfido señalado), se obtuvo un coeficiente de correlación de 0.794 (Cuadro 13), lo que indica que la correlación entre ambas poblaciones fue positiva considerable según Hernández *et al.* (2014).

Cuadro 13: Análisis de correlación entre las poblaciones de *M. persicae* y *A. colemani*, en el cultivo de quinua, evaluación por órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.

Correlaciones				
			<i>M. persicae</i>	<i>A. colemani</i>
Rho de Spearman	<i>M. persicae</i>	Coeficiente de correlación	1.000	,794**
		Sig. (bilateral)		0.000
		N	15	15
	<i>A. colemani</i>	Coeficiente de correlación	,794**	1.000
		Sig. (bilateral)	0.000	
		N	15	15

** La correlación es significativa en el nivel 0,05 (bilateral).

Macrosiphum euphorbiae presentó escasa densidad poblacional durante gran parte del desarrollo del cultivo, recién, a partir de la etapa fenológica de grano lechoso, se incrementó rápidamente y logró una alta densidad hacia el final del cultivo, este suceso, coincidió entre otros, con el cese de la aplicación de plaguicidas, pareciendo indicar que la abamectina y clorpirifós tuvieron efecto sobre la población de esta especie, a la vez, coincidió en cierta medida con el descenso de la población de *A. colemani* (Figuras 17 y 18), sin embargo, durante las evaluaciones no se encontró áfidos parasitados de esta especie, a excepción de la etapa de grano maduro, muy escasamente.

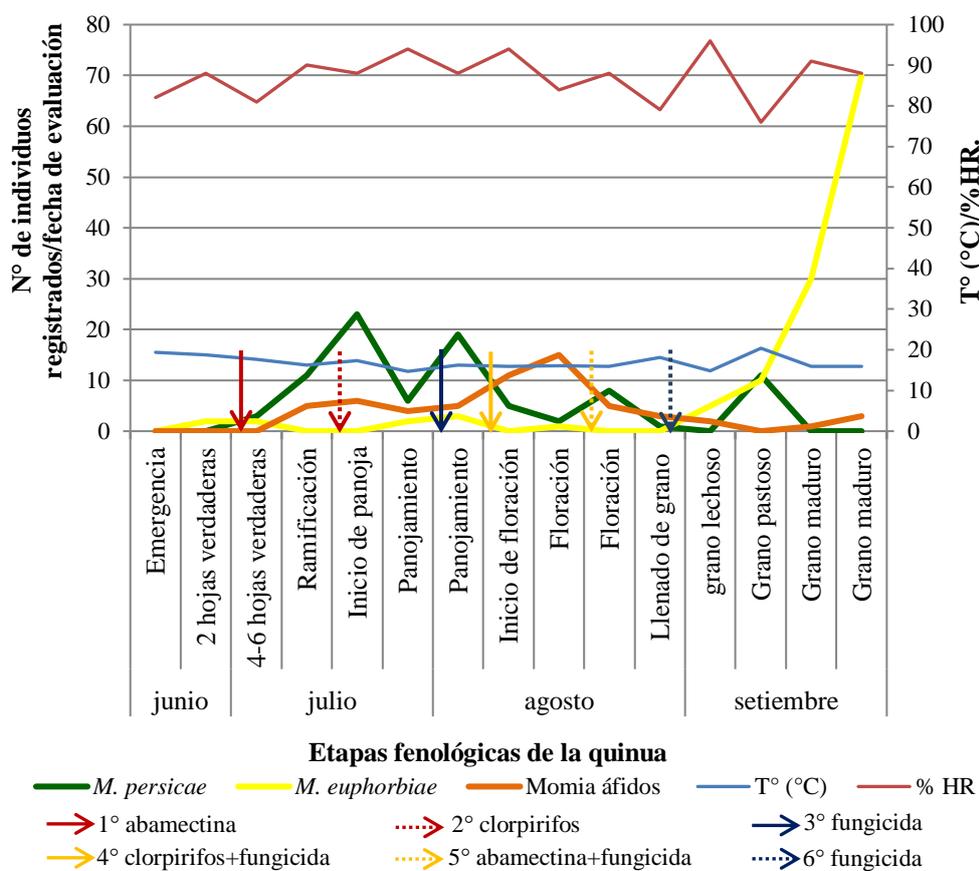


Figura 17: Fluctuación poblacional de *M. persicae*, *M. euphorbiae* y *A. colemani* en el cultivo de quinua, evaluación por de órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.

Myzus persicae y *M. euphorbiae* fueron los áfidos que se presentaron en el cultivo de quinua, coincidiendo en cierta medida, a pesar de ser cultivos diferentes, con lo encontrado por Berta *et al.* (2002) en el cultivo de tomate en Argentina y Niño *et al.* (2001) en el cultivo de papa en Venezuela; ellos señalan a estas especies como las más abundantes y frecuentes, por lo tanto se puede decir, que estas especies siguen siendo las más abundantes, frecuentes y polífagas en diversas regiones del mundo.

Aphidius colemani fue registrado en la evaluación por órgano de planta a partir de la etapa fenológica de ramificación, con densidad máxima en la primera semana de floración, desde entonces la población fue descendiendo, hasta conseguir un valor cero en grano pastoso, posteriormente, en grano maduro, se registró una escasa población (Figura 17), esto se asemeja con los resultados obtenidos por Berta *et al.* (2002). La curva obtenida en la evaluación por redada tiene una tendencia similar, la diferencia más saltante entre ambas fue en las últimas etapas del cultivo, pues los adultos evaluados con esta técnica siguieron manteniendo una población relativamente alta aunque con tendencia al descenso (Figura 18).

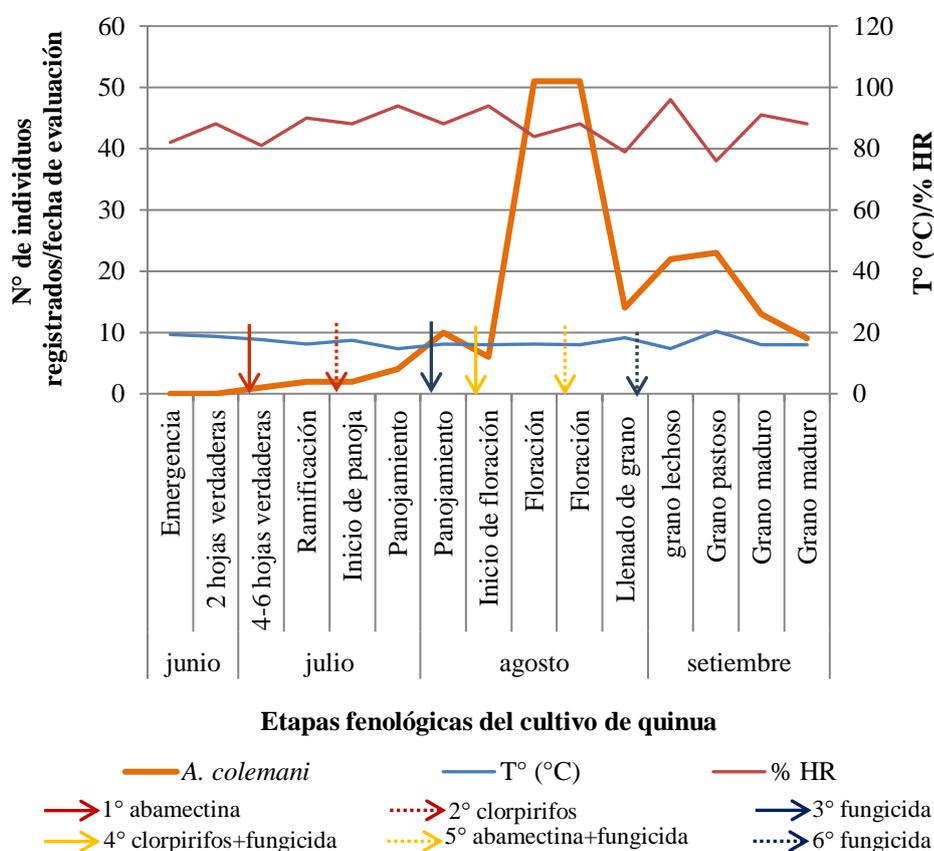


Figura 18: Fluctuación poblacional de *A. colemani* en el cultivo de quinua, evaluación por redada. La Molina, Lima - 2014.

La población de *A. colemani*, aparentemente no fue afectado en gran medida por la aplicación de insecticidas (estado inmaduro del parasitoide que se encontraba dentro de los áfidos momificados) (Figura 17), sin embargo, luego de la quinta aplicación ocurre un descenso en la población de adultos, pareciendo indicar que tuvo efecto (Figura 18) esto coincidiría con lo señalado por Bostanian *et al.* (2005), pues dicen que la abamectina es tóxico por contacto para esta especie, pero es muy probable, que este hecho también esté

relacionado a la defoliación que ocurrió en la planta, un hecho similar a lo que probablemente ocurrió con los adultos de la “mosca minadora”, o quizá fue por la acción conjunta de ambos eventos . Por otro lado el plaguicida clorpirifós es ampliamente conocido como un insecticida de amplio espectro (Stephenson y Solomon 2013), por lo que probablemente tuvo cierta influencia en la variación de la densidad poblacional de *A. colemani*, pero este hecho no fue evidente.

En las curvas de fluctuación poblacional de *M. euphorbiae*, *M. persicae* y *A. colemani* obtenidas en la evaluación por órgano de planta, las dos últimas especies mostraron una relación directa en cuanto al incremento y disminución de su población, pues, a pesar del incremento de la población de *M. euphorbiae*, la población del parasitoide descendió hacia el final del cultivo como también lo hace la población de *M. persicae* (Figuras 17 y 18); aunque, en la evaluación por redada (figura 18) durante las últimas etapas de desarrollo del cultivo, la población de adultos del parasitoide aún era considerable, prácticamente no parasitaron a *M. euphorbiae*, estos hallazgos indicarían que *A. colemani* tuvo preferencia por *M. persicae* en comparación a *M. euphorbiae*, asemejándose además, a los resultados obtenidos por Berta *et al.* (2002) en el cultivo de tomate en Argentina, y reafirmando lo que señala Starý (2002) quien dice que *Myzus* es uno de los hospederos más importantes para *A. colemani*. Todo lo señalado se apoya en los resultados obtenidos en el análisis de correlación entre las poblaciones de *M. persicae* y *A. colemani*, que dio como resultado una correlación positiva considerable (Cuadro 13).

Las poblaciones de *M. persicae* y *M. euphorbiae* se desarrollaron en la estación invernal, en un rango de temperatura de 14.7 °C y 20.4 °C, lo mismo que *A. colemani* que ocasionó altos porcentajes de parasitoidismo sobre la población de *M. persicae*, sin embargo, es probable que de haberse presentado mejores condiciones de temperatura, se habría obtenido mejores resultados en cuanto al parasitoidismo por *A. colemani*, ya que según Zamani *et al.* (2006), la tasa de búsqueda más alta y la tasa de parasitación máxima de *A. colemani* sobre *Myzus persicae*, en *Capsicum annuum* L. ocurrió en rangos de temperatura entre 25 °C a 30 °C.

En cuanto a los insectos predadores *Chrysotus* sp. B y *Chrysotus* sp. A, son las especies que probablemente también pudieron haber influido en la variación de la población de áfidos, pues la primera especie tuvo una población bastante elevada entre las etapas de 4-6 hojas verdaderas y floración, mientras que el segundo, además de una densidad

poblacional considerable, tuvo una presencia constante durante todo el desarrollo del cultivo (Figuras 26, 27); aunque no se tiene la certeza de lo ocurrido, Robinson y Vockeroth (1981) y Bickel (2009) señalan que la mayoría de Dolichopodidae son importantes predadores de pulgones.

Rhinacloa pallidipes fue otro predador que pudo haber tenido cierta influencia sobre la población de áfidos, principalmente sobre *M. euphorbiae*, ya que ambas especies fueron más abundantes hacia el final del cultivo.

Otros predadores, miembros de las familias Coccinellidae, Nabidae, Chrysopidae, y Syrphidae, señalados como enemigos naturales de áfidos (Völkl *et al.* 2007, Goodarzy y Davis 2014, Gomes *et al.* 2018), entre ellos *Hippodamia convergens*, *Nabis capciformis*, *Chrysoperla externa*, *Allograpta exótica*, *Allograpta piurana*, *Toxomerus* sp. también fueron hallados durante el estudio, pero en densidades poblacionales muy bajas, por lo cual, probablemente no tuvieron importancia en la regulación de la poblacional de áfidos.

Por lo señalado anteriormente, es probable que la *A. colemani* haya tenido una influencia muy importante en la regulación de la población de *M. persicae*, pues Schmidt *et al.* (2003), señalan que en el cultivo de trigo en Alemania, las avispas parasitoides tuvieron el efecto más fuerte en la reducción del crecimiento de la población de áfidos en comparación a los diversos predadores, un suceso similar ocurrió en el cultivo de berenjena en Brasil, ya que una especie de la familia Braconidae fue uno de los factores que limitó el incremento de la población de áfidos (Leite *et al.* 2006).

La variación de la densidad poblacional de *M. persicae*, *M. euphorbiae* y *A. colemani*, estuvieron mayormente influenciadas por las etapas de desarrollo del cultivo, la aplicación de los plaguicidas y la relación entre los áfidos y su parasitoide, principalmente entre *M. persicae* y *A. colemani*, mientras que el efecto de otros factores, como el clima y los predadores, a excepción de *Chrysotus* sp. B y *Chrysotus* sp. A, probablemente no tuvieron mayor importancia.

4.2.4. EL “TRIPS OCCIDENTAL DE LAS FLORES” *Frankliniella occidentalis*

Frankliniella occidentalis se presentó desde la etapa de 4-6 hojas verdaderas, con la primera densidad poblacional alta en la etapa de ramificación (10 individuos/fecha de evaluación) luego del cual, la población fue descendiendo hacia inicio de floración (1

individuo/fecha de evaluación), sin embargo, a partir de la etapa de floración, la población de esta especie se incrementó de manera sostenida, manteniendo ese patrón hasta la cosecha. En la etapa de grano maduro se registró la población más alta (49 individuos/fecha de evaluación) (Figura 19).

Por otro lado, en la última evaluación se registró un descenso en comparación a la penúltima evaluación, quizá la población de adultos de *F. occidentalis* estaría migrando en busca de cultivos jóvenes, como indican Teerling (1995) y SENASA (2005) citados por Bustillo (2009) pues el cultivo de quinua estaba senesciendo.

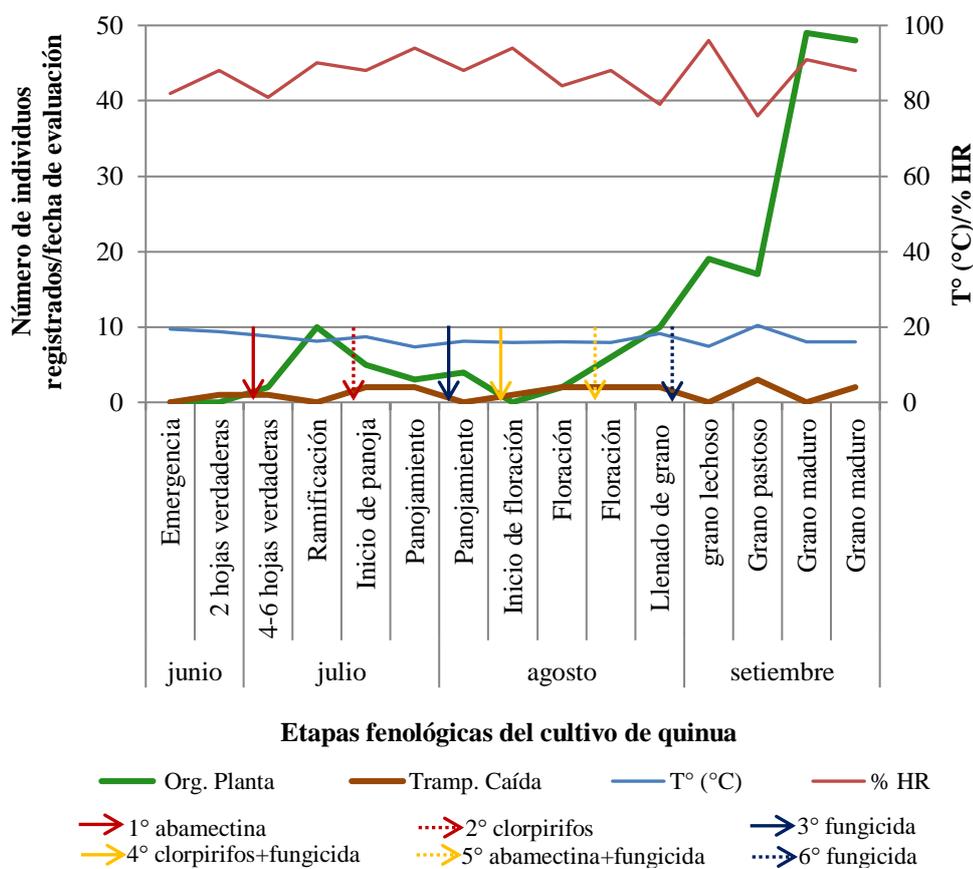


Figura 19: Fluctuación poblacional de *F. occidentalis* en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Uno de los factores más influyentes en la variación de la poblacional de *F. occidentalis* probablemente fueron las etapas de desarrollo del cultivo, las poblaciones más altas de la especie, ocurrieron a partir de grano lechoso; sin embargo Castañé *et al.* (1999), Hansen *et al.* (2003) y Healey *et al.* (2017) en otros cultivos, encontraron que la población máxima ocurrió en la etapa de floración. Lo ocurrido en el cultivo de quinua quizá se debió al estrés que sufrió la planta debido a la infección ocasionada por mildiu en la etapa de inicio de

floración (defoliación total de la planta), en ese momento, el registro de trips fue muy escaso. Es probable, que este suceso, haya cambiado el patrón de desarrollo de la curva, pues no ocurrieron poblaciones altas en floración, pero fue el momento en que la población de *F. occidentalis* comenzó a incrementarse progresivamente, tal vez estimulado por el follaje nuevo que produjo la planta, la presencia de flores y la producción de polen (Figura 19).

Otro factor que probablemente afectó la población de *F. occidentalis*, fue la aplicación de insecticidas, sin embargo, luego de la primera y la quinta aplicación, que se realizó empleando abamectina, la población de esta especie continuó incrementándose; mientras que luego de la segunda y la cuarta aplicación que se realizó empleando clorpirifós, la población de trips que ya venía en descenso continuó ese patrón (Figura 19). Lo ocurrido, podría ser un indicio de una posible resistencia a los insecticidas empleados, principalmente a la abamectina, pues Bustillo (2009) señala que este plaguicida no tuvo efecto sobre *F. occidentalis* en el cultivo de espárrago en Ica; por otro lado también hay estudios que indican que esta especie desarrolla alta resistencia a la abamectina en un corto periodo de tiempo, como consecuencia de que este producto es de amplio uso para el control del “trips occidental de las flores” (Chen *et al.* 2011). El efecto del clorpirifós sobre la población de trips, no fue evidente, pues antes de la aplicación, la población ya venía en descenso, sin embargo, Reitz (2009) señala que *F. occidentalis* tienen la capacidad de desarrollar resistencia a diversos grupos de insecticidas, entre ellos a los organofosforados.

La población de *F. occidentalis* durante la primera mitad de desarrollo del cultivo, probablemente, también fue influenciada por la presencia de *Chrysotus* sp. B y *Chrysotus* sp. A, ya que la población de trips se mantuvo baja hasta la etapa de floración, coincidiendo con poblaciones relativamente altas de estas dos especies de Dolichopodidae (Figura 19, 26, 27), lo señalado se apoyaría en lo que mencionan Robinson y Vockeroth (1981) y Bickel (2009) con respecto a las especies del género *Chrysotus*, como agentes importantes en la regulación de la población de trips. Los predadores *C. externa*, *Nabis capsiformis* y *Allograpta exótica*, señalados como enemigos naturales de *F. occidentalis* por Saini y Polack (1998), fueron también hallados durante el estudio, sin embargo, las poblaciones de estas especie fueron muy escasas, por lo tanto, probablemente no tuvieron una influencia importante en la regulación de la población del “trips occidental de las flores”.

