

UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
CARRERA INGENIERÍA AGRONÓMICA



TESIS DE GRADO

**CRÍA EN CONDICIONES CONTROLADAS DE LA POLILLA DE LA
QUINUA (*Eurysacca melanocampta*) Y SUS NIVELES DE
PARASITISMO NATURAL EN COMUNIDADES DEL ALTIPLANO
CENTRO Y NORTE**

Miguel Ángel Barrantes Costas

La Paz – Bolivia

2016

UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ANDRÉS
FACULTAD DE AGRONOMÍA
CARRERA INGENIERÍA AGRONÓMICA

CRÍA EN CONDICIONES CONTROLADAS DE LA POLILLA DE LA QUINUA
(*Eurysacca melanocampta*) Y SUS NIVELES DE PARASITISMO NATURAL EN
COMUNIDADES DEL ALTIPLANO CENTRO Y NORTE

Tesis de Grado presentado como requisito
parcial para optar el Título de
Ingeniero Agrónomo

MIGUEL ANGEL BARRANTES COSTAS

ASESORES:

Ing. M.Sc. Raúl Saravia Zurita

Ing. M.Sc. Reinaldo Quispe Tarqui

Ing. M.Sc. Teresa Ruiz-Díaz Luna-Pizarro

COMITÉ REVISOR:

Ing. Ph. D. Félix Mamani Reynoso

Ing. Marco Antonio Echenique Quezada

Ing. Silvia Etelvina Aliaga Zeballos

APROBADA

Presidente Tribunal Examinador

2016

DEDICATORIA:

“A Dios, por guiarme, cuidarme y darme fuerzas en esos momentos más difíciles”

A mis queridos padres: Mauricio B. y Luzmila C. por el amor, comprensión, confianza y apoyo incondicional durante toda mi vida.

A mis hermanos: J. Carlos, Mauricio I., Richard P., Yasmila C. y Diego A. por darme ese apoyo de hermano y amigo en cada circunstancia y adversidad de la vida, donde aprendimos que la familia no es la que vive juntos, sino la que está unida.

Y a mi compañera de vida Ximena T. por darme el apoyo en todo momento, cuidarme, enseñarme y darme su amor sincero e incondicional, siendo la testigo de esta gran aventura.

Y a mí primogénito Neythan Matias Harawi, quien fue inspiración para acabar lo más rápido posible.

AGRADECIMIENTOS

Al finalizar el presente trabajo de tesis deseo expresar mis más sinceros agradecimientos a las siguientes instituciones y personas:

A la Carrera de Ingeniería Agronómica de la Universidad Mayor de San Andrés (UMSA), por haberme acogido y formado en sus aulas durante los años de estudio y al plantel docente por los conocimientos impartidos durante mi formación universitaria.

A la Fundación PROINPA (Promoción e Investigación de Productos Andinos), por su apoyo en la ejecución del trabajo de investigación.

A mis asesores, maestros y amigos Ing. M. Sc. Raúl Saravia Zurita, Ing. M.Sc. Reinaldo Quispe Tarqui e Ing. M.Sc. Teresa Ruiz-Díaz Luna-Pizarro, por ayudarme, enseñarme y comprenderme en cada uno de los momentos durante la realización del trabajo de investigación.

A los miembros del tribunal de revisión de tesis Ing. Ph. D. Félix Mamani Reynoso, Ing. Marco Antonio Echenique Quezada e Ing. Silvia Etelvina Aliaga Zeballos por todas las correcciones, aportes y sugerencias brindadas.

Al personal técnico de la Fundación PROINPA: a los Ing. Ph. D.: Alejandro B, Vivian P.; a los Ing. M.Sc.: Wilfredo R., Elena Q., Amalia V., Milton P., a los Ing.: Milán M., Santos P., Eliseo M, Eliseo T., Marlene A., Juana F., Samuel V. y Miriam A. al personal Administrativo: a los Lic. Claudia T, Andrés, Don Julio, María y Dña. Carmen a los tesisistas y extesisistas: Franz T., Tomas, Ronal P., Omar M. Felipa T., Julio M., Patricia P., Liz Ch., Wilson S., Ronald L., Fernando P., Julio C., Wilson M., Betshabe A., Janneth Q., Ever, Silvia, Roberto, Olivia, a los compañeros del laboratorio: Camilo Ch., Maritza, Criselda Ch., Remy T., Rubén, Franz C, John C., Verónica R. y Ariel P., agradecer de igual forma a mis tíos adoptivos Don Carlos y Dña. Carmen.

A mis amig@s y compañer@s de la Facultad de Agronomía; especialmente al grupo Angel Black: Griselda, Lourdes, Vania, Rosalva, Estef, José, Israel, Ramiro, Wilson, José V, Rodrigo y Fernando.

A mis amig@s del Centro Cultural de Agronomía (Ce.Cu.A.), por brindarme un espacio de cultura y amistad durante mi periodo universitario, en especial a Mary, Ángelo, Verónica, Jaime, Rosmery, Liz, Joel, Ericka, Daniela, Mauricio, Helmuth, Javier.

Y a toda la familia: Barrantes, Costas, Condori y Tola, Ti@s, prim@s, abuel@s, por su ayuda, comprensión y apoyo moral en todo momento.

Muchas gracias y que Dios siempre los bendiga...

ÍNDICE DE CONTENIDO

<i>Dedicatoria</i>	<i>i</i>
<i>Agradecimientos</i>	<i>ii</i>
<i>Contenido</i>	<i>viii</i>
<i>Cuadros</i>	<i>xiii</i>
<i>Figuras</i>	<i>xiv</i>
<i>Fotografías</i>	<i>xv</i>
<i>Diagramas</i>	<i>xvi</i>
<i>Anexos</i>	<i>xvi</i>
<i>Resumen</i>	<i>ix</i>
<i>Abstract</i>	<i>x</i>
1. INTRODUCCION.....	1
2. OBJETIVOS.....	3
2.1. Objetivo general.....	3
2.2. Objetivos específicos.....	3
2.3. Hipótesis.....	3
3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	4
3.1. Insectos plaga de la quinua.....	4
3.2. Lepidópteros asociados al cultivo de la quinua.....	4
3.3. Polilla de la quinua.....	4
3.3.1. Taxonomía.....	4
3.3.2. Descripción morfológica.....	5
3.3.2.1. Huevo.....	5
3.3.2.2. Larvas.....	5
3.3.2.3. Pupa.....	6
3.3.2.4. Adulto.....	6
3.3.3. Ciclo biológico.....	6
3.3.4. Biología y comportamiento.....	8
3.3.5. Fluctuación de la polilla de la quinua.....	9