La variación de la densidad poblacional de *F. occidentalis* probablemente no estuvo mayormente influenciada por la temperatura y la humedad relativa, pues estos factores, no tuvieron mayor variación durante el estudio (14.7 °C-20.4 °C; 76 %-96 % de HR), debido a que las evaluaciones se llevaron a cabo casi en su totalidad en la estación de invierno, abarcando escasamente una semana de la estación de primavera (Figura 19). Sin embargo, las condiciones climáticas reinantes durante el estudio, fueron favorables para el desarrollo de *F. occidentalis*, ya que el umbral mínimo de temperatura oscila entre 8-10 °C (Katayama 1997, McDonald *et al.* 1998), mientras que las temperaturas entre 25 y 30 °C, propician el rápido desarrollo (Katayama 1997, Reitz 2008), permitiendo que ocurra varias generaciones en una sola temporada de cultivo con densidades altas (Reitz 2009).

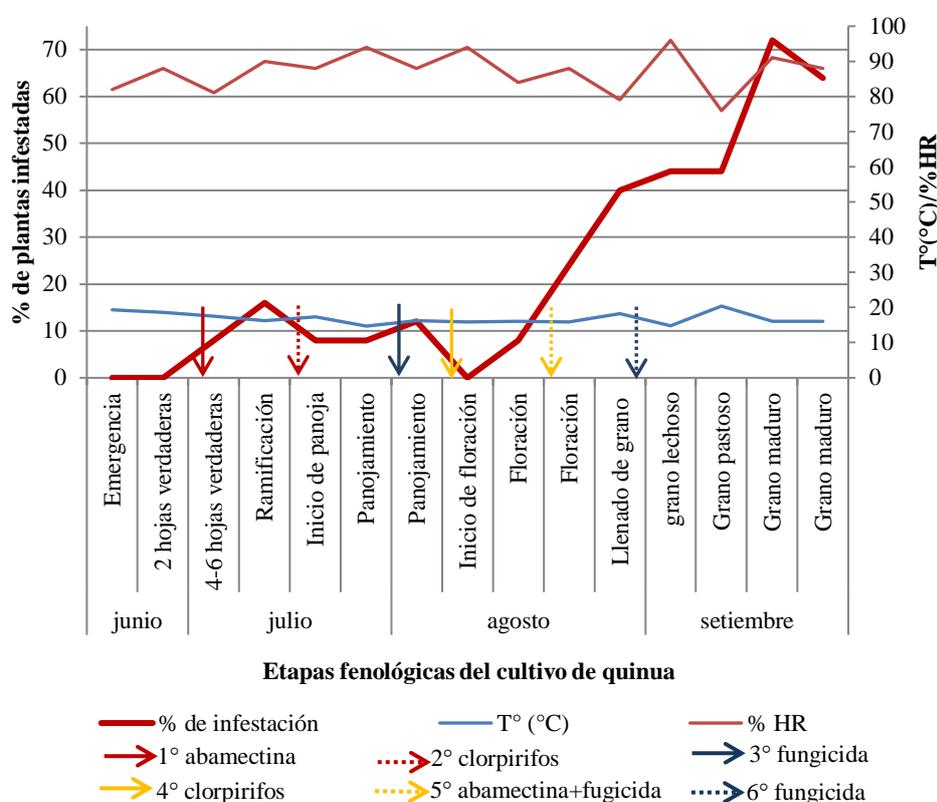


Figura 20: Infestación del cultivo de quinua por *F. occidentalis*. La Molina, Lima - 2014.

En las primeras etapas de desarrollo del cultivo, las infestaciones lograron 16% y 12% en las etapas de ramificación y panojamiento como las más altas respectivamente; en la etapa de inicio de floración aparentemente no hubo presencia de trips, sin embargo, solo una semana después, en la etapa de floración se registró 8% de infestación. La infestación por esta especie tuvo un crecimiento rápido hasta llegar a 72 % en grano maduro, sin embargo, una semana más tarde se registró 64% de infestación, llegándose a cosechar a los dos días

después de esta última evaluación. Por la característica del cultivo, probablemente si seguía en el campo, la población del trips, descendería, por encontrarse el cultivo en etapa de senescencia (Figura 20).

4.2.5. LEPIDOPTEROS DE LA FAMILIA CRAMBIDAE, *Nomophila indistinctalis*

De los Crambidae, solo dos individuos adultos de *S.recurvalis* fueron registrados en la panoja, en las últimas etapas de desarrollo del cultivo. Por otro lado individuos adultos de *N. indistinctalis* fueron registrado principalmente en la primeras etapas de desarrollo del cultivo (2 hojas verdaderas- 4-6 hojas verdaderas), en trampas de caída, luego del cual los registros fueron muy escasos; las larvas se registraron a partir de la etapa de panojamiento, en las panojas, al parecer alimentándose de los órganos reproductivos, los mayores registros fueron entre las etapas de grano pastoso (7 larvas/fecha de evaluación.) y grano maduro (8 larvas/fecha de evaluación) (Figura 21), logrando infestar 12% y 16% de panojas respectivamente (Figura 22).

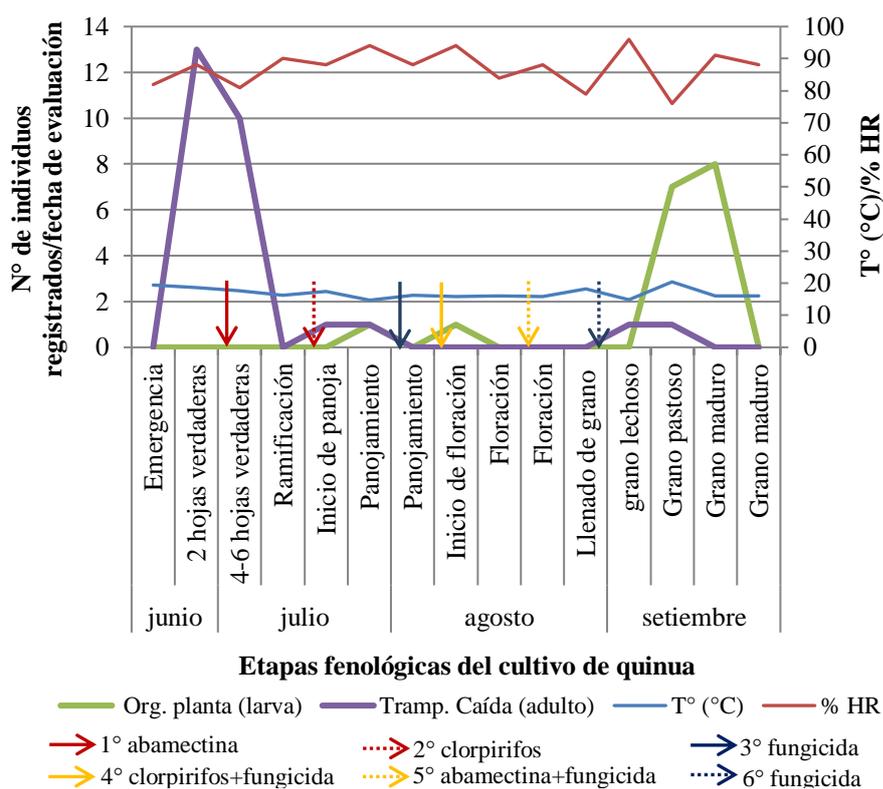


Figura 21: Fluctuación poblacional de *N. indistinctalis* en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Los factores que parecen haber tenido mayor influencia en la variación de la densidad poblacional de *N. indistinctalis* son la aplicación de plaguicidas y las etapas fenológicas del

cultivo, en la curva se observa que la población de larvas tuvo un crecimiento rápido al cesar las aplicaciones, indicando aparentemente que los productos aplicados tuvieron efecto sobre la población de este lepidóptero; por otro lado, el incremento de larvas también coincidió con las etapas de grano lechoso y grano maduro, aparentemente podría haber tenido preferencia por los órganos reproductivos o quizá más específicamente por los granos (Figura 21).

La información sobre *N. indistinctalis* es muy escasa, fue descrita por Munroe (1973), de materiales provenientes de varios países de Sudamérica, entre ellos Perú (Barranco–Lima), también fue citado por este mismo autor en 1995 como una especie presente en el Neotrópico. No se ha encontrado información respecto a su biología y comportamiento.

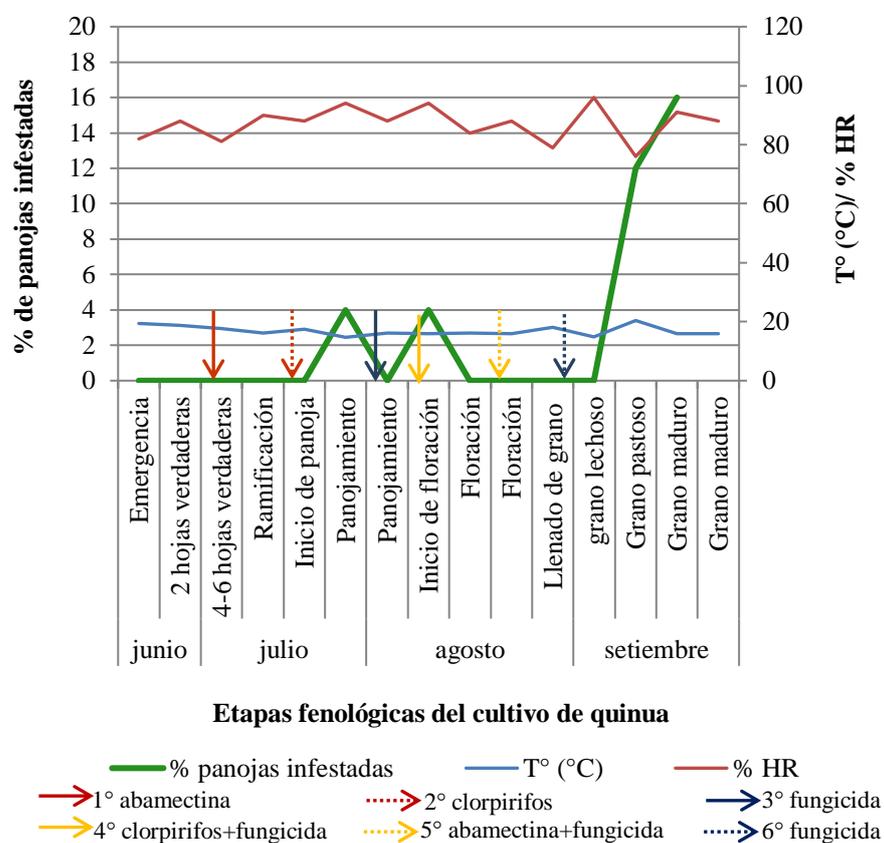


Figura 22: Porcentaje de panojas infestadas por larvas de *N. indistinctalis* en el cultivo de quinua, evaluación por órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.

Especies cercanas como *N. noctuella*, *N. nearctica* y *N. colombiana* han sido citados como plagas ocasionales de césped, hortalizas y cultivos forrajeros por Munroe (1973), *N. indistinctalis* es una especie que hasta la actualidad no ha sido reportada como especie plaga en ningún cultivo en el país, tampoco se ha encontrado información al respecto en

otras partes del mundo, por lo que sería un primer reporte para el cultivo de quinua en nuestro país, por las observaciones realizadas en el presente trabajo.

4.2.6. LEPIDOPTEROS DE LA FAMILIA NOCTUIDAE

En el cultivo de quinua se registraron 3 especies de la familia Noctuidae, *Spodoptera frugiperda*, *Chloridea virescens*, *Chrysodeixis includens*.

Los Noctuidae se presentaron principalmente entre las etapas de ramificación y panojamiento, coincidiendo con la presencia del cultivo de maíz en campos cercanos. En total se ha registrado siete individuos de *S. frugiperda*, dos individuos de *C. virescens* y dos individuos de *C. includens* durante el estudio (Anexo 27); estas tres especies fueron citadas como plagas de quinua para Perú y Bolivia (Rasmussen *et al.* 2003). *S. frugiperda* fue encontrado en el brote principal, realizando comeduras en hojas tiernas y también en la panoja, *C. virescens* y *C. includens* fueron encontradas en las panojas.

4.2.7. LOS CHINCHES DE LA QUINUA *Nysius simulans*, *Liorhyssus hyalinus* Y *Dagbertus* sp.

Nysius simulans fue encontrado desde inicio de panoja hasta llenado de grano (Anexo 22), y *L. hialinus* se presentó entre las etapas de inicio de panoja y grano pastoso (Anexo 23), estos resultados se asemejan a lo encontrado por Dughetti (2015a) en el cultivo de quinua en Buenos Aires –Argentina. Para la primera especie se ha registra un máximo de cuatro individuos en la segunda semana de floración (evaluación por redada), mientras que para la segunda especie el máximo registro fue de dos individuos en llenado de grano (evaluación por redada).

Dagbertus sp., fue registrado a partir de la etapa de grano pastoso, incrementando su densidad poblacional hacia el final del cultivo, la densidad máxima para esta especie fue de 5 individuos en la etapa de grano maduro (evaluación por órgano de planta, última evaluación) (Anexo 24).

Para *N. simulans* y *L. hialinus* se han registrado solo individuos adultos, mientras que para *Dagbertus* sp., se registraron ninfas y adultos.

Por los resultados obtenidos se puede señalar que la densidad poblacional de estas tres especies al parecer fueron fuertemente influenciadas por las etapas fenológicas del cultivo

y las condiciones climáticas, coincidiendo con lo que señalan Cruces *et al.* 2016, Dughetti 2015a y Dughetti 2015b quienes dicen, que prefieren el cultivo en la etapa reproductiva, a la vez señalan que estas especies prefieren condiciones climáticas de primavera y verano, lo cual explicaría en parte la escasa presencia de estos insectos.

Por lo tanto, en la costa central de Perú, teniendo en cuenta la preferencia climática de estas especies, sería recomendable instalar el cultivo de quinua en las estaciones de otoño e invierno.

4.3. DAÑO OCASIONADO POR LOS INSECTOS FITÓFAGOS

4.3.2. LA “MOSCA MINADORA” *Liriomyza huidobrensis*

En estado de larva se presentó a partir la etapa de dos hojas verdaderas hasta el final del cultivo, realizó minas en las hojas, al igual que en otros cultivos; las mosca adultas realizaron picaduras de alimentación y oviposición, ocasionando pequeñas lesiones.

El porcentaje más alto de hojas minadas, ocurrió en la etapa de 4-6 hojas verdaderas (40%), a medida que avanzaba el desarrollo del cultivo, se fue reduciendo y siendo menos importante, pues luego del primer registro alto, los siguientes ocurrieron en la segunda semana de panojamiento (26%), llenado de grano (20%) y grano pastoso (19%). A partir de grano pastoso el porcentaje de hojas minadas comenzó a descender y mantuvo esa tendencia hasta la cosecha (Figura 23).

El daño de la “mosca minadora” en el cultivo de quinua, aparentemente no fue de gran importancia; probablemente debido a que inicialmente, en la etapa de emergencia y 2 hojas verdaderas, etapas muy susceptibles al ataque de esta plaga, la población de larvas fue escasa (1 larva/fecha de evaluación), de lo contrario podría haber ocasionado daños muy severos, incluso pudieron llegar a destruir la planta, como señala Barranco (2003), para varios cultivos hortícolas. Sin embargo, la infestación de un 32% en hojas, en la etapa de 4-6 hojas verdaderas (9 larvas/fecha de evaluación) (Figura 10), probablemente pudo haber ocasionado daños considerables en el cultivo de quinua, pues para el cultivo de tomate un 10% de folíolos infestados en plantas desarrolladas, se considera el umbral de aplicación (Sánchez y Sarmiento 2012), pero, probablemente gracias a la aplicación realizada con abamectina (primera aplicación), y en cierta medida a la acción de los parasitoides que en ese momento ya había logrado un 35.4 % de parasitoidismo (Figura 11), la población de

larvas disminuyó y se mantuvo relativamente baja en las primeras etapas del cultivo, evitando de este modo daños de consideración.

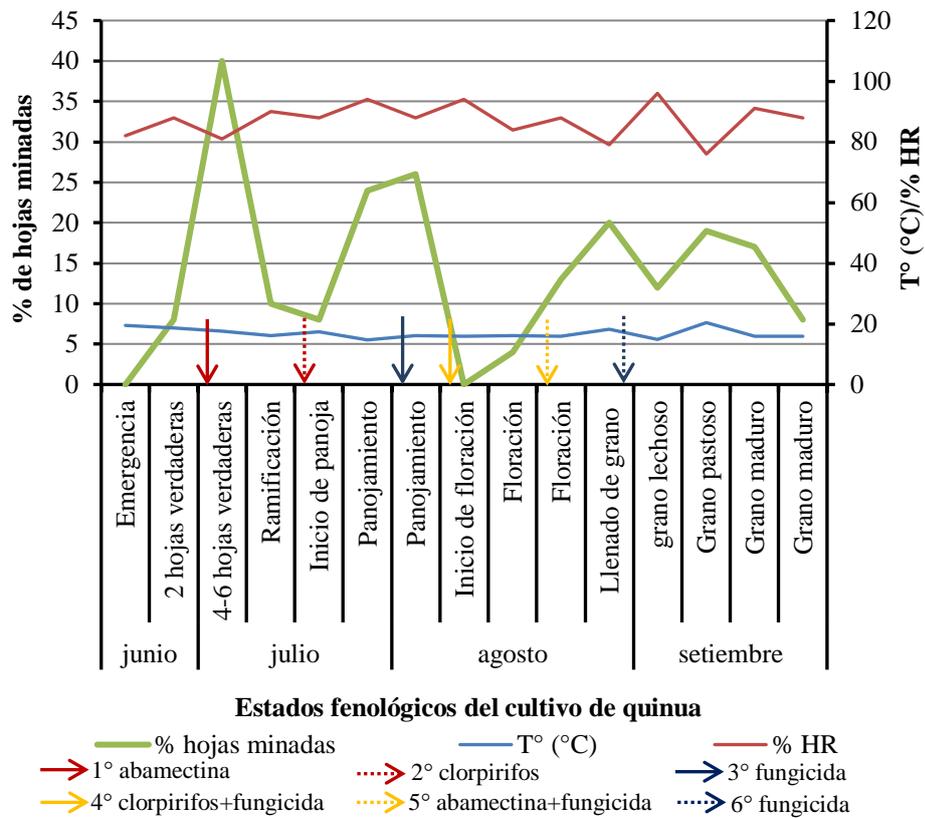


Figura 23: Porcentaje de hojas minadas por larvas de *L. huidobrensis* en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

4.3.2. LA “MOSQUILLA DEL BROTE” *Prodiplosis longifila*

La larva produjo raspaduras en las hojas tiernas de los brotes principales al alimentarse, ocasionando como daño primario la deformación del brote y el cese del crecimiento de la planta; a la vez, en un alto porcentaje de brotes afectados, se desarrolló pudrición (daño secundario) a causa de microorganismos patógenos, que se desarrollaron dadas las condiciones de humedad y restos orgánicos producto de la excreta de las larvas.

El porcentaje de brotes afectados en la etapa de 4-6 hojas verdaderas fue 36 % y en la etapa de ramificación 20 % (Figura 24).

La planta afectada por esta plaga desarrolló una panoja deforme y pequeña en comparación a una planta no afectada; estas observaciones coinciden con lo señalado por Díaz (1981) para los cultivos de alfalfa, papa y pallar.