3.3.5.1.	Fluctuación de larvas	9
3.3.5.2.	Fluctuación de la pupas de polilla	10
3.3.5.3.	Fluctuación de adultos de la polilla de la quinua	11
3.4.	Formas de control de la polilla de la quinua	12
3.4.1.	Control cultural.....	12
3.4.2.	Control manual o mecánico	13
3.4.3.	Control físico.....	13
3.4.4.	Control etológico.....	13
3.4.5.	Control legal.....	13
3.4.6.	Control químico.....	14
3.4.7.	Control genético.....	14
3.4.8.	Control biológico	15
3.4.8.1.	Predadores.....	15
3.4.8.2.	Entomopatógenos	15
3.4.8.3.	Parasitoides	16
3.4.8.3.1.	Parasitoides de la polilla de la quinua	16
3.5.	Manejo integrado de plagas en quinua	18
3.6.	Cría de insectos	18
3.6.1.	Limitantes en la crianza artificial de insectos	19
3.6.2.	Criterios para iniciar el establecimiento de una cría de insectos en laboratorio.....	20
3.6.3.	Condiciones necesarias para la crianza de insectos	22
3.6.4.	Cría de insectos en laboratorio	22
3.6.5.	Cría de insectos por el método de ranqueo	22
3.7.	Efecto de los factores climáticos en la población de Insectos Plaga.....	23
4.	LOCALIZACIÓN	24
5.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	25
5.1.	Materiales.....	25
5.1.1.	Material biológico.....	25
5.1.2.	Material de campo e invernadero	25
5.1.3.	Material de laboratorio	25

5.2.	Métodos	26
5.2.1.	Metodología año agrícola 2012 – 2013	26
5.2.1.1.	Colecta de larvas de polilla de quinua.....	26
5.2.1.2.	Cría de larvas en laboratorio	27
5.2.1.3.	Evaluación de dos condiciones ambientales para la ovoposición de la polilla de la quinua	28
5.2.1.4.	Preferencia de superficies de ovoposición	28
5.2.1.4.1.	Factores de estudio.....	28
5.2.1.4.2.	Variables de respuesta	29
5.2.1.4.3.	Análisis estadístico.....	29
5.2.1.5.	Porcentaje de parasitismo natural en larvas de polilla de quinua	30
5.2.1.5.1.	Variables de respuesta	31
5.2.2.	Metodología año agrícola 2013 – 2014	31
5.2.2.1.	Colecta de larvas de polilla de la quinua 2013-2014.....	31
5.2.2.2.	Cría de larvas en laboratorio	32
5.2.2.3.	Dimorfismo sexual en estado de pupa y adulto.....	33
5.2.2.4.	Reconocimiento de las especies de la polilla de la quinua	34
5.2.2.5.	Descripción del comportamiento de cópula.....	34
5.2.2.6.	Evaluación de dos condiciones ambientales para la ovoposición de la polilla de la quinua	35
5.2.2.6.1.	Condiciones y procedimiento en laboratorio	35
5.2.2.6.2.	Condiciones y procedimiento en invernadero	36
5.2.2.6.3.	Variables de respuesta	37
5.2.2.6.4.	Factores de estudio.....	38
5.2.2.6.5.	Análisis estadístico.....	38
5.2.2.7.	Porcentaje de parasitismo natural en larvas de la polilla.....	39
5.2.2.7.1.	Descripción de parasitoides	40
6.	RESULTADOS Y DISCUSION	41
6.1.	Cría de la polilla de la quinua en la gestión agrícola 2012 – 2013	41
6.1.1.	Procedencia del material biológico y número de polillas y parasitoides obtenidas en laboratorio 2012 -2013	41

6.1.2.	Evaluación de dos condiciones ambientales y preferencia de superficies de ovoposición de la polilla de la quinua	42
6.1.3.	Preferencia de superficies de ovoposición de la polilla de la quinua	42
6.2.	Cría de la polilla de la quinua en la gestión agrícola 2013 – 2014	43
6.2.1.	Procedencia del material biológico y número de polillas obtenidas en laboratorio campaña 2013 - 2014.....	43
6.2.2.	Reconocimiento de las especies de la polilla de la quinua	44
6.3.	Dimorfismo sexual de <i>Eurysacca melanocampta</i>	46
6.3.1.	Dimorfismo sexual en estado de pupa.....	46
6.3.2.	Dimorfismo sexual en estado adulto.....	48
6.4.	Comportamiento de cópula de la polilla de la quinua.....	49
6.5.	Evaluación de dos condiciones ambientales para la multiplicación de la polilla de la quinua	51
6.5.1.	Análisis estadístico de la multiplicación de larvas bajo dos condiciones ambientales	53
6.5.2.	Factores que beneficiaron a la cría de la polilla de la quinua.....	55
6.5.2.1.	Sincronización de los estados de la polilla de la quinua con la fenología de la quinua en condiciones de invernadero.....	55
6.5.2.2.	Fluctuación de temperatura y humedad registrada en campo, invernadero y laboratorio durante el tiempo de evaluación.....	58
6.5.3.	Propuesta de un método para la cría masiva de la polilla de quinua .	62
6.6.	Porcentaje de parasitismo natural	65
6.6.1.	Porcentaje de parasitismo por especie, campaña agrícola 2012– 2013.....	65
6.6.2.	Porcentaje de parasitismo por especies campaña agrícola 2013- 2014.....	66
6.7.	Clasificación de los parasitoides	67
6.8.	Descripción de parasitoides	68
6.8.1.	<i>Deleboea sp.</i> (Cameron) 1903 (Hymenoptera: Ichneumonidae)	68
6.8.1.1.	Características físicas del adulto, larva y cocón de <i>Deleboea sp.</i>	69
6.8.2.	<i>Venturia sp.</i> (Schrottky) 1902 (Hymenoptera: Ichneumonidae)	70
6.8.2.1.	Características físicas del adulto, larva y cocón de <i>Venturia sp.</i> ..	70