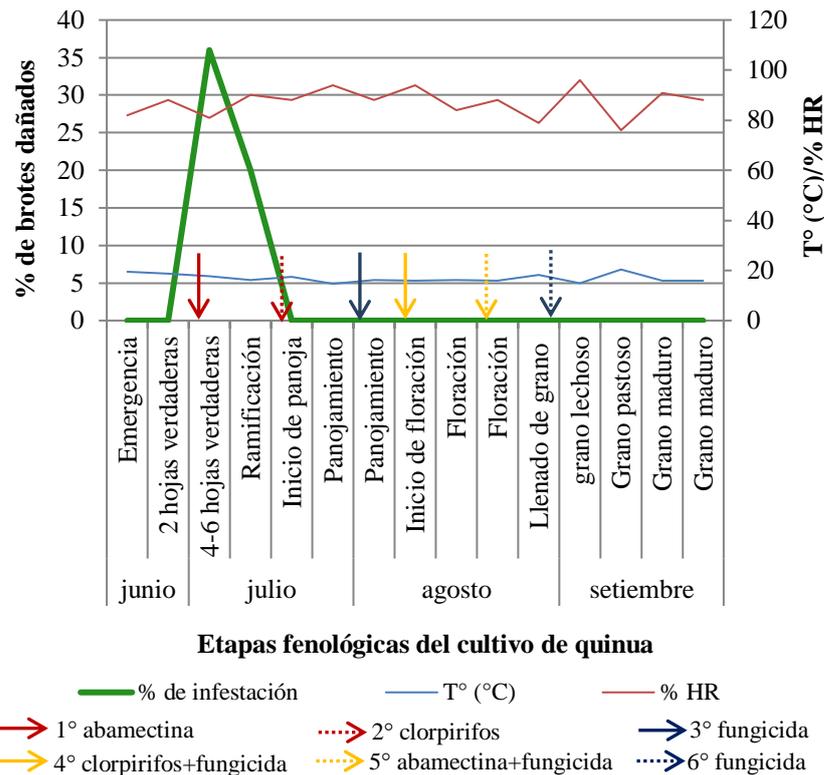


Figura 24: Porcentaje de brotes dañados por larva de *P. logifila* en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

4.3.1. LOS ÁFIDOS *Myzus persicae* Y *Macrosiphum euphorbiae*

La población de *M. persicae* se estableció principalmente sobre hojas y brotes, mientras que la de *M. euphorbiae* en las panojas. A pesar de que estos áfidos se presentaron durante todo el desarrollo del cultivo, aparentemente no provocaron daños físicos como presencia de clorosis, encrespamiento de hojas y/o brotes debido a la extracción de la savia al alimentarse, tampoco propiciaron la presencia del hongo negro de la fumagina como consecuencia de la excreción de sustancias azucaradas. Por lo tanto la actividad alimenticia de estos insectos no tuvo mayor importancia, probablemente debido a las poblaciones relativamente bajas en las primeras etapas de desarrollo, de haberse presentado en poblaciones altas, podrían haber provocado disminución de la producción a consecuencia de la alimentación, como señalan Sánchez y Vergara (2002).

4.3.4. EL “TRIPS OCCIDENTAL DE LAS FLORES” *Frankliniella occidentalis*

Las larvas y adultos de *F. occidentalis* realizaron picaduras y raspaduras principalmente en hojas tiernas y brotes para alimentarse mediante la succión de la savia de la planta de quinua, por la presencia de ninfas se asumió, que también realizaron laceraciones para la

oviposición, sin embargo, este tipo de daño no se diferenció del daño por alimentación. Durante la etapa reproductiva, los trips se concentraron principalmente en las panojas, por lo que se asumen que estuvieron alimentándose sobre estas. Esta especie estuvo presente desde las primeras etapas de desarrollo del cultivo, aparentemente sin mayor importancia, debido a que en las etapas tempranas del cultivo la población fue relativamente escasa (Figura 19). Sin embargo, si esta especie fuera vector del TSWV (virus del bronceado del tomate) en el cultivo quinua, la población que se tuvo habría sido suficiente para causar daño económico, pues varios autores consideran que, de ser *F. occidentalis* vector del peligroso virus en un determinado cultivo, el umbral para esta plaga es casi cero (Cloyd 2016), mientras otros consideran que el umbral de daño económico es de 1-2 adultos o larvas/planta (Zepa (Coradini) *et al.* 2010), probablemente esto podría variar dependiendo de cada cultivo.

4.3.5. LEPIDOPTERO DE LA FAMILIA CRAMBIDAE, *Nomophila indistinctalis*

La larva de *N. indistinctalis* fue registrado en la etapa reproductiva, en la pajona, con una población considerable en las etapas de grano pastoso y grano maduro (Figura 21), por lo tanto se puede asumir que probablemente prefieren alimentarse de los órganos reproductivos, quizá prefieren aún más los granos, por lo que esta especie, en caso de presentarse en poblaciones altas, podría cobrar importancia económica, como en el caso de *Herpetogamma bipunctalis*, con el que probablemente tienen un comportamiento similar, que puede provocar hasta un 80% de pérdida en la producción de quinua como señala Yaya (1964), quien se refiere a esta especie como *Pachyzancla bicpunctalis* (F.).

4.3.6. LOS CHINCHES DE LA QUINUA *Nysius simulans*, *Liorhyssus hyalinus* Y *Dagbertus* sp.

Las tres especies se alimentan succionando la savia de la planta, en cualquier etapa, sin embargo durante el estudio se presentaron en la etapa reproductiva, por lo tanto se puede señalar que tienen preferencia por esta etapa, coincidiendo con Cruces *et al.* 2016, Dughetti 2015a y Dughetti 2015b quienes dicen, que prefieren el cultivo en la etapa reproductiva, alimentándose del contenido de los granos y ocasionando los “granos vanos” o “chuzos”.

N. simulans, *L. hialinus* y *Dagbertus* sp. no ocasionaron daño importante en el cultivo por haberse presentado en densidades bajas, de lo contrario pudieron haber provocado pérdidas económicas de gravedad.

4.4. INSECTOS BENÉFICOS REGISTRADOS EN EL CULTIVO DE QUINUA

(Chenopodium quinoa)

En el cultivo de quinua se capturó 1523 individuos benéficos pertenecientes a 17 especies de insectos predadores, agrupados en 11 familias y cuatro órdenes y 19 especies de insectos parasitoides, agrupados en seis familias, todos pertenecientes al orden Hymenoptera (Anexo 22). Los predadores más importantes fueron *Chrysotus* sp. B, *Chrysotus* sp. A, *Blennidus peruvianus* y *Rhinacloa pallidipes* y los parasitoides más importantes fueron *Aphidius colemani*, *Halticoptera arduinae*, *Chrysocharis* sp. A y *Diglyphus* sp. A por ser más frecuentes y abundantes (Anexos 31, 32, 33, 34).

En este ítem se presenta la fluctuación poblacional general para de los insectos benéficos registrados en el estudio y la fluctuación poblacional para los predadores más importantes ya señalados, con respecto a los parasitoides, como ya se mencionó anteriormente fueron tratados en los ítems correspondientes a sus hospederos.

4.4.1. FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE INSECTOS BENÉFICOS EN EL CULTIVO DE QUINUA

Las curvas de fluctuación poblacional de insectos benéficos en general muestran una tendencia al incremento. La curva obtenida en la evaluación por redada fue la que presentó mayor variación, las densidades más altas ocurrieron en la primera semana de panojamiento (106 individuos) y primera semana de floración (103 individuos). Las curvas obtenidas por órgano de planta y trampa de caída, registraron densidades bajas, pero mantuvieron una tendencia permanente al incremento, en ambas la densidad máxima se registró en grano maduro (46 y 19 individuos respectivamente). La curva obtenida por colecta de hojas minadas tuvo un crecimiento inicial rápido y mantuvo esa tendencia hasta panojamiento, sin embargo, sufrió el descenso más marcado a inicio de floración, por la caída total de hojas, luego del cual se recuperó rápidamente y mantiene la tendencia al incremento hasta el final del cultivo, las densidades más altas ocurrieron en panojamiento (47 individuos) y en grano maduro (87 individuos) (Figura 25).

La variación de la densidad poblacional de los insectos benéficos probablemente está relacionado con varios factores, al igual que en el caso de los fitófagos, en este caso los factores más importantes probablemente fueron la presencia de sus presas u hospederos, la aplicación de plaguicidas y probablemente también la variación de las etapas fenológicas

del cultivo, como señalan Vázquez-Porras *et al.* (2016) quienes dicen que existe una asociación significativa entre las especies de insectos benéficos y las fases fenológicas del cultivo de soya, en México.

Al comparar las curvas de fluctuación poblacional de insectos benéficos (Figura 25) y fitófagos (Figura 7), en general los insectos benéficos fueron relativamente más constantes, manteniendo una tendencia al incremento, mientras que las curvas correspondientes a los fitófagos presentan mayor variación a lo largo del desarrollo del cultivo, sin embargo, los insectos benéficos fueron relativamente menos abundantes que los fitófagos, en las evaluaciones por órgano de planta, trampas de caída y redada, en caso de que la diferencia entre ambas poblaciones fuese considerable, tal condición puede propiciar la mayor presencia de especies fitófagas, como ocurrió en el cultivo de soya en México (Vázquez-Porras *et al.* 2016). En la evaluación por colecta de hojas en el tercio medio, las curvas obtenidas para los fitófagos y benéficos, están directamente relacionadas, y ocurrió que la población de insectos benéficos (parasitoides de mosca minadora) superó notablemente la población de fitófagos (larvas de minador de hojas), es decir, los parasitoides fueron más abundantes y probablemente tuvieron un rol muy importante en la regulación de la población de larvas del minador de hojas.

La relativa menor abundancia de insectos benéficos, en relación a los fitófagos principalmente de los predadores, podría estar relacionada a las aplicaciones de plaguicidas, principalmente al clorpirifós, un plaguicida de amplio espectro que fue empleado en la segunda y cuarta aplicación, Urquiza *et al.* (2000) citado por Valarezo (2003) en cultivo de espárrago observaron que este plaguicida ocasionó la mayor mortalidad de insectos benéficos, sin embargo, Fernández (2016) en el cultivo de papa, en Cañete, señala que clorpirifós fue el plaguicida de amplio espectro que tuvo un menor impacto sobre predadores y parasitoides; en general El-Wakeil *et al.* (2013) señalan que la aplicación de pesticidas para el control de una plaga puede provocar la destrucción de enemigos naturales, ocasionando un desbalance en el agroecosistema. Por otro lado, puede ser que el cultivo de quinua no sea muy atractivo para muchos insectos benéficos.

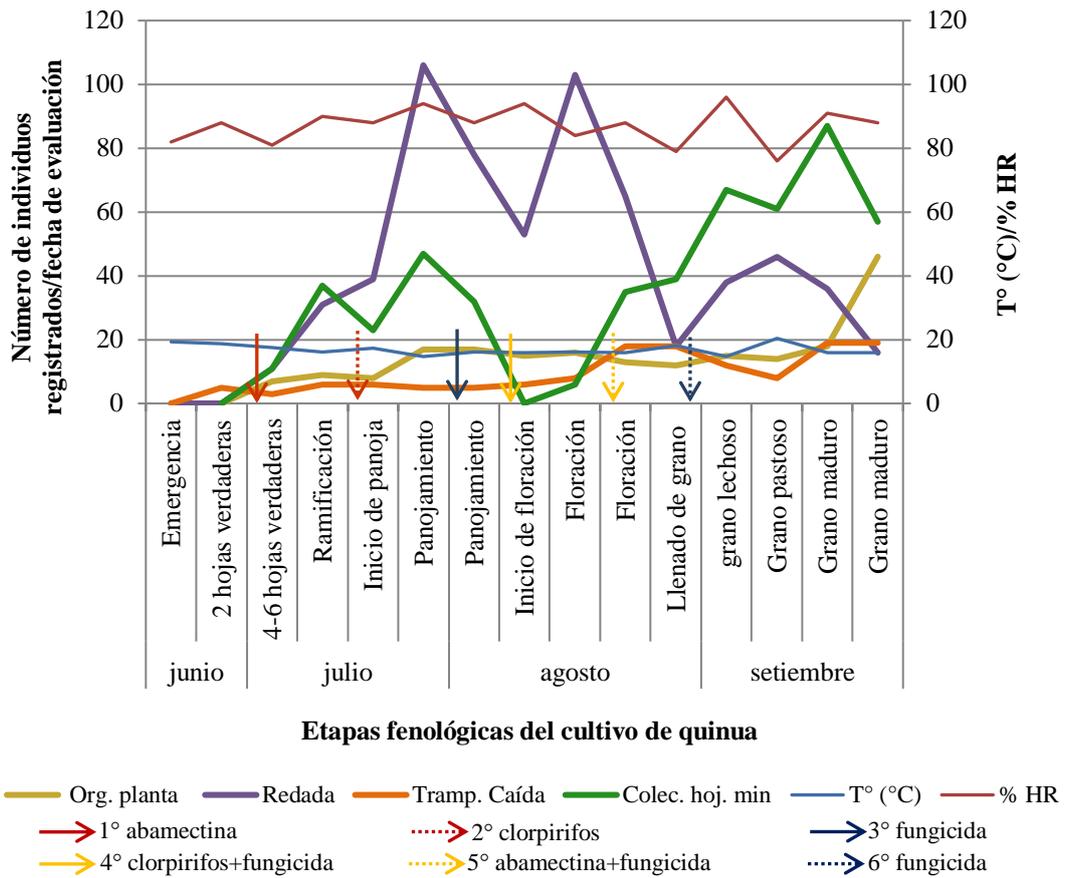


Figura 25: Fluctuación poblacional de insectos benéficos en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

4.4.2. FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE LOS PREDADORES MÁS IMPORTANTES REGISTRADOS EN EL CULTIVO DE QUINUA (*Chenopodium quinoa*)

a. *Chrysotus* sp. B

Chrysotus sp. B tuvo una población alta entre las etapas de 4-6 hojas verdaderas y floración, con el registro más alto en la etapa de panojamiento, luego del cual su población disminuyó y se mantuvo baja hasta la cosecha (Figura 26).

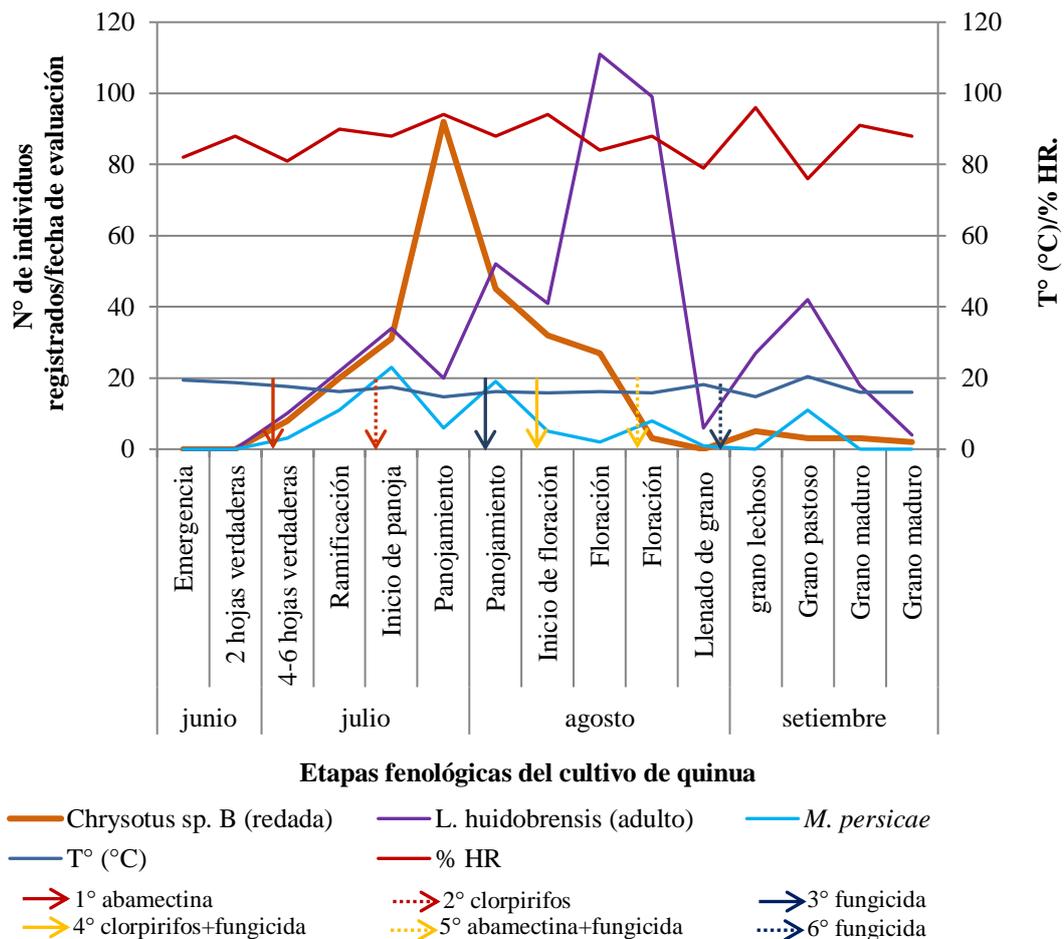


Figura 26: Fluctuación poblacional de *Chrysotus sp. B* y sus posibles presas en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

En el periodo de mayor abundancia del predador, la población de *M. persicae* y de adultos de *L. huidobrensis*, fueron relativamente altas pero se mantuvieron por debajo de la población del predador (Figura 26), la población de *M. euphorbiae* y *F. occidentalis* fueron muy bajas (Figuras 17,20) mientras que la población de adultos de *P. longifila* fue muy escasa (Figura 13). Al descender la población del predador, la población de adultos de *L. huidobrensis* tuvo un crecimiento muy acelerado, las poblaciones de *M. euphorbiae* y *F. occidentalis* también tuvieron un incremento rápido, y *P. longifila* que entre las etapas de ramificación y panojamiento no tuvo registro, volvió a presentarse a inicio de floración con una población muy baja pero constante hasta la cosecha, sin embargo, estos sucesos, en algunos casos como *M. euphorbiae* y en cierta medida *F. occidentalis*, también coincide con el cese de las aplicaciones (Figura 17, 20).

Es probable que *Chrysotus sp. B* haya tenido una actividad predadora relativamente importante sobre las poblaciones de *M. euphorbiae*, *F. occidentalis* y adultos de *P.*

longifila, pero principalmente sobre *M. persicae* y adultos de *L. huidobrensis*, pues el registro más alto de la población del predador coincidió con el descenso de las poblaciones de las dos últimas especies, además que los trips, pulgones y pequeños dípteros nematoceros son señalados como presas de Dolichopodidae por Robinson y Vockeroth (1981) y Bickel (2009); mientras que Cisneros y Mujica (1998) señala que Dolichopodidae tiene cierta preferencia por las moscas minadoras, sin embargo, los descensos ocurridos en las poblaciones de *M. persicae* y *L. huidobrensis* también coincide con la segunda aplicación de plaguicidas (clorpirifós), en todo caso, esto pudo ser gracias a la acción conjunta de ambos factores (Figura 26).

En el análisis de correlación entre la población del predador y los fitófagos señalados, solo *M. persicae* y la población de adultos de *L. huidobrensis* tuvieron un coeficiente de correlación de 0.645 (cuadro 14), y 0.612 (Cuadro 15), indicando que hubo una correlación positiva entre considerable y media, entre la población del predador y ambos fitófagos, según Hernández *et al.* (2014) mientras que la población de los demás fitófagos señalados no presentaron una correlación significativa (Anexos 35, 36, 37), estos datos corroboran lo que se señala en el párrafo anterior.

Cuadro 14: Análisis de correlación entre las poblaciones de *M. persicae* (evaluación por órgano de planta) y *Chrysotus* sp. B (evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Correlaciones				
			<i>M. persicae</i>	<i>Chrysotus</i> sp. B
Rho de Spearman	<i>M. persicae</i>	Coeficiente de correlación	1.000	,645**
		Sig. (bilateral)		0.009
		N	15	15
	<i>Chrysotus</i> sp. B	Coeficiente de correlación	,645**	1.000
		Sig. (bilateral)	0.009	
		N	15	15

** . La correlación es significativa en el nivel 0,05 (bilateral).

Cuadro 15: Análisis de correlación entre las poblaciones de adultos de *L. huidobrensis* y *Chrysotus* sp. B, en el cultivo de quina, evaluación por redada. La Molina, Lima - 2014.