6.8.3.	<i>Meteorus sp.</i> (Haliday) 1835 (Hymenoptera: Braconidae).....	72
6.8.3.1.	Características físicas del adulto, larva y cocón de <i>Meteorus sp.</i>	72
6.8.4.	<i>Cotesia sp.</i> (Cameron) 1891 (Hymenoptera: Braconidae).....	74
6.8.4.1.	Características físicas del adulto, larva y cocón de <i>Cotesia sp.</i> ...	75
6.8.5.	<i>Copidosoma sp.</i> (Ratzeburg) 1844 (Hymenoptera: Encyrtidae)	76
6.8.5.1.	Características físicas del adulto, larva, momia y cocon de <i>Copidosoma sp.</i>	77
6.8.6.	<i>Phytomyptera sp.</i> (Rondani) 1845 (Diptera: Tachinidae).....	79
6.8.6.1.	Características físicas del adulto, larva y pupario de <i>Phytomyptera sp.</i>	80
7.	CONCLUSIONES	82
8.	RECOMENDACIONES.....	84
9.	BIBLIOGRAFIA.....	85

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Duración del ciclo de la polilla en campo y laboratorio	7
Cuadro 2. Cambios de comportamiento por condiciones de laboratorio, en cría masiva de insectos.....	21
Cuadro 3. Comunidades donde se recolecto material biológico en las campañas agrícolas 2012-2013 y 2013-2014.....	24
Cuadro 4. Descripción de los tratamientos.....	29
Cuadro 5. Procedencia del material biológico, número de larvas y parasitoides obtenidas en el laboratorio de K´iphak´iphani, Viacha, 2013.....	41
Cuadro 6. Efecto de las condiciones ambientales sobre la multiplicación de la polilla de la quinua y preferencia de superficies de ovoposición.	42
Cuadro 7. Procedencia del material biológico, número de larvas y número de parasitoides obtenidas en el laboratorio, K´iphak´iphani, Viacha, 2014.	44
Cuadro 8. Identificación taxonómica de los dos morfotipos de la polilla de la quinua	45
Cuadro 9. Promedio de peso, largo y ancho de pupa por sexo.....	48
Cuadro 10. Seguimiento de las colectas de las larvas y cambios de estado en su primera generación, de las dos condiciones ambientales	53
Cuadro 11. Resultado del análisis de chi cuadrado para f tabulado.....	54
Cuadro 12. Prueba de Duncan.....	54
Cuadro 13. Cuadro de porcentajes de parasitismo por especie de 8 comunidades pertenecientes al Altiplano Norte y Centro en el año 2012-2013	65
Cuadro 14. Porcentajes de parasitismo por especie de 6 comunidades pertenecientes al Altiplano Norte y Centro en el año 2014.....	66
Cuadro 15. Clasificación de los parasitoides encontrados en larvas de <i>Eurysacca melanocampta</i>	68

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Fluctuación de larvas de la polilla de la quinua por variedad y fase fenológica en la gestión agrícola 2007 – 2008 en la parcela sin control en la comunidad Ñacacmayá. Fuente: Crispín (2009)	10
Figura 2. Resultado de los muestreos de pupas de la polilla de la quinua desde diciembre del 2008 a diciembre del 2009, en la comunidad de Viroxa, Altiplano Sur.	11
Figura 3. Fluctuación de adultos de <i>Eurysacca melanocampta</i> M. y el complejo ticonas. Año agrícola 2007-2008. Estancia Irpani, Salinas de Garci Mendoza, Oruro.....	12
Figura 4. Número de observaciones de copula por fecha	50
Figura 5. Número de observaciones de cópula por horas	51
Figura 6. Número de larvas totales colectadas de los dos ambientes.....	52
Figura 7. Comportamiento de la temperatura y humedad en invernadero y campo	59
Figura 8. Comportamiento de la temperatura y humedad en laboratorio	59
Figura 9. Comportamiento de la temperatura y humedad en campo	60
Figura 10. Comportamiento de la temperatura y humedad en invernadero	61

ÍNDICE DE FOTOGRAFÍAS

Fotografía 1. Colecta de larvas campaña agrícola 2012-2013.....	27	
Fotografía 2. Colecta de larvas gestión 2013-2014.....	32	
Fotografía 3. Pesado y medición de pupas.....	34	
Fotografía 4. Evaluación de cópula de <i>Eurysacca melanocampta</i>	35	
Fotografía 5. Ensayo en laboratorio con jaulas de madera.....	36	
Fotografía 6. Armado de jaula cuadrada de acero en invernadero.....	37	
Fotografía 7. Selección y conteo de parasitoides.....	40	
Fotografía 8. Adulto de <i>Eurysacca melanocampta</i> Meyrick.....	45	
Fotografía 9. Adulto de <i>Eurysacca quinoae</i> Meyrick.....	46	
Fotografía 10. Pupa hembra	Fotografía 11. Pupa Macho.....	47
Fotografía 12. Abdomen Macho	Fotografía 13. Abdomen hembra.....	48
Fotografía 14. Macho - 1 espina.	Fotografía 15. Hembra - 3 espinas. ...	49
Fotografía 16. Copula de <i>E. melanocampta</i> en plantas dentro de la jaula del invernadero.....	50	
Fotografía 17. Adulto de <i>Deleboea sp.</i>	69	
Fotografía 18. Cocon de <i>Deleboea sp.</i>	70	
Fotografía 19. Adulto de <i>Venturia sp.</i>	71	
Fotografía 20. Cocón de <i>Venturia sp.</i>	72	
Fotografía 21. Adulto de <i>Meteorus sp.</i>	73	
Fotografía 22. Cocón de <i>Metorus sp.</i>	74	
Fotografía 23. Adulto de <i>Cotesia sp.</i>	75	
Fotografía 24. Cocón de <i>Cotesia sp.</i>	76	
Fotografía 25. Adulto de <i>Copidosoma sp.</i>	77	
Fotografía 26. Larva de <i>Eurysacca melanocampta</i> con signos de parasitación por <i>Copidosoma sp.</i>	78	
Fotografía 27. Maduración de la momia de <i>Copidosoma sp.</i>	79	
Fotografía 28. Adulto de <i>Copidosoma sp.</i>	79	
Fotografía 29. Adulto de <i>Phytomyptera sp.</i>	80	
Fotografía 30. Pupario de <i>Phytomyptera sp.</i>	81	
Fotografía 31. Proceso de la formación de la Pre-pupa a Pupa.....	100	
Fotografía 32. Foto de prepupa.....	101	
Fotografía 33. Maduración de la pupa de <i>E. melanocampta</i>	101	

INDICE DE DIAGRAMAS

Diagrama 1. Sincronización de los estados de la polilla en función de la fisiología de la planta en invernadero	57
Diagrama 2. Factores y labores que inciden en la cría de la <i>Eurysacca melanocampta</i>	64

INDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Pruebas preliminares para comprobar el efecto de dos condiciones ambientales, superficies de ovoposición y tipos de jaula de cría para la ovoposición de la polilla de la quinua 2012-2013.....	95
Anexo 2. Pruebas preliminares para comprobar el efecto de dos condiciones ambientales, superficies de ovoposición y tipos de jaula para la ovoposición de la polilla de la quinua 2013 - 2014.....	97
Anexo 3. Ciclo biológico de <i>Eurysacca melanocampta</i> bajo las condiciones combinadas de invernadero y laboratorio.....	99
Anexo 4. Proceso de formación de la prepupa.....	100
Anexo 5. Maduración de la pupa.. ..	101
Anexo 6. Tabla de número de copulas por fecha de evaluación datos, total y promedio.	102
Anexo 7. Seguimiento a la primera generación de <i>Eurysacca melanocampta</i> multiplicadas en condiciones de invernadero y laboratorio, con el seguimiento en condiciones de laboratorio de las larvas colectadas	103
Anexo 8. Fotografías del trabajo de tesis	105

RESUMEN

La cría de insectos es una herramienta fundamental para la búsqueda de alternativas de manejo de plagas, hasta la actualidad no se ha reportado resultados sobre la cría de polilla de quinua bajo condiciones controladas. Este trabajo se realizó con el objetivo de multiplicar la polilla de la quinua y conocer los niveles de parasitismo natural, para lo cual se colectó larvas de polilla de comunidades del Altiplano Centro y Norte, durante dos campañas agrícolas, mismas se llevó a Laboratorio de Entomología del Centro K'íphak'íphani (Viacha, La Paz), donde se individualizó y crió 200 larvas por tapers hasta la emergencia de adultos, en la campaña agrícola 2012-2013, se realizó ensayos sobre preferencia de superficies de ovoposición, donde los resultados mostraron que la mayor preferencia fue por la planta viva a comparación del papel sabana y grano de quinua. En la campaña agrícola 2013-2014, emergidos los adultos, se hizo la identificación de la especie de *Eurysacca spp.* registrando la presencia de *Eurysacca melanocampta*; el dimorfismo sexual en pupas y adultos de la polilla, mostro que en pupa el poro genital en macho se encuentra en el 9no esternito y para hembras en el 8vo, para el estado adulto la diferenciación es por la terminación del abdomen, para machos en forma de brocha y las hembras en cuello de botella; se observa que el acoplamiento alar en machos es de una espina y para las hembras de 2 espinas, Se evaluó dos ambientes de cría, laboratorio con 25°C, 70% HR e invernadero con 32°C, 54% HR, en promedio, donde se liberó 200 adultos de polilla en una proporción 1:1 , luego de tres semanas se evaluó el número de larvas en cada ambiente, obteniéndose 849 larvas en invernadero y 45 larvas en laboratorio; Para la cría masiva de la polilla de la quinua se debe realizar las siguientes acciones: liberaciones de adultos en jaulas ubicadas en invernadero con plantas de quinua en floración, una vez que las larvas alcanzaron el 2do y 3er estadio se trasladó a laboratorio donde fueron alimentadas con hojas de quinua hasta la formación de pupa y emergencia del adulto. La población larval de *E. melanocampta* es regulada por un complejo de seis parasitoides: cinco avispas y una mosca. El parasitismo natural promedio fue de 37,6 y 12,9 %, para 2013 y 2014, respectivamente, siendo *Meteorus sp.* y *Copidosoma sp.* en el primer año y *Deleboea sp.* y *Copidosoma sp.* en el segundo año, especies que contribuyeron en mayor proporción al parasitismo en el Altiplano Norte y Centro.

ABSTRACT

The insect breeding is a fundamental tool for the search of alternative pest management; to date no results have been reported on the breeding of quinoa moth under controlled conditions. This work was carried out with the aim of multiplying the quinoa moth and knowing the levels of natural parasitism, for which moth larvae were collected from communities of the Central and North Altiplano, during two agricultural campaigns, which was taken to the Laboratory of Entomology Of the K'iphak'iphani Center (Viacha, La Paz), where 200 larvae per tapers were identified and raised until the emergence of adults, in the 2012-2013 agricultural season, trials were carried out on the preference of oviposition surfaces, where the results showed that the highest preference was for the living plant compared to the paper savanna and quinoa grain. In the agricultural campaign 2013-2014, adults emerged, the identification of the species of *Eurysacca spp.* Recording the presence of *Eurysacca melanocampta*; The sexual dimorphism in pupae and adults of the moth, showed that in pupa the genital pore in male is in the 9th sternite and for females in the 8th, for the adult state the differentiation is by the termination of the abdomen, for males in shape Of brush and females in bottleneck; It was observed that the male mating was of a spine and for the females of 2 spines, two breeding environments were evaluated, laboratory with 25 ° C, 70% RH and greenhouse with 32 ° C, 54% RH, on average, Where 200 moth adults were released in a 1: 1 ratio, after three weeks the number of larvae in each environment was evaluated, obtaining 849 larvae in greenhouse and 45 larvae in the laboratory; For the mass rearing of the quinoa moth, the following actions must be carried out: adult releases in cages located in a greenhouse with quinoa plants in bloom, once the larvae reached the 2nd and 3rd stages, they were transferred to the laboratory where they were fed With quinoa leaves until pupa formation and adult emergence. The larval population of *E. melanocampta* is regulated by a complex of six parasitoids: five wasps and one fly. The average natural parasitism was 37.6 and 12.9%, for 2013 and 2014, respectively, being *Meteorus sp.* and *Copidosoma sp.* In the first year and *Deleboea sp.* and *Copidosoma sp.* In the second year, species that contributed in greater proportion to the parasitism in the North and Central Altiplano.