Correlaciones				
			<i>L. huidobrensis</i>	<i>Chrysotus</i> sp. B
Rho de Spearman	<i>L. huidobrensis</i>	Coefficiente de correlación	1.000	,612*
		Sig. (bilateral)		0.015
		N	15	15
	<i>Chrysotus</i> sp. B	Coefficiente de correlación	,612*	1.000
		Sig. (bilateral)	0.015	
		N	15	15

*. La correlación es significativa en el nivel 0,05 (bilateral).

b. *Chrysotus* sp. A

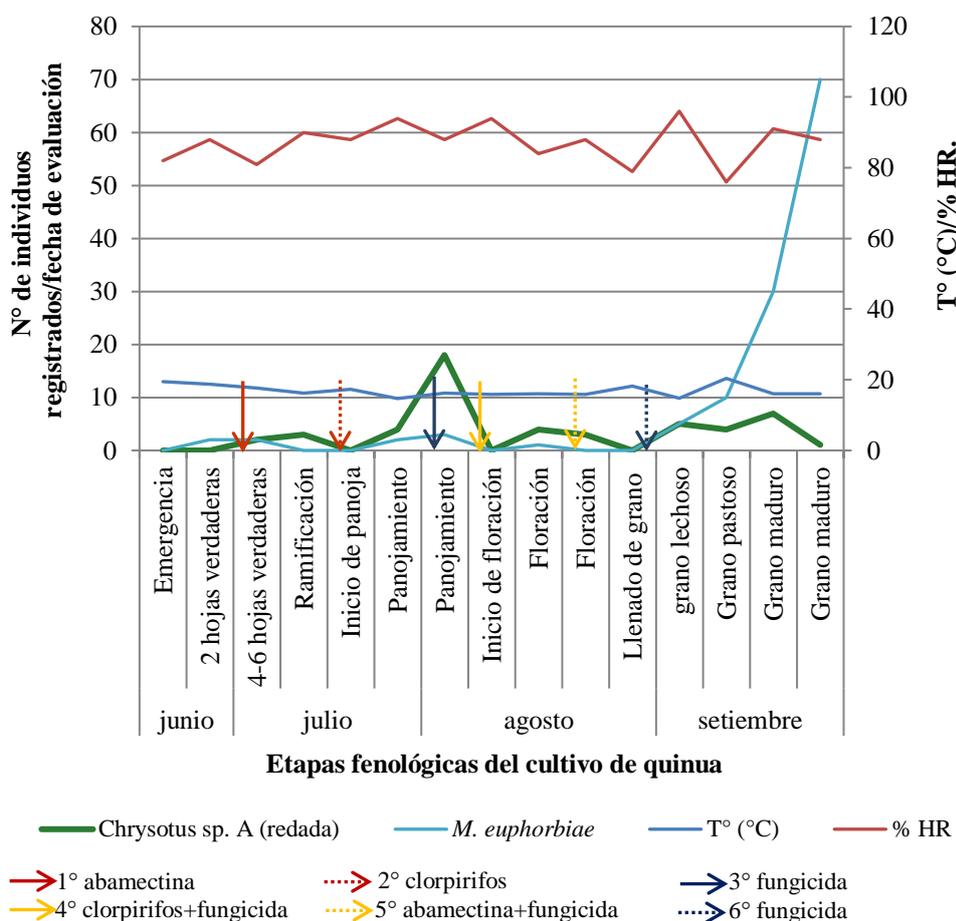


Figura 27: Fluctuación poblacional de *Chrysotus* sp. A y sus posibles presas en el cultivo de quina. La Molina, Lima - 2014.

Chrysotus sp. A, tuvo una presencia constante durante todo el desarrollo del cultivo de quinua, aunque con una población baja, excepto en la etapa de panojamiento, en el cual ocurrió un incremento ligero de su población (Figura 27).

Chrysotus sp. A probablemente tuvo cierta influencia en la variación de la densidad poblacional de *L. huidobrensis*, *M. persicae*, *M. euphorbiae* y *F. occidentalis* por su presencia constante (Figura 27), sin embargo en el Análisis de correlación entre la población de este predador con la población de sus posibles presas, solo *M. euphorbiae* obtuvo un coeficiente de correlación de 0.597 (Cuadro 16), indicando una correlación media entre ambas poblaciones según Hernández *et al.* (2014), mientras que el resto de los fitófagos no obtuvieron una correlación significativa (Anexos 38, 39, 40).

Cuadro 16: Análisis de correlación entre las poblaciones de *M. euphorbiae* (evaluación por órgano de planta) y *Chrysotus* sp. A (evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Correlaciones				
			<i>M. euphorbiae</i>	<i>Chrysotus</i> sp. A
Rho de Spearman	<i>M. euphorbiae</i>	Coefficiente de correlación	1.000	,597*
		Sig. (bilateral)		0.019
		N	15	15
	<i>Chrysotus</i> sp. A	Coefficiente de correlación	,597*	1.000
		Sig. (bilateral)	0.019	
		N	15	15

*. La correlación es significativa en el nivel 0,05 (bilateral).

Chrysotus sp. B y *Chrysotus* sp. A aparentemente no fueron afectados o fueron poco afectadas por la aplicación de los plaguicidas, pues la población más altas de ambas especies ocurrieron en las etapas con aplicación de plaguicidas (Figuras 26, 27).

c. *Blennidus peruvianus*

B. peruvianus se registró a partir de 4-6 hojas verdaderas y mantuvo una población muy baja hasta la etapa de inicio de floración, a partir de la etapa de floración su población se incrementó y logró una población considerable entre la segunda semana de floración y grano lechoso, descendiendo en grano pastoso y hacia el final del cultivo se incrementó nuevamente (Figura 28).

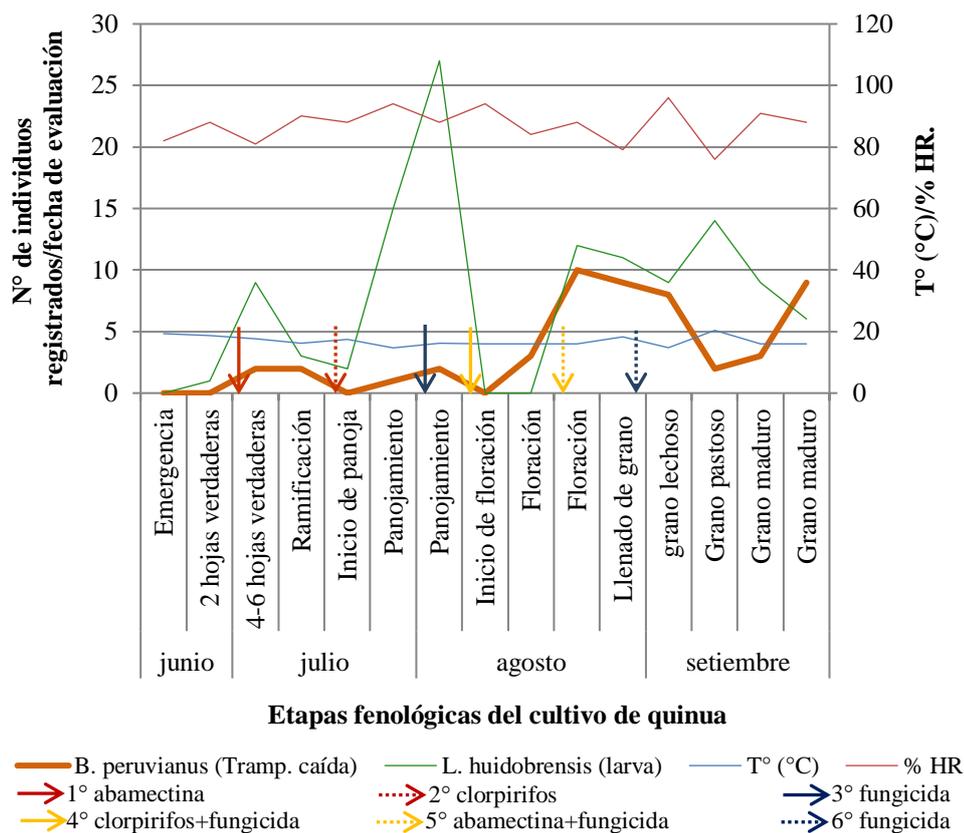


Figura 28: Fluctuación poblacional de *B. peruvianus* y su posible presa en el cultivo de quinua, La Molina, Lima - 2014.

Por su presencia constante en relación a otras especies fue considerado como el predador de suelo más importante registrado en el estudio, estos resultados se asemejan a lo que obtuvieron Rondón y Vergara (2004), en el cultivo de camote en la costa central peruana, registrado bajo la denominación de *Pterostichus* sp., hoy denominado como *B. peruvianus* (Giraldo-Mendoza, 2014).

Es probable que *B. peruvianus* haya tenido cierta importancia en la regulación de la población de *L. huidobrensis*, principalmente en la segunda mitad del cultivo, por el incremento considerable de la población del predador (Figura 28), pues Cisneros y Mujica (1998), señalan que cuando las moscas minadoras abandonan la mina para empupar, son vulnerables a los predadores de suelo como *Pterostichus* sp.. Sin embargo, en el análisis de correlación entre ambas poblaciones no hubo una correlación significativa (Anexo 41).

d. *Rhinacloa pallidipes*

R. pallidipes fue registrado a partir de la etapa de ramificación (evaluación por redada), con una población baja durante gran parte del desarrollo del cultivo, sin embargo, su presencia fue constata y con tendencia al incremento, la población más alta ocurrió en la

etapa de grano maduro (36 individuos, última evaluación), que coincidió con poblaciones altas de *F. occidentalis*, *M. euphorbiae* y en parte con una población considerable de larvas *N. indistinctalis* (Figura 29). Siendo un predador generalista probablemente estuvo alimentándose de las especies mencionadas, principalmente de *M. euphorbiae* y quizá de huevos de *N. indistinctalis*, pues entre las presas señaladas para *R. pallidipes* por Herrera (1965), están los pulgones y huevos de Lepidoptera.

Al realizar el análisis de correlación entre la población del predador y sus posibles presas, se obtuvo un coeficiente de correlación de 0.648 solo para *F. occidentalis*, indicando que hubo una correlación entre moderada a media (Cuadro 17) según Hernández *et al.* (2014), el resto no tuvo una correlación significativa (Anexos 42, 43).

Cuadro 17: Análisis de correlación entre las poblaciones de *R. pallidipes* (evaluación por redada) y *F. occidentalis* (evaluación por órgano de planta), en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Correlaciones				
			<i>F. occidentalis</i>	<i>R. pallidipes</i>
Rho de Spearman	<i>F. occidentalis</i>	Coefficiente de correlación	1.000	,648**
		Sig. (bilateral)		0.009
		N	15	15
	<i>R. pallidipes</i>	Coefficiente de correlación	,648**	1.000
		Sig. (bilateral)	0.009	
		N	15	15

** . La correlación es significativa en el nivel 0,01 (bilateral).

La escasa población de *R. pallidipes*, durante la primera mitad del cultivo, en parte podría haber sido debido a la aplicación de insecticidas, pues luego de la segunda y la quinta aplicación (con clorpirifós y abamectina respectivamente) se aprecia un descenso de la población, además de que el incremento de la densidad poblacional en parte coincide con el cese de las aplicaciones, sin embargo, los individuos capturados en las redadas fueron principalmente adultos, por lo que es probable que no se haya establecido en el cultivo y que el incremento inesperado hacia el final pudo ser debido a la migración de campos aledaños, por la disponibilidad de presas en el cultivo de quinua.

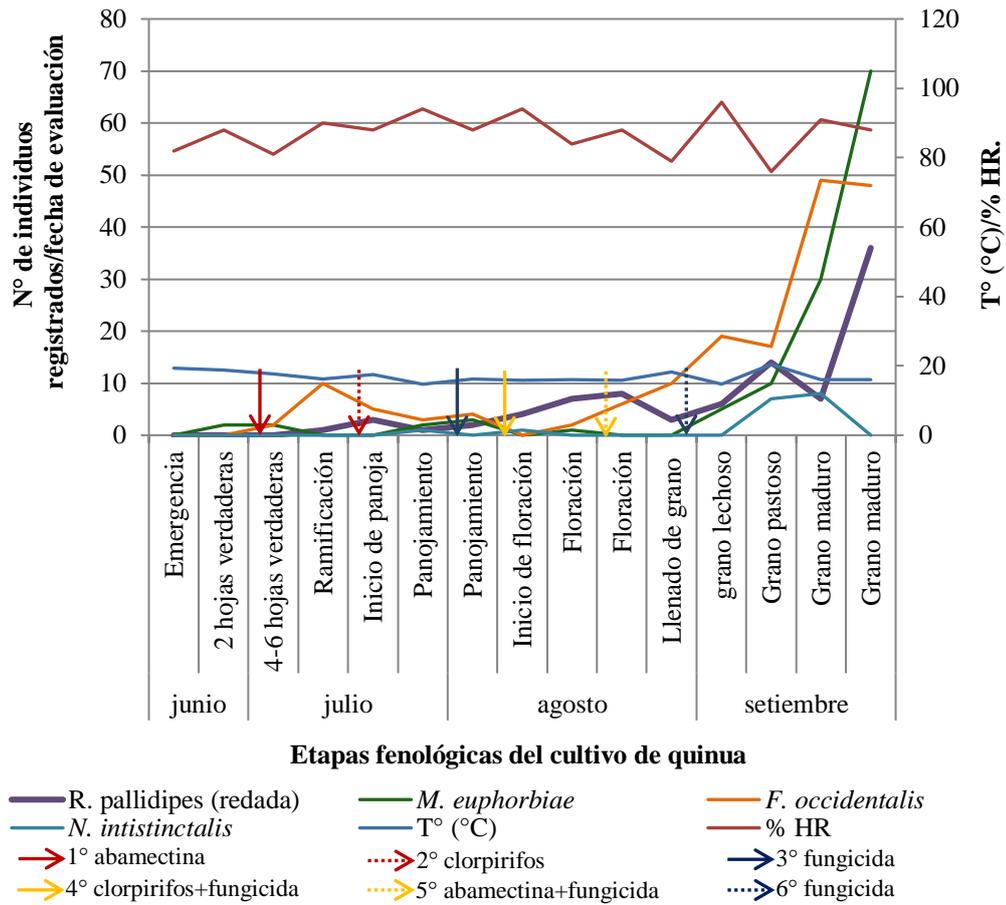


Figura 29: Fluctuación poblacional de *R. pallidipes* y sus posibles presas en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

V. CONCLUSIONES

1. En el cultivo de quinua se registran 24 especies de insectos fitófagos. Las especies más importantes son *Liriomyza huidobrensis*, *Prodiplosis longifila*, *Myzus persicae*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Frankliniella occidentalis* y *Nomophila indistinctalis*.
2. La mayor población de larvas de *L. huidobrensis* se presenta en la etapa de panojamiento con 27 individuos y 111 adultos durante la floración.
3. *P. longifila* en estado de larva se presenta hasta la etapa de ramificación, con máxima población de 23 individuos en la etapa de 4 – 6 hojas verdaderas.
4. *M. persicae* muestra una máxima densidad en la etapa de panojamiento con 29 individuos, *M. euphorbiae* con 73 individuos en grano maduro y *F. occidentalis* con 49 individuos en grano maduro.
5. *N. indistinctalis* se registra por primera vez en el cultivo de quinua, con densidad máxima de 13 individuos adultos en plantas con dos hojas verdaderas y 8 larvas en grano maduro.
6. *L. huidobrensis* al estado larval mina desde la etapa de dos hojas verdaderas, con una máxima infestación de 32% en la etapa de 4-6 hojas verdaderas.
7. *P. longifila* al estado larval raspa hojas tiernas en los brotes principales, ocasionando deformación de los mismos y deteniendo el crecimiento, con una máxima infestación de 20% en la etapa de 4-6 hojas verdaderas.
8. *Myzus persicae* infesta hojas y brotes tiernos, *Macrosiphum euphorbiae* sobre panojas, con un 48 % de infestación en panojamiento-inicios de floración y 40% en grano maduro. Finalmente *F. occidentalis* raspa brotes tiernos y la mayor infestación se registra en grano maduro con 72% plantas.
9. Larvas de *N. indistinctalis* se alimentan principalmente sobre los órganos reproductivos de la quinua, con una infestación del 16% de plantas en grano maduro.

10. En el cultivo de quinua se ha registrado 17 y 19 especies de insectos predadores y parasitoides respectivamente, con densidades máximas en panojamiento con 106 individuos/redada y en grano maduro con 46, 19 y 87 individuos por órgano de planta, trampa de caída y colecta de hojas minadas en el tercio medio, respectivamente.
11. Los controladores biológicos más frecuentes son *Aphidius colemani*, *Halticoptera arduine*, *Dyglyphus* sp. A y *Chrysocaris* sp. A (parasitoides); *Chrysotus* sp. B, *Blennidus peruvianus*, *Chrysotus* sp. A y *Rhinacloa pallidipes* (predadores).
12. *Chrysotus* sp. B. probablemente cumple un rol importante en la regulación de la población de *L. huidobrensis*, *P. longifila*, *M. persicae*, *M. euphorbiae*, *F. occidentalis* y otros insectos fitófagos en el cultivo de quinua en la costa central peruana.
13. Los parasitoides *H. arduine* (Pteromalidae), *Diglyphus* sp. A y *Chrysocharis* sp. A (Eulophidae) alcanzan un nivel de parasitoidismo en larvas de *L. huidobrensis* de 46.25% en ramificación, 48.45% en panojamiento y 55.88% en grano maduro.
14. *Aphidius colemani* muestra preferencia por *M. persicae* y se registra 84% de parasitoidismo en floración y 75% en llenado de grano.

VI. RECOMENDACIONES

1. Continuar con investigaciones similares en el cultivo de quinua, en la costa sur, centro y norte de nuestro país, abarcando las diferentes estaciones del año.
2. Realizar trabajos de investigación para *F. occidentalis*, *M. persicae* y *M. euphorbiae*, sobre la posibilidad de ser agentes transmisores de virus fitopatógenos, ya que son vectores en otros cultivos.
3. Realizar estudios sobre biología y comportamiento de *N. indistinctalis*, para tener mayor conocimiento sobre esta especie.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Andorno, A; Hernández, C; Botto, E; Schultz, S; La Rossa F. 2007. Estudios biológicos de *Myzus persicae* (Sulzer) (Hemiptera: Aphididae) sobre rúcula (*Eruca sativa* Mill.) en condiciones de laboratorio. INTA, Argentina. RIA, 36(2): 85-95.
- Bahlai, CA; Goodfellow, SA; Stanley-Horn, DE; Hallett, RH. 2006. Endoparasitoid assemblage of the pea leafminer, *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae), in Southern Ontario. *Environmental Entomology*, 35(2): 35-357.
- Barranco, P. 2003. Dípteros de interés agronómico: Agromícidos plaga de cultivos hortícolas intensivos. Universidad de Almería. Bol. S.E.A., 33: 293 – 307.
- Bass, C; Puinean, AM; Zimmer, CT; Denholm, I; Field, LM; Foster, SP; Gutbrod, O; Nauen, Ralf; Slater, R; Williamson, MS. 2014. The evolution of insecticide in the peach potato aphid, *Myzus persicae*. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 51: 41-51.
- Berta, DC; Colomo, MV; Ovruski; NE. 2002. Interrelaciones entre los áfidos colonizadores del tomate y sus himenopteros parasitoides en Tucumán (Argentina). Bol. San. Veg. Plagas, 28: 67-77.
- Bickel, DJ. 2009. Manual of central american Diptera: Dolichopodidae. Eds. BV Brown; A Borkent; JM Cumming; DM Wood; NE Woodley; MA Zumbado. Ottawa, CA. National Research Council Canada. V. 1, p. 671-694.
- Bjorksten, TA; Robinson, M. 2005. Juvenile and Sublethal Effects of Selected Pesticides on the Leafminer Parasitoids *Hemiptarsenus varicornis* and *Diglyphus isaea* (Hymenoptera: Eulophidae) from Australia. *Journal of Economic Entomology*, 98(6): 1831-1838.
- Blackman, RL; Eastop, VF. 2006. Aphids on the world's herbaceous plants and shrubs: Host lists and keys. London, UK. Wiley. V. 1, 1439 p.
- Blackman, RL; Eastop, VF. 2007. Aphids as crop pests: Taxonomic Issues. Eds. HF, Van Emden; R, Harrington. Oxford, London, UK. Editor CAB International. P. 1-22.

- Blackman, RL; Eastop, VF. 2000. Aphids on the world's crops: An identification and information guide. 2 ed. London, UK. Wiley. 320 p.
- Bonsignore, CP; Vacante, V. 2012. Influences of botanical pesticides and biological agents on *Orius laevigatus* – *Frankliniella occidentalis* dynamics under greenhouse conditions. Journal of Plant Protection Research, 52(1): 15-23.
- Bostanian, N; Akalach, M; Chiasson, H. 2005. Effects of a *Chenopodium*-based botanical insecticide/acaricide on *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) and *Aphidius colemani* (Hymenoptera: Braconidae). Pest Management Science, 61: 979-984.
- Brewer, MJ; Elliott, NC. 2004. Biological control of cereal aphids in North America and mediating effects of host plant and habitat manipulations. Annual Review of Entomology., 49: 219-242
- Broadbent, AB; Les Shipp, MR; Murphy, G; Wainman, L. 2003. Pupation behaviour of western flower thrips (Thysanoptera; Thripidae) on potted chrysanthemum. The Canadian Entomologist, 135: 741-744.
- Broadbent, AB; Pree, DJ. 1997. Resistance to insecticides in populations of *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera: Thripidae) from greenhouses in the Niagara region of Ontario. The Canadian Entomologist, 129(5): 907–913.
- Buck, M; Woodley NE; Borkent, A; Wood, DM; Pape, T; Vockeroth, JR; Michelsen, V; Marshall, SA. 2009. Manual of central american Diptera: Key to Diptera families-adults. Eds. BV Brown; A Borkent; JM Cumming; DM Wood; NE Woodley; MA Zumbado. Ottawa, CA. National Research Council Canada. V. 1, p. 95-156.
- Bustillo P, AE. 2009. Evaluación de insecticidas químicos y biológicos para controlar *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) en cultivos de espárragos. Revista Colombiana de Entomología, 35(1): 12-17.
- Bustillo, A; Sánchez, G. 1977. Los áfidos en Colombia, plagas que afectan los cultivos agrícolas de importancia económica. ICA. Colombia. 96 pp.
- CABI. 1991. Distribution Maps of Pests No 527. *Spoladea recurvalis* (Fabricius). Wallingford, UK: CAB International. <http://www.cabi.org/isc/datasheet/28245>

- Calvo, CE; Fuentes, G. 1980. Fluctuación de la población del áfido *Myzus persicae* (Sulzer), en un bosque húmedo premontado, Alajuela, Costa Rica. Agron. Costarr., 4(1): 15-19.
- Campos, DF; Sharkey, MJ. 2006. Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical: Familia Braconidae. Eds. F. Fernández; MJ, Sharkey. Bogotá, CO. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia. P. 331-384.
- Cárdenas, E; Corredor, D. 1989. Biología del Trips *Frankliniella occidentalis* (Pegande) (Thysanoptera: Thripidae) sobre crisantemo *Chrysanthemum morifolium* L. bajo condiciones de laboratorio. Agronomía Colombiana, 6: 71-77.
- Cardona S, CM; Yepes R, FC; Cortes T, JM. 2010. Evaluación de la rotación de plaguicidas químicos y biológicos sobre *Prodiplosis longifila* Gagné (Diptera: Cecidomyiidae) en tomate (*Solanum lycopersicum* L.). Universidad Militar Nueva Granada, Revista Facultad de Ciencias Básicas, 6(1):66-81.
- Carmona, D; Dughetti, AC; Rodríguez, G; Quiroz, F; Manetti, P. 2015. La “chinche diminuta”, *Nysius simulans* Stal, problema emergente en cultivo de girasol. Grupos de Sanidad Vegetal y Girasol. UI EEA Balcarce, INTA- FCA, UNMdP; INTA EEA H. Ascasubi, 8 p.
- Castañé, C; Riudavets, J; Yano, E. 1999. Integrated pest and disease management in greenhouse crops: Biological control of thrips. Eds. R, Albajes; M, Lodovica; JC, Van Lenteren; Y, Elad. Ed. Kluwer Academic Publishers. Netherlands. P. 244-253.
- Cedano, C; Cubas, P. 2012. *Baeuveria bassiana* (Bals)Vuill y *Metarhizium anisoplae* (Metsch.) Sorokin para el control de pupas de *Prodiplosis longifila* Gagné en el cultivo de espárrago. Scientia Agropecuaria, 1: 29-34.
- Chen, B; Wang, J; Zhang, L; Zhengyue, L; Xiao, G. 2011. Effect of intercropping pepper with sugarcane on populations of *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae) and its parasitoids. Crop Protection, 30:253-258.
- Carrasco, ZF. 1971. *Perizoma sordescens* Dognin (Lepidoptera; Geometridae) Nueva Plaga en Quinoa. Revista Peruana Entomología, 14: 138-140.
- Cisneros, FH. 2010. Control de plagas: MIP. Caso 5. Programa-MIP de Espárrago en Chavimochic, Perú. En línea 09/06/2017. 106-128 p.

https://hortintl.cals.ncsu.edu/sites/default/files/articles/Caso_5_MIP_esparrago_Chavimoc_hic.pdf

Cisneros, FH; Mujica, N. 1998. The leafminer fly in potato: plant reaction and natural enemies as natural mortality factors. Centro Internacional de la Papa. Lima- Perú. P. 129-140.

Civelek, HS; Yoldas, Z; Weintraub, P. 2002. The parasitoid complex of *Liriomyza huidobrensis* in cucumber greenhouses in Izmir Province, Western Turkey. *Phytoparasitica*, 30(3):1-3.

Cloyd, RA. 2016. Western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae) and insecticide resistance: An overview and strategies to mitigate insecticide resistance development. *Journal of Entomological Science*, 51(4): 257-273.

Congreso mundial de la quinua y otros granos andinos (VII, 2019, Chile, CL). 2019. Un nuevo escenario para la producción de quinua: desafíos para la región andina. Ministerio de Agricultura, INDAP, Pontificia Universidad Católica de Chile, ODEPA.190 p.

Costa, JF; Cosio, W; Cardenas, M; Yábar, E; Gianoli, E. 2009. Preference of quinoa moth: *Eurysacca melanocampta* meyrick (Lepidoptera: Gelechiidae) for two varieties of quinoa (*Chenopodium quinoa* willd.) in olfactometry assays. *Chilean Journal of Agricultural Research*, 69(1):71–78. Disponible en <http://www.scielo.cl/pdf/chiljar/v69n1/at09.pdf>

Cruces, L; Callohuari, Y; Carrera, C. 2016. Quinoa Manejo Integrado de Plagas. Estrategias en el cultivo de la quinua para fortalecer el Sistema Agroalimentario en la zona Andina. FAO. 189 p.

Cruces, L; Callohuari, Y. 2016. Guía de identificación y control de las principales plagas que afectan a la quinua en la zona andina. FAO. 41 p.

Dalazen, G; Carús G, JV; Carpintero, DL; Stacke, RF; Cagliari, D. 2014. Populational fluctuation of *Nysius simulans* associated with soybean and hairy fleabane in Brazil. *Interciencia*, 39(6): 391-394.

Delfino, MA. 2005. Inventario de las asociaciones áfido-planta en el Perú. *UNALM. Ecología aplicada*, 4(1)(2):143-158.

De Santis, L. 1987. Las especies peruanas de *Halticoptera* (Insecta, Hymenoptera, Pteromalidae). Rev. per. Ent., 28: 1-3.

Díaz B, W. 1981. *Prodiplosis* n. sp. (Diptera: Cecidomyiidae) plaga de la alfalfa y otros cultivos. Revista Peruana de Entomología, 24(1):95-97.

Diez-Rodríguez, GI; Hübner, LK; Antunes, LEC; Nava, DE. 2013. *Herpetogramma bipunctalis* (Lepidoptera: Crambidae) biology and techniques for rearing on leaves of the blackberry (*Rubus* spp., Rosaceae). Braz. J. Biol, 73(1): 179-184.

Duarte, L; Ceballos, M; Baños, HL; Sánchez, A; Miranda, I; Martínez; M. 2011. Biología y tabla de vida de *Myzus persicae* (Sulzer) (Hemiptera: Aphididae) en condiciones de laboratorio. Rev. protección Veg. 26(1): 1- 4.

Dughetti, AC. 2015a. Plagas de la quinua y sus enemigos naturales en el valle inferior del río Colorado, Buenos Aires, Argentina. Ediciones INTA. Estación Experimental Hilario Ascasubi, Buenos Aires, AR. Manual, 59 p.

Dughetti, AC. 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, 12(24): 5-8.

Duque, V; Manzano, MR; Rodríguez, E. 2018. Biology of *Prodiplosis logifila* Gagné and population fluctuación in tomato crops sprayed with insecticides. Rev. Fac. Nac. Agron. Medellín, 71(1): 8351-8358.

El-Wakeil, N; Gaafar, N; Sallam, A; Volkmar, C. 2013. Development of safer and more effective technologies: Side effects of insecticides on natural enemies and possibility of their integration in plan protection strategies. Ed. S, Trdan. Slovenia, SI. University of Ljubljana. P. 3-56.

Emmen, D; Quiros, D; Vargas, A. 2012. Fluctuación poblacional de áfidos (Hemiptera: Aphididae) en plantaciones de cítricos de la provincia de Coclé, Panamá. Tecnociencia, 14(2):117-132.

FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura, IT). 2011. Oficina Regional para América Latina y el Caribe. La quinua: cultivo milenario para

contribuir a la seguridad alimentaria mundial. Consultado 29 oct, 2013. Disponible en http://www.fao.org/fileadmin/templates/aiq2013/res/es/cultivo_quinoa_es.pdf

Fernández K, EI. 2016. Comparativo de insecticidas para el control de *Prodiplosis longifila* Gagné (Diptera: Cecidomyiidae) en el cultivo de papa (*Solanum tuberosum*) Var. Canchán. Tesis Ing. Agr. Lima- PE, UNALM. 115 p.

Gagné, RJ. 2010. Update for a catalog of the Cecidomyiidae (Diptera) of the world. Washington, USA. Systematic Entomology Laboratory, Agricultural Research Service, U.S. Department of Agriculture U. S. National Museum. 544 p.

Gagne, RJ. 1989. The plant feeding gall midges of North America. New York, US. Cornell Univ. Press, Ithaca. 356 p.

Gagne, RJ. 1994. The gall midges of the neotropical region. N° de edición. New york, US. Cornell University press, Ithaca. 352 p.

Gandarillas, A; Saravia, R; Plata, G; Quispe, R; Ortiz-Romero, R. 2014. “Estado del arte de la quinua en el mundo en 2013”: Principales plagas y enfermedades de la quinua. Eds. D, Bazile; D, Bertero; C, Nieto. FAO (Santiago de Chile, CL) y Cirad (Montpellier, FR): p. 227-255

Galantini V, L; Redolfi de Huiza, I. 1992. Niveles de infestación y parasitismo de *Liriomyza huidobrensis* en papa cultivada sin aplicación de insecticidas. Revista peruana de Entomología, 35:101-106.

Garza, E. 2001. INIFAP. Instituto Nacional de Investigaciones forestales, agrícolas y pecuarias. El minador de hoja *Liriomyza* ssp. y su manejo en la planicie Huasteca. México. Folleto técnico N° 5, 12 p.

Gestión, Diario de economía y negocios del Perú. 2014. Costa peruana iniciará producción de quinua a gran escala a finales del 2014. Entrevista a Luz Gómez, Jefa de Programa de Cereales de la UNALM, jun/04. Consultado 06 jun, 2014. Disponible en <http://gestion.pe/economia/costa-peruana-comenzara-produccion-gran-escala-quinua-finales-2014-2099220>

Gibson, AG. 2006. Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical: Super familia Chalcidoidea. Eds. F. Fernández; MJ, Sharkey. Bogotá, CO. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia. P. 629-646.

Giraldo-Mendoza, AE. 2014. Nuevos registros de *Blennidus* Motschulsky, 1865 y *Calleida* Dejean, 1825 (Coleoptera: Carabidae) para Perú. Revista Peruana de Entomología, 49(2): 143-148.

Göllner-Scheidig, U. 1976. Revision der Gattung *Liorhyssus* Stål, 1870 (Heteroptera, Rhopalidae). Deutsche Entomologische Zeitschrift, 23(1-3): 181-206.

Goldarazena, A. S.f. Contribución al conocimiento de la Fauna del Orden Thysanoptera (Clase Insecta, Orden Thysanoptera) en Euskal Herria Arturo Goldarazena. NEIKER, Instituto Vasco de Investigación y Desarrollo Agrario. Consultado 03 set. 2015. Disponible en http://www.ingurumena.ejgv.euskadi.eus/r49-434/es/contenidos/informe_estudio/thysanoptera/es_doc/indice.html

Gomes F, E; das Graças, D; Almeida S, A. 2018. Coccinellidae, Syrphidae and *Aphidoletes* are key mortality factors for *Myzus persicae* in tropical regions: A case study on cabbage crops. Crop Protection, 112: 288-294.

Gómez P, L; Aguilar C, E. 2016. Guía de cultivo de la quinua. FAO y Universidad Nacional Agraria La Molina. 126 p.

Gómez P, LR; Eguiluz, AL. 2011. Catálogo del Banco de Germoplasma de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd). Universidad Nacional Agraria La Molina. 183 p.

Goodarzy, K; Davis, DW. 1985. Natural Enemies of the Spotted Alfalfa Aphid in Utah 1. Utah State University. Economic Entomology, 51(5): 612-616.

Gözüaçık, C; Atay, E. 2016. A new pest: Rush veneer, *Nomophila noctuella* Denis & Schiffermüller, 1775 (Lepidoptera: Crambidae) on alfalfa (*Medicago sativa* L.) and its larval parasitoids in Iğdır province of Turkey. Türk. entomol. bült, 6(4): 321-326.

Grez, AA; Zaviezo T; Gardiner, MM. 2014. Local predator composition and landscape affects biological control of aphids in alfalfa fields. Biological Control, 76:1-9.

Hansen, EA; Funderburk, JE; Reitz, SR; Ramachandran, S; Eger, JE; McAuslane, H. 2003. Within-plant distribution of *Frankliniella* species (Thysanoptera: Thripidae) and *Orius*

insidiosus (Heteroptera: Anthocoridae) in field pepper. *Environmental Entomology*, 32(5):1035-1044.

Healey, MA; Senior, LJ; Brown, PH; Duff, J. 2017. Relative abundance and temporal distribution of adult *Frankliniella occidentalis* (Pergande) and *Frankliniella schultzei* (Trybom) on French bean, lettuce, tomato and zucchini crops in relation to crop age. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 20:859–865.

Hernández, LM; Manzano, MR; Guzmán, YC; Neerup B, P. 2018. Parasitoids of *Prodiplosis longifila* Gagné (Diptera: Cecidomyiidae) and other Cecidomyiidae species in Colombia. *Acta Agronómica*, 67(1): 184-191.

Hernández, LM; Guzmán, YC; Martínez-Arias, A; Manzano, MR; Selvaraj, JJ. 2015. The bud midge *Prodiplosis longifila*: Damage characteristics, potential distribution and presence on a new crop host in Colombia. *SpringerPlus*, 4(205):1-10.

Hernández, LM. 2014. Caracterización del Daño y Distribución Geográfica de Cecidomyiidae (Diptera) y sus Parasitoides Asociados a Solanáceas y Limón Tahití en Colombia. Tesis de Mg. Sc. Universidad Nacional de Colombia Facultad de Ciencias Agropecuarias, Colombia. 93 p.

Hernández, LM; Henry, TJ. 2010. The plant bugs, or Miridae (Hemiptera: Heteroptera), of Cuba. Bulgaria. Pensoft. 212 p.

Hernández S, R; Fernández C, C; Baptista L, M. 2014. Metodología de investigación. 6 ed. México D.F., MX. McGraw-Hill. 600 p.

Herrera A, JM. 1965. Investigaciones sobre las chinches del género *Rhinacloa* (Hemiptera: Miridae) controladores importantes del *Heliothis virescens* en el algodón. *Revista Peruana de Entomología*, 8(1): 44-60.

Hradil, K; Kment, P; Roháčová, M. 2007. New records of *Liorhyssus hyalinus* (Heteroptera: Rhopalidae) in the Czech Republic, with a review of its worldwide distribution and biology. *Acta Musei Moraviae, Scientiae biologicae (Brno)*, 92:53-107.

Huamán G, JE. 2018. Ocurrencia estacional de insectos plaga y sus enemigos naturales en tres variedades de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) En Lajas, Chota. Tesis Ing. Agr. Perú, UNC. 86 p.

Ibarra-Sanate, A; Lozano-Gutiérrez, J; España-Luna, MP; Balleza-Cadengo, JJ. 2016. *Aphidius colemani* Viereck 1912 (Hymenoptera: Braconidae) parasitoide de *Rhopalosiphum maidis* Fitch 1856 (Hemiptera: Aphididae) y huéspedes alternantes. *Entomología mexicana*, 3: 227-231.

INIA (Instituto Nacional de Innovación Agraria, PE) Puno. 2013. INIA presenta nueva variedad de quinua con mayor rendimiento y calidad de grano para la agroindustria. Consultado 04 may, 2014. Disponible en <http://www.inia.gob.pe/sala-de-prensa/notas-de-prensa/605-inia-presenta-nueva-variedad-de-quinua-con-mayor-rendimiento-y-calidad-de-grano-para-la-agroindustria>.

Katayama, H. 1997. ミカンキイロアザミウマ *Frankliniella occidentalis* (Pergande) の発育と産卵に対する温度の影響. *Jpn. J. Appl. Entomol. Zool.* 41: 225-231.

Kaspi, R; Parrella, MP. 2005. Abamectin compatibility with the leafminer parasitoid *Diglyphus isaea*. University of California, USA. *Biological Control*, 35:172–179.

Kavallieratos, NG; Tomanović, Ž; Starý, P; Vladimír Žikić, V; Petrović-Obradović, O. 2010. Parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) Attacking Aphids Feeding on Solanaceae and Cucurbitaceae Crops in Southeastern Europe: Aphidiine-Aphid-Plant Associations and Key. *Annals of the Entomological Society of America*, 103(2):153-164.

Kindlmann, P; Jarošík, V; Dixon, Anthony F.G. 2007. Aphids as crop pests: Population dynamics Eds. HF, Van Emden; R, Harrington. Oxford, London, UK. Editor CAB International. P. 311-329.

Koçak, AÖ; Kemal, M. 2014. Faunal list of the Lepidoptera of Kahramanmaraş province in Turkey, together with the recorded pterygots, based upon the info-system of the Cesa.CesaNews, 99: 1-178.

Korytkowski, CA. 2014. Contribución al conocimiento de los Agromyzidae (Diptera: Muscomorpha) en el Perú. *Revista Peruana de Entomología*, 49(1): 1-106.

Kroschel, J; Mujica, N; Jesús Alcazar, J; Canedo, V; Zegarra, O. 2012. Sustainable Potato production: Global Case Studies. Developing Integrated Pest Management for Potato: Experiences and Lessons from Two Distinct Potato Production Systems of Peru. Eds. Z He; R Larkin; W Honeycutt. Perú, CIP. Springer, p 419-450.

Kuniyoshi, CH. 2013. Plant-herbivore interaction of ethylene- insensitive petunias and western flower thrips *Frankliniella occidentalis* (Pergande). Dr. Thesis. Columbus-Ohio, Ohio State University. 141 p.

Lee, S; Brown, RL. 2006. A new method for preparing slide mounts of whole bodies of microlepidoptera. J.Asia-Pacific Entomol., 9(3): 246-253.

Leite, GLD; Picanço, M; Zanuncio, JC; Ecole, CC. 2006. Factors affecting herbivory of *Thrips palmi* (Thysanoptera: Thripidae) and *Aphis gossypii* (Homoptera: Aphididae) on the eggplant (*Solanum melogena*). Brazilian Archives of Biology and Technology, 49(3): 361-369

Lewis, OT; Memmott, J; Lasalle, J; Lyal, CH; Whitefoord, C; Godfray, HC. 2002. Structura of a diverse tropical forest insect- parasitoid community. Journal of Animal Ecology, 71: (855-873).

Lizárraga, AD. 1990. Biología de la mosca minadora *Liriomyza huidobrensis* Blanchard (Diptera, Agromyzidae). Revista Latinoamericana de la Papa, 3:30-40.

Loomans, A. 2003. Parasitoids as Biological Control Agents of Thrips Pest. Dr. Thesis. Wageningen. Wageningen University, 198 p.

Mamani B, KA. 2017. Determinación, ciclo biológico y parámetros biológicos de *Leucostoma* sp. (Tachinidae: Diptera) Meigen 1803 parasitoide de *Liorhyssus hyalinus* (Rophalidae: Hemiptera) “Chinche mayor de la quinua” Santa Rita de Siguas 2016. Tesis Blg. Universidad Nacional de San Agustín de Arequipa. Arequipa, Perú. 45 p.

McDonald, JR; Bale, JS; Walters, KFA. 1998. Effect of temperature on development of the Western Flower Thrips, *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). Eur. J. Entomol., 95: 301-306.

Mena P, YM; Mesa C, NC; Estrada S, EI; García V, Y. 2014. Evaluación de la resistencia a *Prodiplosis longifila* Gagné (Diptera: Cecidomyiidae) en genotipos de tomate cultivados y silvestres. Acta Agronómica, 63(2):181-190.