1. INTRODUCCION

Se ha establecido que la producción de quinua es un significativo rubro de producción y exportación no tradicional de la región del Altiplano boliviano, ya que su producción aumento en la última década de 23.000 toneladas en el 2000 a 61.000 toneladas a 2013, junto con el incremento de superficies cultivadas de 36.000 a 130.000 hectáreas (Gandarillas *et al.*, 2014); Lo que mejoro la situación económica de las familias en un 33% en promedio, pero los precios del grano de quinua fueron subiendo y bajando en los últimos años por la demanda existente, pero la desventaja es la disminución del rendimiento, indicador para insostenibilidad de su producción (Blajos *et al.*, 2014).

Uno de los factores que disminuyen el rendimiento son las plagas que atacan al cultivo de la quinua en sus distintas etapas de desarrollo, como la presencia de plagas clave del cultivo como ser el complejo noctuideo y la polilla de la quinua, las cuales ocasionan daños múltiples, como el cortado de plantas tiernas, masticando y minando hojas, la destrucción de panojas y consuno del grano (Saravia *et al.*, 2014). La polilla de la quinua en su estado larval puede causar pérdidas significativas en la producción de grano de quinua, ya que destruye las inflorescencias y los granos en formación, causando pérdidas de rendimiento entre el 15 y 60 % (Quispe *et al.*, 2014).

El productor para el control de esta plaga recurre al empleo de insecticidas sintéticos que causan problemas de resistencia genética al insecto, contaminan el medio ambiente, provocan intoxicaciones en los productores y además eliminan la población de los controladores biológicos. Esta situación es más crítica en la producción orgánica de la quinua debido a la escasas de alternativas eficientes para su manejo y control.

La cria de este insecto-plaga es fundamental para el desarrollo de técnicas de control y/o manejo, ya que seria posible evaluar el material genético vegetal en busca de fuentes de resistencia varietal, las obtención de insectos estériles para liberación, coadyuvar en la producción de feromonas de atracción, reproducir sus enemigos naturales y realizar bioensayos para determinar la eficiencia de entomopatógenos (virus, bacterias y hongos), extractos vegetales y parasitoides. Además, podría



comprenderse mejor el comportamiento de las plagas en estado adulto como larval y generar información que retroalimente las actuales técnicas de manejo de las plagas.

Las experiencias previas para la cría de la polilla de la quinua en el país son pocas; En el marco de Programa Quinua del Ex-IBTA (Instituto Boliviano de Tecnología Agropecuaria) en 1996 Avalos evaluó superficies de ovoposición, entre papel filtro y plantas de quinua, encontrando que la segunda opción es la preferida para la postura por las polillas adultas, dos años más tarde Mamani (1998) trabajando con la relación sexual de las polillas para su multiplicación, reporta que para la primera generación la proporción de 1.5 adultos machos por 1 hembra de polilla fue donde obtuvo un mayor número de larvas por jaula. Quispe (2002), intenta criar la polilla, en la Estación Experimental Choquenaira de la Universidad Mayor de San Andrés (UMSA), a partir de adultos capturados en campo, sexandolos y aislados en jaulas para la ovoposición, obteniendo solo 85 huevos de 700 adultos en un lapso de 8 meses. Más tarde, Mamani (2014) observa que la postura de huevos de la polilla de la quinua se realiza en el tallo de la planta de quinua a la altura del cuello, aisladas en jaulas entomológicas. Así mismo, hubieron experiencias fuera del país, realizadas por Rasmussen en Perú en el 2001, PheroBank en Holanda el 2011 y por Jacobsen en Dinamarca el 2012, experiencias que no reportaron resultados positivos y observaron que los puntos críticos de la cría son la copula y la postura de huevos en condiciones de cautiverio.

Por otro lado, en la naturaleza existen poblaciones de enemigos naturales que regulan la polilla de la quinua, destacando los parasitoides, formado por Hymenópteros y Dípteros (Mamani, 1998). Para la polilla de la quinua se ha reportado un parasitismo natural que oscila entre los 15 y 45 % (Quispe *et al.*, 2014) lo que muestra un gran potencial para realizar estudios de biología, ecología y cría masiva para el control de la plaga. La acción de estos controladores biológicos constituye una alternativa para el manejo de la polilla de la quinua principalmente en la producción orgánica.

En consecuencia, con el presente trabajo se pretende generar información para la cría masiva de la polilla de la quinua, con el fin de desarrollar componentes para su manejo integrado, y registrar los parasitoides que ayudan a controlar esta plaga en el cultivo de la quinua en comunidades del Altiplano Centro y Norte.



2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

- Generar información para la cría de la polilla de la quinua (*Eurysacca melanocampta*) en condiciones controladas y determinar sus niveles de parasitismo natural en comunidades del Altiplano Centro y Norte

2.2. Objetivos específicos

- Evaluar dos condiciones ambientales para la ovoposición de la polilla de la quinua.
- Determinar la preferencia de la superficie para la ovoposición de la polilla de la quinua.
- Reconocer las especies de la polilla de la quinua y determinar su dimorfismo sexual.
- Describir el comportamiento de copula de la polilla de quinua.
- Proponer una metodología para la cría de la polilla de la quinua.
- Cuantificar el porcentaje de parasitismo natural en larvas de la polilla de la quinua procedentes de comunidades del Altiplano Centro y Norte y describir los parasitoides encontrados.

2.3. Hipótesis

Ho: No existe diferencias del efecto de las dos condiciones ambientales sobre la ovoposición de la polilla de la quinua.

Ho: No existe preferencia de la polilla de la quinua, por una superficie de la ovoposición.

Ho: No se puede identificar, ni ver diferencias en los caracteres morfológicos de sexo en estado de pupa y adulto.

Ho: No se puede describir el comportamiento de copula de la polilla de la quinua.

Ho: No se puede criar la polilla de la quinua, masivamente.

Ho: Los parasitoides y sus porcentajes de parasitismo natural en larvas de la polilla de la quinua son iguales en las comunidades del Altiplano Centro y Norte.



3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1. Insectos plaga de la quinua

Varios insectos atacan al cultivo de la quinua reportandose 57 especies de insectos fitofagos, de los cuales 24 pertenecen al orden Lepidóptera, 15 a Coleóptera, 4 a Homóptera, 10 a Hemíptera, 2 Thysanoptera, 1 Díptera y 1 Ortóptero (Saravia *et al.*, 2014), insectos que están distribuidos de manera diferencial a lo largo del ciclo del cultivo (Valoy *et al.*, 2011).

3.2. Lepidópteros asociados al cultivo de la quinua

Saravia *et al.*, (2014), hace una actualización taxonomica de los lepidopteros asociados a la quinua donde mencionan que en el Altiplano boliviano son diez especies de lepidopteros asociados al cultivo de quinua, de los cuales 5 fueron catalogadas como plagas claves: *Eurysacca melanocampta*, *Eurysacca quinoa*, *Copitarsia incommoda*, *Helicoverpa títicacae* y *Helicoverpa quinoa*; y 4 como plagas ocasionales: *Copitarsia patagonica*, *Helicoverpa atacamae*, *Dargida acanthus*, *Tatochila mercedis* y 1 como plaga potencial: *Agrotis peruviana*.

3.3. Polilla de la quinua

3.3.1. Taxonomía

Según Delgado (1989) y Rasmussen *et al.*, (2001), la polilla de la quinua presenta la siguiente clasificación taxonómica:

Phylum	:	Arthropoda
Subphylum	:	Mandibulata
Clase	:	Insecta
Subclase	:	Pterigota
Orden	:	Lepidóptera
Sub Orden	:	Frenatae
Super Familia	:	Gelechoidea



Familia	:	Gelechiidae
Tribu	:	Gnorimoschemini
Genero	:	<i>Eurysacca</i>
Especie	:	<i>Eurysacca melanocampta</i> Meyrick
Nombre común	:	“polilla de la quinua” (español), Kcona Kcona (Aymara), Kjako (Quechua)

3.3.2. Descripción morfológica

3.3.2.1. Huevo

Huevos, epifitas y pequeñas, miden de 0.4 a 0.5 mm de longitud y 0,3 mm de ancho, de forma ovoide con superficie liza (Ochoa y Franco, 2013) tiene en principio una coloración blanco brillante semejándose a perlas, a punto de eclosionar los huevos son de color café claro debido a la formación de la cabeza del embrión (Avalos, 1996).

3.3.2.2. Larvas

Las larvas son del tipo eruciforme con tres pares de patas torácicas y cinco pares de patas abdominales, con el aspecto cilíndrico, alargado. Cuerpo verde con máculas castaño claras y oscuras, en disposición longitudinal, en las áreas subdorsales y supraespiraculares. La cabeza, escudo protorácico y placas anales esclerosadas, son de color marrón oscuras, el cuerpo tiene espiráculos pequeños y negros. Los stemapodós con los ganchos biordinales uniseriados en disposición semicircular. La cabeza vista de frente más ancha que larga, triángulo cervical escotado, área frontal algo divergente, epicraneum dilatado, frente triangular alargada, suturas adfrontales bien delimitadas ocelos (6), dispuesto en semicírculo (Ochoa y Franco, 2013).

Las recién eclosionadas son diminutas de color blanco pálido o crema, con la capsula cefálica café y mide 0.8 a 1,2 mm de longitud (Saravia y Quispe, 2003), a medida que van creciendo la coloración varia de un amarillo opaco a una tonalidad verde oscuro, sobre todo en la región del pronoto, pero esto varía de acuerdo al alimento suministrado y las variedades que se les dé a comer (Avalos, 1996). Las larvas pasan por cinco estadios, las larvas de ultimo estadio son de colores variables de amarillo



verdoso a marrón claro oscuro, con manchas difusas marrón oscuro a rosado dispuestas en la región dorsal semejándose a bandas o venaciones lineales, miden de 10 a 12 mm de longitud y 1,7 mm de ancho (PROINPA, 2005).

3.3.2.3. Pupa

La pupa es obtecta mide en promedio una longitud de 6,5 a 8,1 mm y 1,9 mm de ancho (Avalos, 1996), de coloración marrón oscuro, aspecto subcilíndrico, comprimido dorso ventralmente en la región cefálica e intersticial, ojos subcirculares, primer par de podotecas más pequeños que los palpos labiales. Las podotecas, ceratotecas y pterotecas sobrepasan la mitad del quinto segmento abdominal en los machos y el sexto segmento abdominal en las hembras. Extremo caudal dilatado, cremaster indiferenciable, podría estar sustituido por numerosas cerdas alargadas (Ochoa y Franco, 2013).

3.3.2.4. Adulto

Los adultos son polillas pequeñas su tamaño varía entre 6 a 9 mm de longitud y 14 a 16 mm de expansión alar (Saravia y Quispe, 2005), es de color gris pardusco a amarillo pajizo y cuerpo cubierto con abundante escamas. Cabeza pequeña, pieza bucal tipo sifón con palpos labiales bien desarrollados curvados hacia adelante y arriba, estos apéndices son bien desarrollados, presentan palpos maxilares sumamente pequeños los cuales también están recubiertos por escamas, antenas filiformes largas que sobrepasan la mitad de la longitud del cuerpo (Saravia *et al.*, 2014), las alas anteriores son alargadas con manchas negruzcas en la región banal, con una estrecha banda central más oscuro a lo largo, con dos manchas oscuras ovoides en el centro de la ala, nítidamente rodeada por escamas claras alas posteriores triangulares de color pajizo, (Ortiz y Zanabria, 1979; Povolný, 1997; Rasmussen *et al.*, 2001) en las tibias del segundo par de patas, con dos espolones basales, tibias de la patas posteriores, con 2 espolones intersticiales y 2 basales (Ochoa y Franco, 2013).

3.3.3. Ciclo biológico

La polilla de la quinua es una especie con una metamorfosis completa, durante su vida pasa por cuatro estados que comprenden: huevo, larva, pupa y adulto. La duración de



cada estado varía en función de las condiciones ambientales de laboratorio o las condiciones en campo del Altiplano Boliviano, en campo se reporta de dos a tres generaciones durante el periodo del cultivo (Quispe *et al.*, 2014).