MINAGRI (Ministerio de Agricultura y Riego, PE). Series históricas de producción agrícola-compendio estadístico. Consultado 16 mar, 2017. Disponible en http://frenteweb.minagri.gob.pe/sisca/?mod=consulta_cult

MINAGRI (Ministerio de Agricultura y Riego, PE). 2013. Quinoa. Principales Aspectos de la Cadena productiva de la Quinoa. Dirección de Información Agraria. Consultado 22 set, 2013. Disponible en

http://agroaldia.minag.gob.pe/biblioteca/download/pdf/agroeconomia/agroeconomia_quinoa.pdf

Molinari, AM; Gamundi, JC. 2010. La “chinche diminuta” *Nysius simulans* en soja. In *Para Mejorar la Producción 45*. INTA EEA Oliveros. Argentina. p. 117-119.

Mondragón B, MA. Uso de la correlación de Spearman en un estudio de intervención en fisioterapia. *Mov. Cient.*, 8(1): 98-104.

Mound, LA; Kibby, G. 2005. *Thysanoptera an identification guide*. 2 ed. Wallingford, Oxon, UK. CAB International. 79 p.

Mound, L; Retana, AP; du Heaume, G. 1993. Claves ilustradas para las familias y los géneros de Terebrantia (Insecta: Thysanoptera) de Costa Rica y Panamá. *Revista de Biología Tropical*, 4 (3):709-727.

Movimiento Manuela Ramos, PE. s.f. El Camino de la Quinoa. Consultado 29 oct, 2013. Disponible en <http://www.manuela.org.pe/wp-content/uploads/2010/06/57214377-El-Camino-de-la-Quinoa.pdf>

Mujica, N; Kroschel, J. 2013. Pest intensity-crop loss relationships for the leafminer fly *Liriomyza huidobrensis* (Blanchard) in different potato (*Solanum tuberosum* L.) varieties. *Crop Protection*, 47:6-16.

Mujica, N; Kroschel, J. 2011. Leafminer Fly (Diptera: Agromyzidae) Occurrence, Distribution, and Parasitoid Associations in Field and Vegetable Crops Along the Peruvian Coast. *Environmental Entomology*, 40(2):217-230.

Mujica S, A. 1993. Cultivo de la Quinoa. INIA, Dirección general de Investigación Agraria. Lima – Perú. 130 p.

Munroe, EG. 1995. Atlas of neotropical Lepidoptera: Checklist: Part 2, Hyblaeoidea – Pyraloidea – Tortricoidea. Crambidae: Pyraustinae. Ed. JB, Heppner. Gainesville, Florida, US. Association for Tropical Lepidoptera and Scientific Publishers. P. 34 - 79.

- Munroe, EG. 1973. A supposedly Cosmopolitan insect: The celery webworm and allies, genus *Nomophila* Hübner (Lepidoptera: Pyralidae: Pyraustinae). The Canadian Entomologist, 105(2):177-216.
- Nazari, Y; Zamani, AA; Masoumi, SM; Rakhshani, E; Petrović-Obradović, O; Tomanović, S; Starý, P; Tomanović, Ž. 2012. Diversity and host associations of aphid parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in the farmlands of western Iran. Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae, 52(2):559–584.
- Niño, L; Cermeli, M; Becerra, F; Flores, M. 2001. Fluctuación Poblacional de Áfidos Alados en dos Localidades productoras de papa en el Estado Mérida, Venezuela. Revista Latinoamericana de la Papa, 12:57-71.
- Ortega, RE; Ureta, SC; Mayanga, HA; Morey, LG; Graterol, CL; Dyer, CP; Mialhe, E. 2014. Identificación molecular de la mosquilla del brote *Prodiplosis* sp. Gagné en los cultivos de *Asparagus officinalis* L. por amplificación parcial del gen citocromo oxidasa I. IDESIA, Chile, 32(4):29-41.
- Palacios, M. 1997. Producción de tubérculos-semillas de papa. Principales plagas de la papa: La polilla de la papa y la mosca minadora. Manual de Capacitación. Fasc. 3.7. Centro Internacional de la Papa (CIP), 12 p.
- Pall, JL; Kihn, RG; Diez, F. 2016. A review of genus *Nysius* Dallas in Argentina (Hemiptera: Heteroptera: Orsillidae). Zootaxa, 4132(2):221-234.
- Palmer, JM; Mound, LA; Heaume, GJ. 1989. IIE guides to insect of importance to man. 2 Thysanoptera. Ed. CR Betts. C.A.B International. 73 p.
- Peck, O. 1963. A Catalogue of the Nearctic Chalcidoidea (Insecta: Hymenoptera). The Canadian Entomologist., Supplement, 30:1–1092.
- Peña, JE; Gagné, RJ; Duncan, R. 1989. Biology and Characterization of *Prodiplosis longifila* (Diptera: Cecidomyiidae) on Lime in Florida. Florida Entomologist, 72(3): 444-450.
- Pérez T, BC; Aragón G, A; Pérez A, R; Hernández, LR; López O, JF. 2011. Estudio entomofaunístico del cultivo de amaranto (*Amaranthus hypochondriacus* L.) en Puebla México. Rev. Mex. Cien. Agríc., 12(3): 359-371.

- Prijono, D; Robinson, M; Rauf, A; Bjorksten, T; Hoffmann, AA. 2004. Toxicity of chemicals commonly used in Indonesian vegetable crops to *Liriomyza huidobrensis* populations and the Indonesian parasitoids *Hemiptarsenus varicornis*, *Opius* sp., and *Gronoroma micromorpha*, as well as the Australian parasitoids *Hemiptarsenus varicornis* and *Diglyphus isaea*. *Journal of Economic Entomology*, 97(4):1191-1197.
- Quiroz B, JJ. 2018. Dinámica poblacional de los insectos plagas del cultivo de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd). En el centro productivo agrícola F.A. UNP-2014-valle medio Piura distrito de Castilla. Tesis Ing. Agr. Perú, UNP. 75 p.
- Quisenberry, SS; Ni, X. 2007. Aphids as crop pests: Feeding injury. Ed. HF Van Emden; R Harrington. London, UK- Editora Cabi. p. 331-347.
- Rakhshani, E; Starý, P; Tomanović, Ž; Mifsud, D. 2015. Aphidiinae (Hymenoptera, Braconidae) aphid parasitoids of Malta: Review and key to species. *Bulletin of the Entomological Society of Malta*, 7: 121-137.
- Rakhshani, E; Kazemzadeh, S; Starý, P; Barahoei, H; Kavallieratos, NG; Ćetković, A; Popović, A; Bodlah, I; Tomanović, Ž. 2012. Parasitoids (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) of northeastern Iran: Aphidiine-aphid-plant associations, key and description of a new species. *Journal of Insect Science*, 12(143):1-12.
- Rasmussen, C; Lagnaoui, A; Esbjerg, P. 2003. Advances in the Knowledge of Quinoa Pests. *Food Reviews International*, 19 (1)(2): 61–75.
- Redolfi de Huiza, I; María, P; Jesus, A. 1985. Hymenoptera parasitoides de *Liriomyza huidobrensis* en papa cultivada en Rímac, Cañete e Ica. *Revista Peruana de Entomología*, 28:19-21.
- Rehman, A; Powell, W. 2010. Host selection behaviour of aphid parasitoids (Aphidiidae: Hymenoptera). *Plant Breeding and Crop Science*, 2(10): 299-311.
- Reitz, SR. 2009. Biology and ecology of the western flower thrips (Thysanoptera: Thripidae): the making of a pest. *Florida Entomologist*, 92(1): 7-13.
- Rhodes, EM; Benda, ND; Liburd, OE. 2014. Field distribution of *Dasinuera oxycoccana* (Diptera: Cecidomyiidae) adults, larvae, pupae, y parasitoids and evaluation of monitoring trap designs in Florida. *Journal of Economic Entomology*, 107(1): 310 – 318.

- Robinson, H; Vockeroth, JR. 1981. Manual of nearctic Diptera: Dolichopodidae. Eds. JF McAlpine; BV Peterson; GE Shewell; HJ Teskey; JR Vockeroth; DM Wood. Ottawa, Ontario, CA. Minister of supply and services Canada. V. 1, p. 625-639.
- Robinson, GS. 1976. The preparation of slides of Lepidoptera genitalia with special reference to the microlepidoptera. *Entomologist's Gazette*, 27: 127-132.
- Rondón, SI; Vergara, C. 2004. Diversidad de artrópodos del suelo en cuatro cultivares de camote *Ipomoea batata* (L.) Lam. (Convolvulaceae) en el valle de Cañete, Lima, Perú. *Revista peruana de Entomología*, 44: 73-80.
- Rosen, D; DeBach, P. 1979. Species of Aphytis of the world (Hymenoptera: Aphelinidae). Israel Universities Press. Jerusalem. 801 p.
- Saini, E; Polack, A. 1998. Enemigos naturales de trips sobre flores de malezas. *RIA*, 29(1): 117-123.
- Salvo, A; Valladares, G. 2007. Parasitoides de minadores de hojas y manejo de plagas. *Ciencia Investigación Agraria*, 34(3):167-185.
- Salvo, A; Valladares, G. 1995. Complejo parasítico (Hymenoptera: Parasitica) de *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae) en haba. *Agriscientia*, 12:39-47.
- Sánchez V, G; Vergara C, C. 2002. Plagas de los Cultivos Andinos. UNALM. Lima-Perú. 74 p.
- Sánchez V, GA; Redolfi de Huiza, I. 1988. *Liriomyza huidobrensis* y sus parasitoides en papa cultivada en Rímac y Cañete, 1986. *Revista Peruana de Entomología*, 31: 110-112.
- Sánchez V, GA; Redolfi de Huiza, I. 1985. Parasitoide de *Liriomyza huidobrensis* y *Scrobipalpus absoluta* en papa cultivada en lima, 1984. *Revista peruana de Entomología*, 28:81-83.
- Sarmiento M, J; Sánchez V, G. 2012. Evaluación de Insectos. UNALM. Lima-Perú. 126 p.
- Schmidt, MH; Lauer, A; Purtauf, T; Thies, C; Schaefer, M; Tschardt, T. 2003. Relative importance of predators and parasitoids for cereal aphid control. *Proc. R. Soc. Lond. B*, 270:1905–1909.

- SENAMHI (Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología del Perú). S.f. Manual de Observaciones Fenológicas. Consultado 14 oct, 2013. Disponible en http://agroaldia.minag.gob.pe/biblioteca/download/pdf/agroclima/efenologicos/manual_fenologico.pdf.
- Sharkey, MJ; Wahl, DB. 2006. Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical: Super familia Ichneumonoidea. Eds. F. Fernández; MJ, Sharkey. Bogotá, CO. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia. P. 287-292.
- Sierra-Baquero, PV; Varón-Devia, EH; Gomes-Días, L; Jaramillo-Barrios, CI. 2018. Fluctuación poblacional de trips (*Frankliniella* cf. *gardeniae*) en cultivos de mango en Tolimo, Colombia. Revista Colombiana de Entomología 44(2): 158-164.
- Simbaqueba C, R; Serna, F; Posada-Flores, FJ. 2014. Curaduría, Morfología e identificación de áfidos (Hemiptera: Aphididae) del museo entomológico UNAB. Primera aproximación. Bol.cient.mus.hist.nat. 18(1):222-246.
- Simon, JC; Peccoud, J. 2018. Rapid evolution of aphid pests in agricultural environments. Current Opinion in Insect Science, 26:17-24.
- Smith, RC. 1942. *Nomophila Noctuella* as a Grass and Alfalfa pest in Kansas (Lepidoptera: Pyralidae). Journal of the Kansas Entomological Society, 15(1):25-34.
- Soto R, GA; Retana S, AP. 2003. Clave ilustrada para los géneros de Thysanoptera y especies de *Frankliniella* presentes en cuatro zonas hortícolas en Alajuela, Costa Rica. Agronomía Costarricense, 27(2): 55-68.
- Starý, P. 2002. Field establishment of *Aphidius colemani* Vier. (Hym., Braconidae, Aphidiinae) in the Czech Republic. J. Appl. Ent., (126):405-408.
- Steck, GJ. 1999. Pea Leafminer, *Liriomyza huidobrensis* (Blanchard) (Insecta: Diptera: Agromyzidae). University of Florida. IFAS extension, p. 4.
- Stephenson, GR; Solomon, KR. 2013. Plaguicidas y ambiente. Ed. E, Carazo R. San José, CR. UCR. 580 p.
- Tapia, M. 2012. La quinua, Historia, distribución geográfica, actual producción y usos. Ambienta, 99: 104-119.

Tommasini, MG. 2003. Evaluation of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) Thysanoptera: Thripidae. Dr. Thesis. Netherlands-Wageningen, Wageningen University. 215 p.

TRADE MAP. List of exports for the selected product in 2019. Consultado 23 mar, 2017. Disponible en http://www.trademap.org/Product_SelCountry_TS.aspx?nvpm=3|604|||1008||6|1|1|2|2|1|1|2|1

Triplehorn, CA; Johnson, NF. 2005. Borror and De Long's Introduction to the study of insects. E Howe. Ed. 7 ed. EE.UU.THOMSON. 864 p.

Valarezo C, O; Cañarte B, E; Navarrete C, B; Arias, M. 2003. *Prodiplosis longifila* (Diptera: Cecidomyiidae) principal plaga de tomate en Ecuador. Instituto nacional Autónomo de Investigación Agropecuaria, Estación experimental Portoviejo. Proyecto IG CV 028. 82 p.

Valencia, L; Cárdenas, N. 1973. Los áfidos (Homoptera: Aphididae) del valle de Ica, sus plantas hospederas y enemigos naturales. Revista peruana de entomología, 16(1):6-14.

Vázquez-Porras, I; Gonzáles-Gaona, O; Espinosa-Vásquez, G; Terán-Vargas, AP; Azuara-Domínguez, A. 2016. Dinámica poblacional y asociación de insectos plaga y benéficos a las fases fenológico del cultivo de soya en el sur de Tamaulipas. Enomologia mexicana, 3:305-310.

Voegtlin, D; Villalobos, W; Sánchez, MV; Saborío-R, G; Rivera, C. 2003. Guía de los áfidos alados (Homoptera) de Costa Rica. Revista de Biología Tropical, 51(2):001-214.

Vökl, W; Mackauer, M; Pell, J; Brodeur, J. 2007. Aphids as Crop Pests: Predators, parasitoids and pathogens. Ed. HF, Van Emden; R, Harrington. Editor CAB International, Oxford, UK. p. 187–233.

Wang, CL; Lin, FC; Chiu, YC; Shih, HT. 2010. Species of *Frankliniella* Trybom (Thysanoptera: Thripidae) from the Asian-Pacific Area. Zoological Studies, 49(6): 824-838.

Wang, T; Tong, Xiaoli. 2012. Species diversity, seasonal dynamics, and vertical distribution of litter-dwelling thrips in an urban forest remnant of South China. Journal of insect Science, 12(67): 1-12

- Waterhouse, DF; Norris, KR. 1989. “Biological Control Pacific Prospects” – Supplement 1: *Frankliniella occidentalis* (Per-gande). Australian Centre for International Agriculture Research (ACIAR) Monograph N° 12, Canberra, 125 p.
- Weintraub, PG; Pivonia, S; Steinberg, S. 2011. How many *Orius laevigatus* are needed for effective western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*, management in sweet pepper? *Crop Protection*, 30:443-1448.
- Weintraub, PG. 2001. Effects of cyromazine and abamectin on the pea leafminer *Liriomyza huidobrensis* (Diptera: Agromyzidae) and its parasitoid *Diglyphus isaea* (Hymenoptera: Eulophidae) in potatoes. *Crop Protection*, 20:207-213.
- Wheeler, AG. 2016. *Liorhyssus hyalinus* (F.) (Hemiptera: Rhopalidae) in the western United States: new host records, host-plant range, and comments on use of the term “host plant”. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 118(1):115–128.
- Wheeler, AG. 2001. *Biology of the plant bugs* (Hemiptera: Miridae). Pests, predators, opportunists. Cornell University Press. Ithaca and London. 539 p.
- Williams, IS; Dixon, AF. 2007. Aphids as crop pests. *Life Cycles and Polymorphism*. Ed. HF Van Emden; R Harrington. London, UK. Editora Cabi. p. 69-86.
- Yarita, Y; Cisneros, F. 2010. Ciclo biológico y morfología de *Dagbertus minensis* Carv. & Fontes (Hemiptera: Miridae), en palto var. Hass, en la irrigación Chavimochic, Perú. *Revista Peruana de Entomología*, 46(1): 15 - 19.
- Yaya; Ricardo. 1964. Control químico de *Pachyzancla bipunctalis* (F.) en quinua. *Revista Peruana De Entomología*, 7(1): 49-51.
- Zamani, AA; Talebi, AA; Fathipour, Y; Baniameri, V. 2006. Temperature-dependent functional response of two aphid parasitoids, *Aphidius colemani* and *Aphidius matricariae* (Hymenoptera: Aphidiidae), on the cotton aphid. *Journal of Pest Science*, 79: 183–188.
- Zepa (Coradini), C; Petrescu, I; Coradini, R. 2010. The attack produced by *Frankliniella occidentalis* Pergande on tomatoes crops, IInd cycle, from protected spaces. *Lucrări științifice USAMVB, B (LIV)*: 244 – 248.

VIII. ANEXOS

Anexo 1: Labores agrícolas realizada en el cultivo de quinua. La Molina, Lima. Mayo – octubre, 2014.

Fecha	Labores agrícolas
09/05/2014	Incorporación de materia orgánica
13/05/2014	Arado de disco (50 cm de profundidad)
20/05/2014	Riego pesado (75 m ³ /ha)
03/06/2014	Volteo de suelo
05/06/2014	Eliminación de maleza
09/06/2014	Paso de grada y nivelado
13/06/2014	Apertura de surcos
17/06/2014	Fertilización de fondo (Urea, FDA, KCl) y Siembra
18/06/2014	Riego después de la siembra
24/06/2014	Fertiriego (FDA)
03/07/2014	1° Aplicación de abamectina para el control de “mosca minadora”.
10/07/2014	Aplicación de micronutrientes (aminovigor + ecovida) y fungicida biológico (tricoderma, <i>Bacillus subtilis</i>)
11/07/2014	Desmalezado con máquina
15/07/2014	Fertiriego (FDA)
17/07/2014	2° Aplicación clorpirifós para control de prodiplosis
31/07/2014	3° Fertilización nitrogenada (urea) y aplicación de trifloxystrobin y tebuconazole para control de mildiu
01/08/2014	Remoción con máquina entre surcos
05/08/2014	4° Aplicación de clorpirifós para control de “mosca minadora” (adultos) y propineb y fluopicolida para control de mildiu, extracto de <i>Ascophyllum nodosum</i>
20/08/2014	5° Aplicación de abamectina para control de “mosca minadora” y metalaxil- mancozeb para control de mildiu, Fertilizante foliar (NPK+ micronutrientes), ácido giberélico
23/08/2014	Aplicación foliar de N y micronutrientes Ca y B
28/08/2014	6° Aplicación de metalaxil y mancozeb para control de mildiu, y aplicación de Aminovigor y micronutrientes Ca y B
01/10/2014	Corte de la quinua (cosecha)

La frecuencia de riego fue cada 3 días, con duración promedio de 30 minutos desde la siembra hasta la etapa de 4-6 hojas verdaderas, en adelante el riego tuvo una duración promedio de una hora.

Anexo 2: Temperatura y humedad relativa registradas en la estación meteorológica Alexander Von Humbolt, periodo junio-setiembre, 2014.

Fecha	T° Prom. (°C)	T° Max. (°C)	T° Min. (°c)	HR Prom. (%)	HR Max. (%)	HR Min. (%)
21/06/2014	19.4	21.9	18.1	82.2	90.0	71.0
28/06/2014	18.7	21.9	13.1	88.0	91.0	80.0
05/07/2014	17.6	20.9	15.5	80.8	90.0	70.0
12/07/2014	16.2	19.5	14.9	89.6	94.0	80.0
19/07/2014	17.4	21.1	12.9	88.0	98.0	78.0
26/07/2014	14.7	19.1	13.9	94.4	98.0	91.0
02/08/2014	16.2	18.5	13.6	88.0	99.0	80.0
09/08/2014	15.9	17.7	14.3	93.6	97.0	90.0
16/08/2014	16.1	19.6	13.3	83.8	97.0	70.0
23/08/2014	15.9	18.9	13.8	88.0	96.0	83.0
30/08/2014	18.2	22.4	13.9	79.4	94.0	67.0
06/09/2014	14.8	15.8	13.8	95.8	99.0	93.0
12/09/2014	20.4	24.5	13.8	76.2	93.0	60.0
19/09/2014	16.0	18.2	14.3	91.0	98.0	83.0
27/09/2014	16.1	19.9	13.5	87.8	99.0	78.0

Anexo 3: Cartilla empleada en la evaluación con la técnica de órgano de planta, en la etapa vegetativa del cultivo de quinua.

Fecha de evaluación:		Sector:		Etapa fenológica:				
	Órgano evaluado	Determinación	Plantas					Total
			1	2	3	4	5	
Etapa vegetativa	brote							
	hoja 1							
	hoja 2							
	tallo							
Observaciones								

Anexo 4: Cartilla empleada en la evaluación con la técnica de órgano de planta, en la etapa reproductiva del cultivo de quinua.

Fecha de evaluación:			Sector:		Etapa fenológica:				
Tercios	Órgano evaluado	Determinación	Planta					Total	
			1	2	3	4	5		
Etapa reproductiva	Tercio superior	panoja							
		hoja 1							
	hoja 2								
	Tercio medio	hoja 1							
		hoja 2							
	Tercio inferior	hoja 1							
		hoja 2							
tallo									
Observaciones									

Anexo 5: Insectos fitófagos registrados en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Orden y familias	Especies	Hábito
THYSANOPTERA		
Thrypidae	<i>Frankliniella occidentalis*</i>	picador, raspador-chupador
HEMIPTERA		
Aphididae	<i>Myzus persicae*</i>	picador-chupador
	<i>Macrosiphum euphorbiae*</i>	picador-chupador
	<i>Aphis craccivora</i>	picador-chupador
Cicadellidae	<i>Empoasca</i> sp.	picador-chupador
	<i>Huancabamba rotundiceps</i>	picador-chupador
	<i>Agallia</i> sp.	picador-chupador
	<i>Balclutha</i> sp.	picador-chupador
	Gen sp. (Typhlocybini)	picador-chupador
Delphacidae	Gen sp.	picador-chupador
Cixidae	<i>Oliarus</i> sp.	picador-chupador
Pentatomidae	<i>Thyanta perditor</i>	picador-chupador
Lygaeidae	<i>Nysius simulans</i>	picador-chupador
Rhopalidae	<i>Liorhyssus hyalinus</i>	picador-chupador
Miridae	<i>Dagbertus</i> sp.	picador-chupador
COLEOPTERA		
Chrysomelidae	<i>Drabrotica</i> sp.	comedor de hoja
DIPTERA		
Cecidomyiidae	<i>Prodiplosis longifila**</i>	raspador de brotes
Agromyzidae	<i>Liriomyza huidobrensis**</i>	minador de hojas
	<i>Melanagromyza</i> sp.	minador de tallos
LEPIDOPTERA		
Noctuidae	<i>Spodoptera frugiperda</i>	comedor de hoja
	<i>Chloridea virescens</i>	comedor de hoja
	<i>Chrysodeixis includens</i>	comedor de hoja
Crambidae	<i>Spoladea recurvalis</i>	comedor y pegador de hojas y panoja
	<i>Nomophila indistinctalis*</i>	comedor y pegador de hojas y panoja

**plaga *plaga potencial

Anexo 6: Registro de *L. huidobrensis* en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con tres técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológica	Órgano de planta (larva)	Redada (adulto)	Colec. Hojas minad.
21/06/2014	Emergencia	0	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	1	0	3
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	9	10	31
12/07/2014	Ramificación	3	22	80
19/07/2014	Inicio de panoja	2	34	70
26/07/2014	Panojamiento	15	20	97
02/08/2014	Panojamiento	27	52	79
09/08/2014	Inicio de floración	0	41	0
16/08/2014	Floración	0	111	24
23/08/2014	Floración	12	99	113
30/08/2014	Llenado de grano	11	6	104
06/09/2014	Grano lechoso	9	27	158
12/09/2014	Grano pastoso	14	42	139
19/09/2014	Grano maduro	9	18	169
27/09/2014	Grano maduro	6	4	102

Anexo 7: Porcentaje de hojas minadas e infestadas por *L. huidobrensis* en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológica	% de hojas minadas	% de hojas infestadas
21/06/2014	Emergencia	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	8	4
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	40	32
12/07/2014	Ramificación	10	6
19/07/2014	Inicio de panoja	8	4
26/07/2014	Panojamiento	24	13
02/08/2014	Panojamiento	26	15.3
09/08/2014	Inicio de floración	0	0
16/08/2014	Floración	4	0
23/08/2014	Floración	13	11
30/08/2014	Llenado de grano	20	9
06/09/2014	Grano lechoso	12	9
12/09/2014	Grano pastoso	19	11
19/09/2014	Grano maduro	17	8
27/09/2014	Grano maduro	8	6

Anexo 8: Porcentaje de parasitoidismo, porcentaje de emergencia de adultos y porcentaje de mortandad de larvas de *L. huidobrensis* el cultivo de quinua, evaluación por colecta de hojas minadas en el tercio medio. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológicas	% parasitoidismo	% emergencia <i>L. huidobrensis</i>	% mortandad de larvas
21/06/2014	Emergencia	0	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	0	100.0	0
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	35.5	25.8	38.7
12/07/2014	Ramificación	46.3	20.0	33.8
19/07/2014	Inicio de panoja	32.9	12.9	54.3
26/07/2014	Panojamiento	48.5	27.8	23.7
02/08/2014	Panojamiento	40.5	7.6	51.9
09/08/2014	Inicio de floración	0.0	0.0	0.0
16/08/2014	Floración	25.0	20.8	54.2
23/08/2014	Floración	31.0	39.8	29.2
30/08/2014	Llenado de grano	37.5	26.9	35.6
06/09/2014	Grano lechoso	42.4	3.8	53.8
12/09/2014	Grano pastoso	43.9	1.4	54.7
19/09/2014	Grano maduro	52.1	9.0	38.9
27/09/2014	Grano maduro	55.9	19.6	24.5

Anexo 9: Registro de *H. arduine* en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación, La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológicas	Órgano de planta	Colect. hojas minadas
21/06/2014	Emergencia	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	0	0
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	5	6
12/07/2014	Ramificación	1	21
19/07/2014	Inicio de panoja	1	10
26/07/2014	Panojamiento	6	24
02/08/2014	Panojamiento	2	12
09/08/2014	Inicio de floración	0	0
16/08/2014	Floración	0	6
23/08/2014	Floración	2	15
30/08/2014	Llenado de grano	3	17
06/09/2014	Grano lechoso	2	14
12/09/2014	Grano pastoso	1	24
19/09/2014	Grano maduro	0	32
27/09/2014	Grano maduro	2	19

Anexo 10: Registro de *Diglyphus* sp. A en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológica	Órgano de planta	Colect. hojas minadas
21/06/2014	Emergencia	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	0	0
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	0	2
12/07/2014	Ramificación	1	9
19/07/2014	Inicio de panoja	0	7
26/07/2014	Panojamiento	3	13
02/08/2014	Panojamiento	8	10
09/08/2014	Inicio de floración	0	0
16/08/2014	Floración	0	0
23/08/2014	Floración	2	14
30/08/2014	Llenado de grano	0	15
06/09/2014	Grano lechoso	5	41
12/09/2014	Grano pastoso	7	29
19/09/2014	Grano maduro	4	30
27/09/2014	Grano maduro	3	19

Anexo 11: Registro de *Chrysocharis* sp. A en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológica	Órgano de planta	Colect. hojas minadas
21/06/2014	Emergencia	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	0	0
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	2	3
12/07/2014	Ramificación	0	7
19/07/2014	Inicio de panoja	0	6
26/07/2014	Panojamiento	2	10
02/08/2014	Panojamiento	0	10
09/08/2014	Inicio de floración	0	0
16/08/2014	Floración	0	0
23/08/2014	Floración	3	6
30/08/2014	Llenado de grano	2	7
06/09/2014	Grano lechoso	3	4
12/09/2014	Grano pastoso	0	2
19/09/2014	Grano maduro	1	25
27/09/2014	Grano maduro	0	18

Anexo 12: Registro de *P. longifila* en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológicas	Órgano de planta (larva)	Tramp. Caída (adulto)
21/06/2014	Emergencia	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	0	0
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	23	1
12/07/2014	Ramificación	8	0
19/07/2014	Inicio de panoja	0	0
26/07/2014	Panojamiento	0	0
02/08/2014	Panojamiento	0	0
09/08/2014	Inicio de floración	0	1
16/08/2014	Floración	0	0
23/08/2014	Floración	0	3
30/08/2014	Llenado de grano	0	1
06/09/2014	Grano lechoso	0	2
12/09/2014	Grano pastoso	0	1
19/09/2014	Grano maduro	0	2
27/09/2014	Grano maduro	0	2

Anexo 13: Número máximo, mínimo y promedio de larvas por brote, porcentaje de brotes infestados y brotes dañados por *P. longifila* en el cultivo de quinua, evaluación por órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológicas	N° max. larvas/brote	N° min. larvas/brote	Prom. larvas/brote	% brotes infestados	% brotes dañados
21/06/2014	Emergencia	0	0	0	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	0	0	0	0	0
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	6	2	4.6	20	36
12/07/2014	Ramificación	3	2	2.7	12	20
19/07/2014	Inicio de panoja	0	0	0	0	0
26/07/2014	Panojamiento	0	0	0	0	0
02/08/2014	Panojamiento	0	0	0	0	0
09/08/2014	Inicio de floración	0	0	0	0	0
16/08/2014	Floración	0	0	0	0	0
23/08/2014	Floración	0	0	0	0	0
30/08/2014	Llenado de grano	0	0	0	0	0
06/09/2014	Grano lechoso	0	0	0	0	0
12/09/2014	Grano pastoso	0	0	0	0	0
19/09/2014	Grano maduro	0	0	0	0	0
27/09/2014	Grano maduro	0	0	0	0	0

Anexo 14: Población total de áfidos, porcentaje de infestación y porcentaje de parasitoidismo por *A. colemani* en el cultivo de quinua, evaluación por órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológicas	Pobl. total de áfidos	% de infestación	% de parasitoidismo
21/06/2014	Emergencia	0	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	2	12	0
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	5	12	0
12/07/2014	Ramificación	16	16	31
19/07/2014	Inicio de panoja	29	16	21
26/07/2014	Panojamiento	12	24	33
02/08/2014	Panojamiento	27	48	19
09/08/2014	Inicio de floración	16	48	69
16/08/2014	Floración	18	24	83
23/08/2014	Floración	13	20	38
30/08/2014	Llenado de grano	4	4	75
06/09/2014	Grano lechoso	7	8	29
12/09/2014	Grano pastoso	21	28	0
19/09/2014	Grano maduro	31	40	3
27/09/2014	Grano maduro	73	32	4

Anexo 15: Registro de *M. persicae* en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con tres técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológicas	Órgano de planta	Redada	Tramp. caída
21/06/2014	Emergencia	0	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	0	0	0
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	3	0	0
12/07/2014	Ramificación	11	1	0
19/07/2014	Inicio de panoja	23	2	0
26/07/2014	Panojamiento	6	4	0
02/08/2014	Panojamiento	19	5	1
09/08/2014	Inicio de floración	5	0	3
16/08/2014	Floración	2	3	2
23/08/2014	Floración	8	17	4
30/08/2014	Llenado de grano	1	0	0
06/09/2014	Grano lechoso	0	0	1
12/09/2014	Grano pastoso	11	1	0
19/09/2014	Grano maduro	0	0	0
27/09/2014	Grano maduro	0	0	2

Anexo 16: Registro de *M. euphorbiae* en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con tres técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológica	Órgano de planta	Redada	Tramp. caída
21/06/2014	Emergencia	0	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	2	0	0
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	2	0	0
12/07/2014	Ramificación	0	0	0
19/07/2014	Inicio de panoja	0	0	0
26/07/2014	Panojamiento	2	1	0
02/08/2014	Panojamiento	3	0	0
09/08/2014	Inicio de floración	0	0	0
16/08/2014	Floración	1	1	0
23/08/2014	Floración	0	1	0
30/08/2014	Llenado de grano	0	0	0
06/09/2014	Grano lechoso	5	4	0
12/09/2014	Grano pastoso	10	5	1
19/09/2014	Grano maduro	30	20	5
27/09/2014	Grano maduro	70	18	6

Anexo 17: Registro de *A. colemani* en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológica	Órgano de planta	Redada
21/06/2014	Emergencia	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	0	0
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	0	1
12/07/2014	Ramificación	5	2
19/07/2014	Inicio de panoja	6	2
26/07/2014	Panojamiento	4	4
02/08/2014	Panojamiento	5	10
09/08/2014	Inicio de floración	11	6
16/08/2014	Floración	15	51
23/08/2014	Floración	5	51
30/08/2014	Llenado de grano	3	14
06/09/2014	Grano lechoso	2	22
12/09/2014	Grano pastoso	0	23
19/09/2014	Grano maduro	1	13
27/09/2014	Grano maduro	3	9

Anexo 18: Registro de *F. occidentalis* en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológica	Órgano de planta	Tramp. Caída
21/06/2014	Emergencia	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	0	1
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	2	1
12/07/2014	Ramificación	10	0
19/07/2014	Inicio de panoja	5	2
26/07/2014	Panojamiento	3	2
02/08/2014	Panojamiento	4	0
09/08/2014	Inicio de floración	0	1
16/08/2014	Floración	2	2
23/08/2014	Floración	6	2
30/08/2014	Llenado de grano	10	2
06/09/2014	Grano lechoso	19	0
12/09/2014	Grano pastoso	17	3
19/09/2014	Grano maduro	49	0
27/09/2014	Grano maduro	48	2

Anexo 19: Porcentaje de infestación de *F. occidentalis* en el cultivo de quinua, evaluado con la técnica de órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológica	% de infestación
21/06/2014	Emergencia	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	0
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	8
12/07/2014	Ramificación	16
19/07/2014	Inicio de panoja	8
26/07/2014	Panojamiento	8
02/08/2014	Panojamiento	12
09/08/2014	Inicio de floración	0
16/08/2014	Floración	8
23/08/2014	Floración	24
30/08/2014	Llenado de grano	40
06/09/2014	Grano lechoso	44
12/09/2014	Grano pastoso	44
19/09/2014	Grano maduro	72
27/09/2014	Grano maduro	64

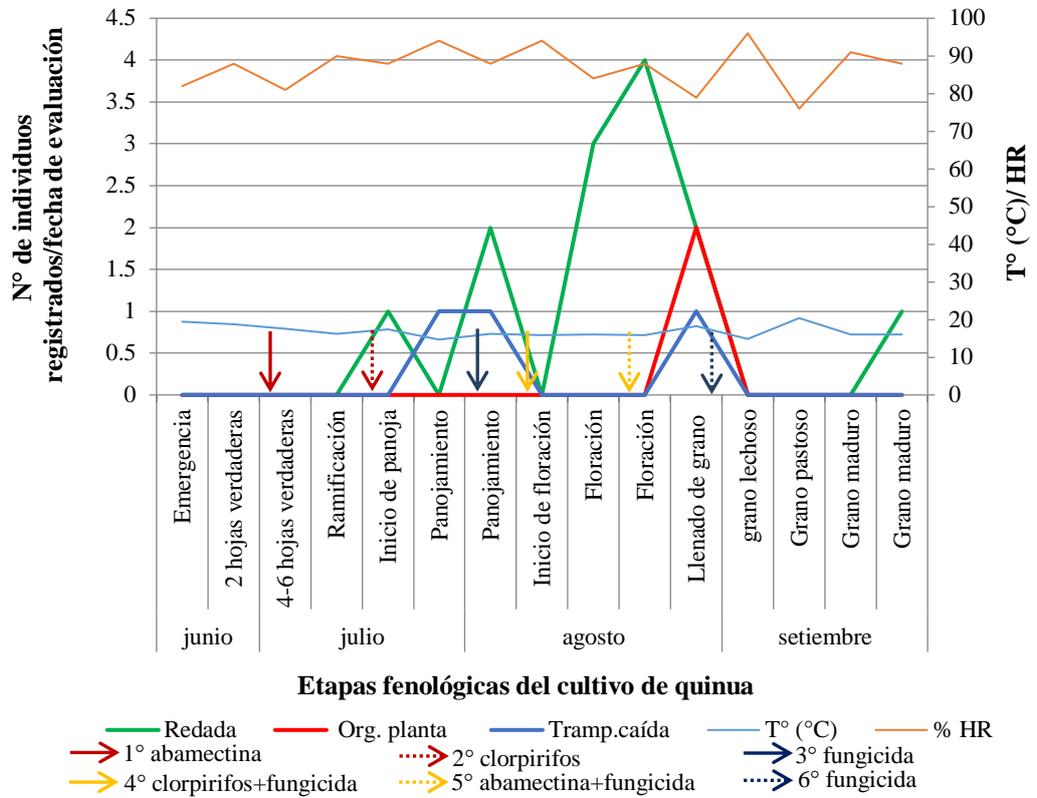
Anexo 20: Registro de *N. indistinctalis* en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológicas	Órgano de planta (larva)	Tramp. caída (adulto)
21/06/2014	Emergencia	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	0	13
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	0	10
12/07/2014	Ramificación	0	0
19/07/2014	Inicio de panoja	0	1
26/07/2014	Panojamiento	1	1
02/08/2014	Panojamiento	0	0
09/08/2014	Inicio de floración	1	0
16/08/2014	Floración	0	0
23/08/2014	Floración	0	0
30/08/2014	Llenado de grano	0	0
06/09/2014	Grano lechoso	0	1
12/09/2014	Grano pastoso	7	1
19/09/2014	Grano maduro	8	0
27/09/2014	Grano maduro	0	0

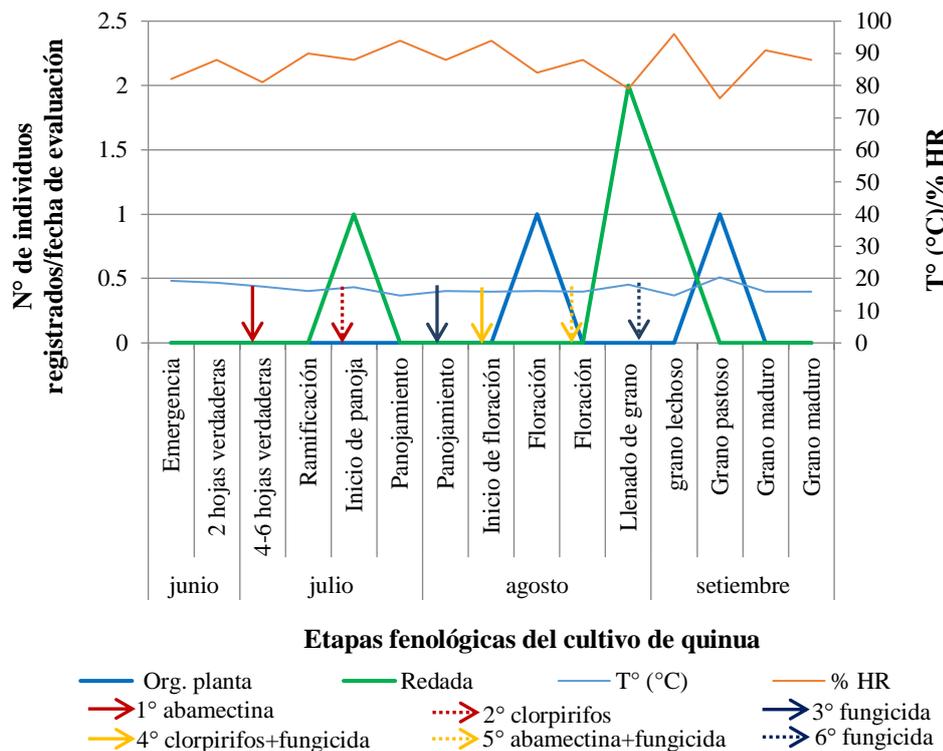
Anexo 21: Porcentaje de panojas infestadas de quinua por larvas de *N. indistinctalis*, evaluado con la técnica de órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológicas	% de panojas infestadas
21/06/14	Emergencia	0
28/06/14	2 hojas verdaderas	0
05/07/14	4-6 hojas verdaderas	0
12/07/14	Ramificación	0
19/07/14	Inicio de panoja	0
26/07/14	Panojamiento	4
02/08/14	Panojamiento	0
09/08/14	Inicio de floración	4
16/08/14	Floración	0
23/08/14	Floración	0
30/08/14	Llenado de grano	0
06/09/14	grano lechoso	0
12/09/14	Grano pastoso	0
19/09/14	Grano maduro	12
27/09/14	Grano maduro	16