Según Quispe *et al.*, (2014), citando a Quispe (2002), el ciclo de vida de la polilla de la quinua en condiciones de laboratorio (20 +- 3 °C, 60 +- 5 % HR y 12 horas luz de fotoperiodo) es de 75 días. También menciona a Flavio, (1997), donde sus estudios muestran que el ciclo biológico de *E. melanocampta* es de 28 días si son criados a 24 °C y de 56 días si son criados a 22 °C, mostrando que el ciclo biológico de esta especie varía con la temperatura y el lugar donde se realizó el estudio (Cuadro 1).

Cuadro 1. Duración del ciclo de la polilla en campo y laboratorio

	Estado de desarrollo (Duración en días)				
	Laboratorio (Avalos 1996)	Laboratorio (Quispe 2002)	Laboratorio (Ochoa y Franco 2013)	Campo (Quispe 1979)	Campo (Saravia y Quispe 2003)
Huevo	7	7	10	8	9
Larva 1er estadio	5		8	8	5
Larva 2do estadio	4		6	5	4
Larva 3er estadio	4		6	5	4
Larva 4er estadio	6		6	9	6
Larva 5to estadio	8	27 (total)	22		8
Pupa	24	20	31	33	23
Adulto	20	21	24	64	55
Total	78	75	113	132	114

Fuente: Elaboración propia en base a: Avalos (1996), Saravia y Quispe (2003), PROINPA (2005), Ochoa y Franco (2013) y Quispe *et al.*, (2014).

Del anterior cuadro podemos indicar que ensayos realizados en laboratorio el ciclo de vida en promedio es de 89 días, y en campo es de 123 días en promedio.

Quispe *et al.*, (2014), indica que recientemente se ha comprobado que un gran porcentaje de las polillas de la última generación pasan el invierno en estado de adulto en diapausa refugiados particularmente en las matas de la paja brava, y solo un menor porcentaje pasa en estado de pupa.



3.3.4. Biología y comportamiento

La infestación de los adultos de polilla en los campos de quinua ocurre cuando la polilla emerge de la pupa y los adultos de polilla existentes de campo despiertan de la diapausa (Quispe *et al.*, 2014). Los mismos autores, señalan que esta especie tiene una actividad nocturna y crepuscular, que la postura de huevos la realiza en los glomérulos tiernos y axilas de las inflorescencias de la quinua, los cuales son colocados en grupos de 2 hasta 12 huevos, los que permanecen unidos por una sustancia mucilaginosa. El número de huevos es de 200 huevos por hembra (Ochoa y Franco, 2013; Saravia y Quispe, 2005), Quispe *et al.*, (2014), menciona a Flavio (1997), quien determina que el número máximo de postura de cada hembra es de 300 huevos, por otro lado Mujica (1993), afirma que el promedio de huevos por postura es de 30 a 40.

Las Larvas eclosionadas se alimentan del parénquima de las hojas de quinua y posteriormente atacan la inflorescencia, destruyendo los granos de quinua. Una característica, de las larvas, es su modo de desplazamiento rápido, se observó también que el ataque de esta plaga es más intenso en períodos de sequía, con temperaturas relativamente altas (Ochoa y Franco 2013).

En caso de infestaciones intensas, las plantas aparecen totalmente comidas las hojas y en pocos días pueden llegar a destruir el cultivo, la generación dada, entre marzo y mayo, las larvas atacan las plantas en la fase de maduración, alimentándose de los granos en formación (grano pastoso) y maduros en el interior de las panojas (Saravia y Quispe, 2005).

El ataque de esta plaga puede prolongarse en las parvas durante el secado de las plantas de quinua, por tanto las larvas de la última generación son las que ocasionan los mayores daños económicos al cultivo de la quinua (Saravia y Quispe, 2003).



3.3.5. Fluctuación de la polilla de la quinua

3.3.5.1. Fluctuación de larvas

La densidad larval durante el desarrollo del cultivo es variable y ascendente, existiendo dos generaciones: la primera tiene menos cantidad de larvas que la segunda generación, los factores de densidad son dependientes de factores bióticos (predadores y parasitoides) y abióticos (clima y suelo), sin embargo el clima tiene un efecto directo en el desarrollo del insecto e indirecto en la abundancia y escasez de alimentos de la polilla de la quinua (Ortiz, 1993, citado por Quispe *et al.*, 2014).

Asimismo, la fluctuación de las larvas están influenciadas por el estado fisiológico de la planta, las condiciones climáticas como: temperatura, humedad y precipitación, siendo que no hay preferencias en el ataque de la plaga a las variedades, o por la ecoregión que se cultiva la quinua (Crispín, 2009; Mamani, 2009; Lutino, 2009; Gutiérrez, 2013).

Como se muestra en la Figura 1, Crispín (2009), menciona que la fluctuación demográfica en la primera generación de las larvas de la polilla no presenta una preferencia relevante por alguna variedad, varía de 1 a 2 larvas entre variedades, mientras que en la segunda generación se observó una diferencia de 6 larvas en la fase de grano masoso y 3 larvas en la fase de madurez fisiológica, sin embargo las variedades Toledo y Jiwaki alcanzan las mayores poblaciones de larvas de polilla.

La fluctuación de larvas de la polilla de la quinua en la gestión agrícola 2007-2008, determina la presencia de dos generaciones, en la primera generación se comporta minando y defoliando las hojas, mientras que la segunda generación destruye el grano de quinua, el establecimiento de larvas de la polilla en la segunda generación esta directamente influenciada por el descenso de la humedad relativa del ambiente, factor que generó las condiciones necesarias para su desarrollo (Lutino, 2009).