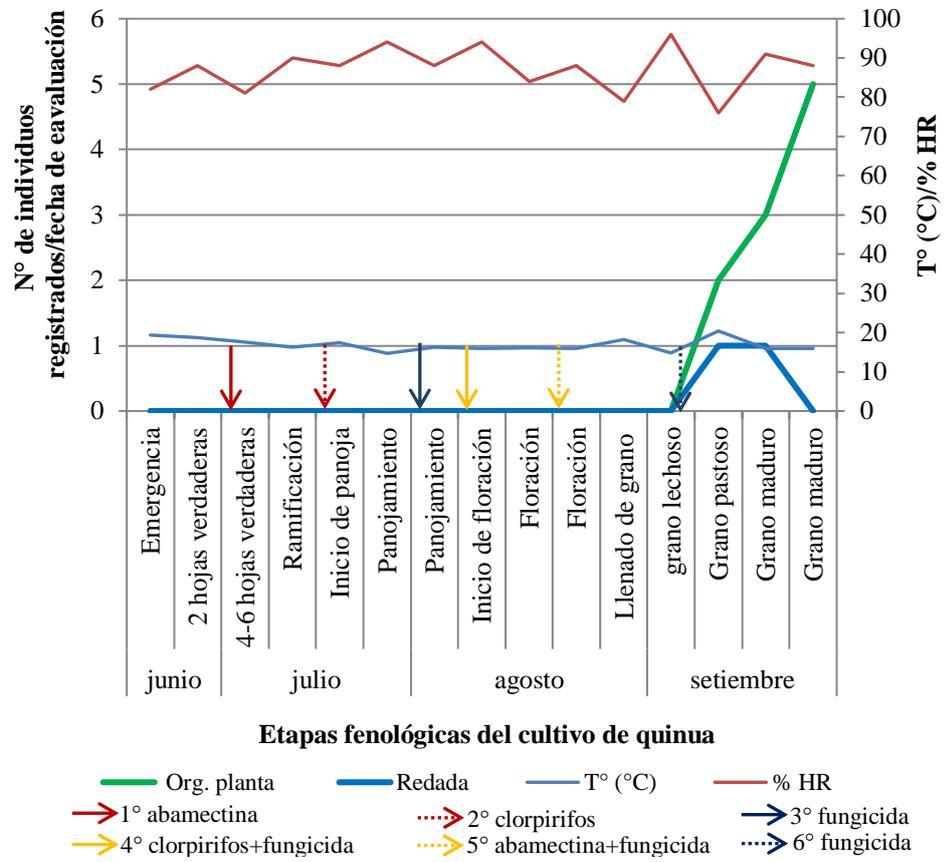
Anexo 22: Fluctuación poblacional de *N. simulans* en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.



Anexo 23: Fluctuación poblacional de *L. hyalinus* en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.



Anexo 24: Fluctuación poblacional de *Dagbertus* sp. en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.



Anexo 25: Insectos benéficos registrados en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Orden y familia	Especie	Hábito
HEMIPTERA		
Berytidae	<i>Metacanthus tenellus</i>	predador
Miridae	<i>Rhinacloa pallidipes</i>	predador
Nabidae	<i>Nabis capciformis</i>	predador
NEUROPTERA		
Hemerobiidae	<i>Hemerobius</i> sp.	predador
Chrysopidae	<i>Chrysoperla externa</i>	predador
COLEOPTERA		
Coccinellidae	<i>Hippodamia convergens</i>	predador
Carabidae	<i>Blennidus peruvianus</i>	Predador
Staphylinidae	Gen sp. A (Aleocharinae)	Predador
	Gen sp. B (Aleocharinae)	Predador
	Gen sp. C (Aleocharinae)	Predador
	Gen sp. D (Aleocharinae)	Predador
DIPTERA		
Dolichopodidae	<i>Chrysotus</i> sp. A	predador
	<i>Chrysotus</i> sp. B	predador
Empididae	Gen sp. A	Predador
Syrphidae	<i>Allograpta exotica</i>	predador
	<i>Allograpta piurana</i>	Predador
	<i>Toxomerus</i> sp.	Predador
HYMENOPTERA		
Braconidae	<i>Aphidius colemani</i>	parasitoide
	<i>Bracon</i> sp.	parasitoide
	Gen sp. A (Rogadinae)	Parasitoide
	Gen sp. A (Aphidiinae)	Parasitoide
Ichneumonidae	Gen sp. A (Campopleginae)	parasitoide
	Gen sp. A (Neorhacodinae)	Parasitoide
	<i>Diplazon</i> sp.	parasitoide
Pteromalidae	<i>Halticoptera arduinae</i>	parasitoide
	Gen sp. A	Parasitoide
	Gen sp. B	Parasitoide
Eulophidae	<i>Chrysocharis</i> sp. A	parasitoide
	<i>Chrysocharis</i> sp. B	parasitoide
	<i>Diglyphus</i> sp. A	parasitoide
	<i>Diglyphus</i> sp. B	parasitoide
	<i>Diglyphus</i> sp. C	parasitoide
	<i>Closterocerus</i> sp.	parasitoide
Encyrtidae	Gen sp. A	parasitoide
	Gen sp. B	Parasitoide
Mymaridae	Gen sp. A	Parasitoide

Anexo 26: Registro de *Chrysotus* sp. B en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológica	Redada	Tramp. caída
21/06/2014	Emergencia	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	0	0
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	8	0
12/07/2014	Ramificación	20	3
19/07/2014	Inicio de panoja	31	4
26/07/2014	Panojamiento	92	4
02/08/2014	Panojamiento	45	3
09/08/2014	Inicio de floración	32	4
16/08/2014	Floración	27	3
23/08/2014	Floración	3	3
30/08/2014	Llenado de grano	0	4
06/09/2014	Grano lechoso	5	1
12/09/2014	Grano pastoso	3	1
19/09/2014	Grano maduro	3	10
27/09/2014	Grano maduro	2	3

Anexo 27: Registro de *Chrysotus* sp. A en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológica	Redada	Tramp. caída
21/06/2014	Emergencia	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	0	1
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	2	0
12/07/2014	Ramificación	3	0
19/07/2014	Inicio de panoja	0	0
26/07/2014	Panojamiento	4	0
02/08/2014	Panojamiento	18	0
09/08/2014	Inicio de floración	0	0
16/08/2014	Floración	4	0
23/08/2014	Floración	3	0
30/08/2014	Llenado de grano	0	3
06/09/2014	Grano lechoso	5	2
12/09/2014	Grano pastoso	4	3
19/09/2014	Grano maduro	7	1
27/09/2014	Grano maduro	1	1

Anexo 28: Registro de *B. peruvianus* en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con la técnica de evaluación de trampa de caída. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológica	Tramp. caída
21/06/2014	Emergencia	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	0
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	2
12/07/2014	Ramificación	2
19/07/2014	Inicio de panoja	0
26/07/2014	Panojamiento	1
02/08/2014	Panojamiento	2
09/08/2014	Inicio de floración	0
16/08/2014	Floración	3
23/08/2014	Floración	10
30/08/2014	Llenado de grano	9
06/09/2014	Grano lechoso	8
12/09/2014	Grano pastoso	2
19/09/2014	Grano maduro	3
27/09/2014	Grano maduro	9

Anexo 29: Registro de *R. pallidipes* en las diferentes etapas de desarrollo del cultivo de quinua, con dos técnicas de evaluación. La Molina, Lima - 2014.

Fecha	Etapas fenológica	Órgano de planta	Redada
21/06/2014	Emergencia	0	0
28/06/2014	2 hojas verdaderas	0	0
05/07/2014	4-6 hojas verdaderas	0	0
12/07/2014	Ramificación	0	1
19/07/2014	Inicio de panoja	0	3
26/07/2014	Panojamiento	2	1
02/08/2014	Panojamiento	0	2
09/08/2014	Inicio de floración	4	4
16/08/2014	Floración	0	7
23/08/2014	Floración	0	8
30/08/2014	Llenado de grano	0	3
06/09/2014	Grano lechoso	0	6
12/09/2014	Grano pastoso	3	14
19/09/2014	Grano maduro	2	7
27/09/2014	Grano maduro	15	36

Anexo 30: Abundancia y porcentaje de insectos fitófagos, registrados en el cultivo de quinua, en la evaluación por órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.

Espece	Abundancia	Porcentaje (%)
<i>Frankliniella occidentalis</i> *	167	28.8
<i>Macrosiphum euphorbiae</i> *	125	21.6
<i>Liriomyza huidobrensis</i> **	118	20.4
<i>Myzus persicae</i> *	89	15.4
<i>Prodiplosis longifila</i> **	31	5.4
<i>Nomophila indistinctalis</i>	17	2.9
<i>Dagbertus</i> sp.	10	1.7
<i>Spodoptera frugiperda</i>	7	1.2
<i>Spoladea recurvalis</i>	4	0.7
<i>Nysius simulans</i>	2	0.3
<i>Liorhyssus hyalinus</i>	2	0.3
<i>Chloridea virescens</i>	2	0.3
<i>Chrysodeixis includens</i>	2	0.3
<i>Empoascasp.</i>	1	0.2
<i>Thyanta perditor</i>	1	0.2
<i>Drabrotica</i> sp.	1	0.2

Anexo 31: Abundancia y porcentaje de insectos fitófagos, registrados en el cultivo de quinua, en la evaluación por redada. La Molina, Lima - 2014.

Espece	Abundancia	Porcentaje (%)
<i>Liriomyza huidobrensis</i> **	486	69.5
<i>Macrosiphum euphorbiae</i> *	50	7.2
<i>Myzus persicae</i> *	33	4.7
<i>Balclutha</i> sp.	33	4.7
<i>Empoascasp.</i>	29	4.1
<i>Oliarus</i> sp.	20	2.9
<i>Nysius simulans</i>	11	1.6
<i>Huancabamba rotundiceps</i>	9	1.3
Gen sp. A (Delphacidae)	6	0.9
<i>Aphis craccivora</i>	4	0.6
<i>Agallia</i> sp.	4	0.6
Gen sp. A (Cicadellidae:Typhlocybini)	4	0.6
<i>Liorhyssus hyalinus</i>	4	0.6
<i>Melanagromyza</i> sp.	4	0.6
<i>Dagbertus</i> sp.	2	0.3

Anexo 32: Abundancia y porcentaje de insectos fitófagos, registrados en el cultivo de quinua, en la evaluación por trampa de caída. La Molina, Lima - 2014.

Espece	Abundancia	Porcentaje (%)
<i>Agallia</i> sp.	66	37.7
<i>Nomophila indistinctalis</i>	27	15.4
<i>Huancabamba rotundiceps</i>	20	11.4
<i>Frankliniella occidentalis</i> *	18	10.3
<i>Myzus persicae</i> *	13	7.4
<i>Prodiplosis longifila</i> **	13	7.4
<i>Macrosiphum euphorbiae</i> *	12	6.9
<i>Nysius simulans</i>	3	1.7
<i>Spoladea recurvalis</i>	3	1.7

Anexo 33: Abundancia de *L. huidobrensis* registrado en el cultivo de quinua, en la evaluación por colecta de hojas minadas en el tercio medio. La Molina, Lima - 2014.

Espece	Abundancia	Porcentaje (%)
<i>Liriomyza huidobrensis</i>	190	100

Anexo 34: Abundancia y porcentaje de insectos benéficos, registrados en el cultivo de quinua, en la evaluación por órgano de planta. La Molina, Lima - 2014.

Espece	Abundancia	Porcentaje (%)
<i>Aphidius colemani</i>	60	33.0
<i>Diglyphus</i> sp. A	33	18.1
<i>Halticoptera arduine</i>	25	13.7
<i>Rhinacloa pallidipes</i>	21	11.5
<i>Chrysoperla externa</i>	16	8.8
<i>Chrysocharis</i> sp. A	13	7.1
<i>Hemerobius</i> sp.	6	3.3
<i>Metacanthus tenellus</i>	3	1.6
<i>Nabis capciformis</i> .	2	1.1
Gen sp. A (Hymenoptera: Neorhacodinae)	1	0.5

Anexo 35: Abundancia y porcentaje de insectos benéficos, registrados en el cultivo de quinua, en la evaluación por redada. La Molina, Lima - 2014.

Espece	Abundancia	Porcentaje (%)
<i>Chrysotus</i> sp. B	271	40.1
<i>Aphidius colemani</i>	208	30.8
<i>Rhinacloa pallidipes</i>	92	13.6
<i>Chrysotus</i> sp. A	51	7.5
<i>Chrysoperla externa</i>	12	1.8
<i>Allograpta exótica</i>	10	1.5
<i>Halticoptera arduinae</i>	7	1.0
Gen sp. A (Ichneumonidae: Campopleginae)	6	0.9
<i>Hemerobius</i> sp.	4	0.6
Gen sp. A (Empididae)	3	0.4
<i>Allograpta piurana</i>	3	0.4
<i>Bracon</i> sp.	3	0.4
<i>Diplazon</i> sp.	2	0.3
<i>Toxomerus</i> sp.	1	0.1
Gen sp. A (Rogadinae: Braconidae)	1	0.1
Gen sp. A (Aphidiinae: Braconidae)	1	0.1
Gen sp. A (Neorhacodinae: Braconidae)	1	0.1

Anexo 36: Abundancia y porcentaje de insectos benéficos registrados en el cultivo de quinua, en la evaluación por trampa de caída, en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Espece	Abundancia	Porcentaje (%)
<i>Blennidus peruvianus</i>	51	37.0
<i>Chrysotus</i> sp. B	43	31.2
<i>Chrysotus</i> sp. A	11	8.0
Gen sp. A (Staphylinidae: Aleocharinae)	5	3.6
Gen sp. C (Staphylinidae: Aleocharinae)	4	2.9
Gen sp. B (Pteromalidae)	4	2.9
Gen sp. A (Encyrtidae)	4	2.9
Gen sp. B (Encyrtidae)	4	2.9
Gen sp. D (Staphylinidae: Aleocharinae)	3	2.2
Gen sp. A (Pteromalidae)	3	2.2
Gen sp. A (Mymaridae)	3	2.2
Gen sp. B (Staphylinidae: Aleocharinae)	2	1.4
<i>Halticoptera arduine</i>	1	0.7

Anexo 37: Abundancia y porcentaje de insectos parasitoides de *L. huidobrensis*, registrados en el cultivo de quinua, en la evaluación por colecta de hojas minadas, en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Espece	Abundancia	Porcentaje (%)
<i>Halticoptera arduine</i>	200	39.8
<i>Diglyphus</i> sp. A	189	37.6
<i>Chrysocharis</i> sp. A	98	19.5
<i>Diglyphus</i> sp. B	5	1.0
<i>Closterocerus</i> sp.	5	1.0
<i>Chrysocharis</i> sp. B	3	0.6
<i>Diglyphus</i> sp. C	2	0.4

Anexo 38: Análisis de correlación entre las poblaciones de *M. euphorbiae* (evaluación por órgano de planta) y *Chrysotus* sp. B (evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Correlaciones				
			<i>M. euphorbiae</i>	<i>Chrysotus</i> sp. B
Rho de Spearman	<i>M. euphorbiae</i>	Coefficiente de correlación	1.000	-0.073
		Sig. (bilateral)		0.797
		N	15	15
	<i>Chrysotus</i> sp. B	Coefficiente de correlación	-0.073	1.000
		Sig. (bilateral)	0.797	
		N	15	15

Anexo 39: Análisis de correlación entre las poblaciones de *F. occidentalis* (evaluación por órgano de planta) y *Chrysotus* sp. B (evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Correlaciones				
			<i>F. occidentalis</i>	<i>Chrysotus</i> sp. B
Rho de Spearman	<i>F. occidentalis</i>	Coefficiente de correlación	1.000	-0.181
		Sig. (bilateral)		0.519
		N	15	15
	<i>Chrysotus</i> sp. B	Coefficiente de correlación	-0.181	1.000
		Sig. (bilateral)	0.519	
		N	15	15

Anexo 40: Análisis de correlación entre las poblaciones de adulto de *P. longifila* (evaluación por trampa de caída) y *Chrysotus* sp. B (evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Correlaciones				
			<i>P. longifila</i>	<i>Chrysotus</i> sp. B
Rho de Spearman	<i>P. longifila</i> (adulto)	Coefficiente de correlación	1.000	-0.335
		Sig. (bilateral)		0.223
		N	15	15
	<i>Chrysotus</i> sp. B	Coefficiente de correlación	-0.335	1.000
		Sig. (bilateral)	0.223	
		N	15	15

Anexo 41: Análisis de correlación entre las poblaciones de adultos de *L. huidobrensis* y *Chrysotus* sp. A, en el cultivo de quinua, evaluación con la técnica de redada. La Molina, Lima - 2014.

Correlaciones				
			<i>L. huidobrensis</i>	<i>Chrysotus</i> sp. A
Rho de Spearman	<i>L. huidobrensis</i> (adulto)	Coefficiente de correlación	1.000	0.490
		Sig. (bilateral)		0.064
		N	15	15
	<i>Chrysotus</i> sp. A	Coefficiente de correlación	0.490	1.000
		Sig. (bilateral)	0.064	
		N	15	15

Anexo 42: Análisis de correlación entre las poblaciones de *M. persicae* (evaluación por órgano de planta) y *Chrysotus* sp. A (evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Correlaciones				
			<i>M. persicae</i>	<i>Chrysotus</i> sp. A
Rho de Spearman	<i>M. persicae</i>	Coefficiente de correlación	1.000	0.139
		Sig. (bilateral)		0.622
		N	15	15
	<i>Chrysotus</i> sp. A	Coefficiente de correlación	0.139	1.000
		Sig. (bilateral)	0.622	
		N	15	15

Anexo 43: Análisis de correlación entre las poblaciones de *F. occidentalis* (evaluación por órgano de planta) y *Chrysotus* sp. A (evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Correlaciones				
			<i>F. occidentalis</i>	<i>Chrysotus</i> sp. A
Rho de Spearman	<i>F. occidentalis</i>	Coefficiente de correlación	1.000	0.464
		Sig. (bilateral)		0.082
		N	15	15
	<i>Chrysotus</i> sp. A	Coefficiente de correlación	0.464	1.000
		Sig. (bilateral)	0.082	
		N	15	15

Anexo 44: Análisis entre las poblaciones de larvas de *L. huidobrensis* (evaluación por órgano de planta) y *B. peruvianus* (evaluación por trampa de caída), en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Correlaciones				
			<i>L. huidobrensis</i>	<i>B. peruvianus</i>
Rho de Spearman	<i>L. huidobrensis</i> (larva)	Coefficiente de correlación	1.000	0.409
		Sig. (bilateral)		0.130
		N	15	15
	<i>B. peruvianus</i>	Coefficiente de correlación	0.409	1.000
		Sig. (bilateral)	0.130	
		N	15	15

Anexo 45: Análisis de correlación entre las poblaciones de *M. euphorbiae* (órgano de planta) y *R. pallidipes* (evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Correlaciones				
			<i>M. euphorbiae</i>	<i>R. pallidipes</i>
Rho de Spearman	<i>M. euphorbiae</i>	Coefficiente de correlación	1.000	0.385
		Sig. (bilateral)		0.157
		N	15	15
	<i>R. pallidipes</i>	Coefficiente de correlación	0.385	1.000
		Sig. (bilateral)	0.157	
		N	15	15

Anexo 46: Análisis de correlación entre las poblaciones de larvas de *N. indistinctalis* (evaluación por órgano de planta) y *R. pallidipes* (evaluación por redada), en el cultivo de quinua. La Molina, Lima - 2014.

Correlaciones				
			<i>N. indistinctalis</i>	<i>R. pallidipes</i>
Rho de Spearman	<i>N. indistinctalis</i>	Coeficiente de correlación	1.000	0.292
		Sig. (bilateral)		0.291
		N	15	15
	<i>R. pallidipes</i>	Coeficiente de correlación	0.292	1.000
		Sig. (bilateral)	0.291	
		N	15	15