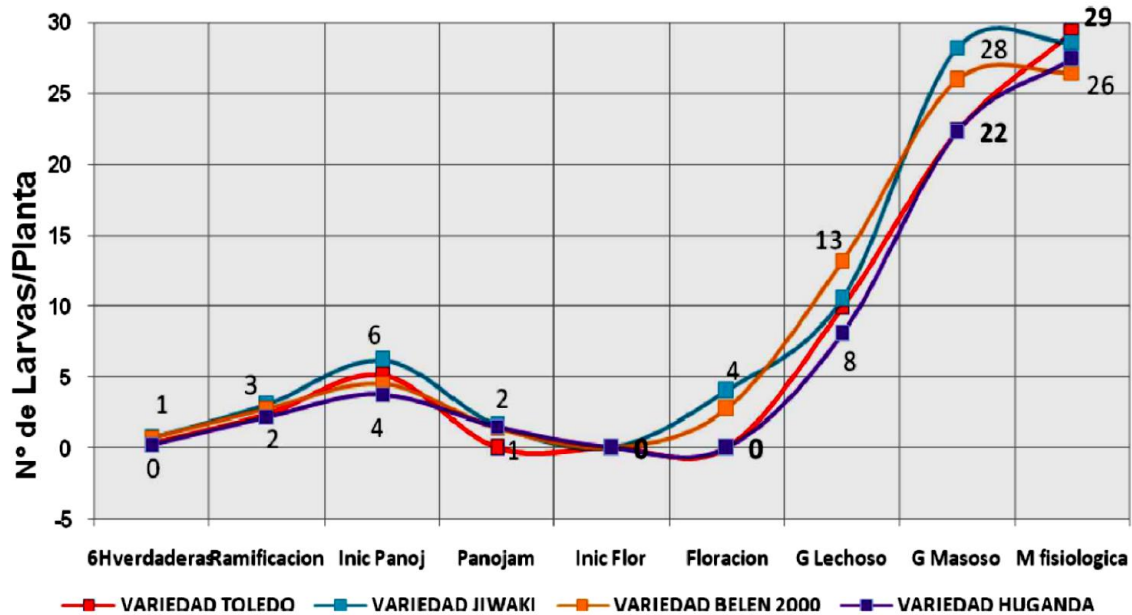


Figura 1. Fluctuación de larvas de la polilla de la quinua por variedad y fase fenológica en la gestión agrícola 2007 – 2008 en la parcela sin control en la comunidad Iñacamaya. Fuente: Crispín (2009)

3.3.5.2. Fluctuación de la pupas de polilla

Saravia y García, (2010), mencionan que a principios de marzo se empieza a registrar las primeras pupas de polilla de la quinua, valores que se incrementan hasta alcanzar el máximo de 140 pupas el 28 de marzo 2008, a partir de esta fecha la cantidad de pupas vivas va descendiendo drásticamente hasta registrar cero a principios de mayo y continuar así en junio, julio, agosto, septiembre y octubre, hay más pupas cuando el cultivo está maduro, al inicio de la cosecha. Las pupas vacías de la polilla se empezaron a registrar desde la última semana de marzo (28 mar 2009), incrementándose hasta registrar 50 pupas vacías el 26 de junio del 2009, confirmando que la polilla de la quinua está en estado adulto en el invierno y no en estado de pupa como se asumía. Donde concluyen que un gran porcentaje de la población de la polilla de la quinua no pasa el invierno en estado de pupa si no que empiezan a eclosionar unos 20 días después de la cosecha de quinua.



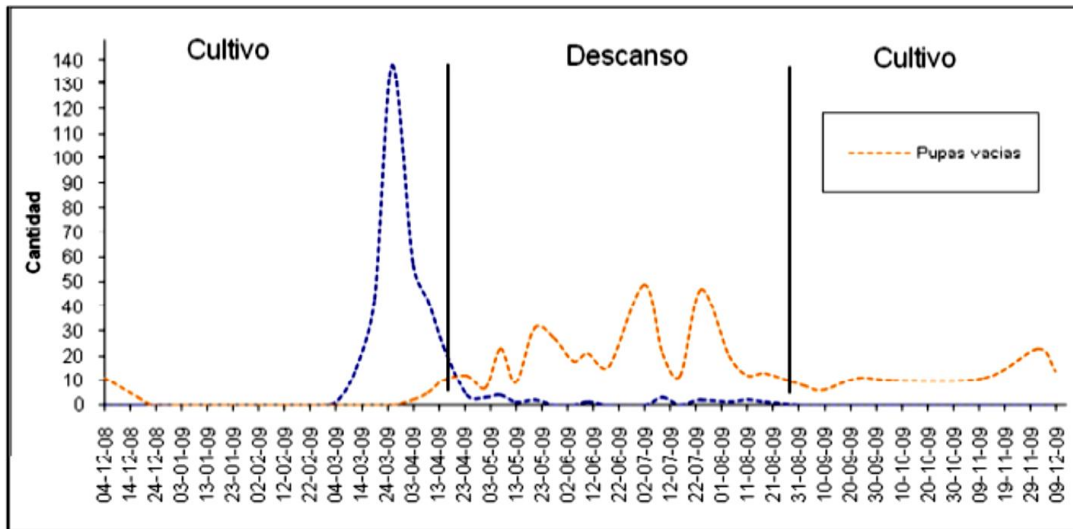


Figura 2. Resultado de los muestreos de pupas de la polilla de la quinua desde diciembre del 2008 a diciembre del 2009, en la comunidad de Viroxa, Altiplano Sur.

Fuente: Saravia y García, (2010)

3.3.5.3. Fluctuación de adultos de la polilla de la quinua

La fluctuación de adultos de *E. melanocampta* y el complejo ticonas, evaluadas con trampas luz de noviembre a junio, menciona que en el mes de noviembre observa la presencia de adultos de *E. melanocampta* aproximadamente 3 adultos/trampa, cuando la mayoría de los cultivos de quinua de las diferentes variedades están en la fase de ramificación a inicio de panojamiento entonces inician su declive de población aproximadamente para el mes de enero donde comienza la época de lluvias, antes llegan a un máximo de 5 adultos/trampa (Lutino, 2009).

En cuanto pasa ésta época las larvas que sobrevivieron al lavado provocado por las lluvias empupan y se transforman en adultos, mismos que reaparecen para la madurez fisiológica de los cultivos, alcanzando a 11 adultos/trampa; Durante el periodo de la cosecha su población es afectada por perturbaciones y movimientos de plantas, formación de parvas y demás, pero luego se nota un aumento en la población adulta llegando a 9 adultos/trampa a comienzos del mes de abril; disipándose para los meses de mayo y junio, este comportamiento de fluctuación de los adultos de la polilla también



ocurre en los Altiplano de Centro y Norte (Quispe *et al.*, 2014; Gutiérrez 2013; Lutino 2009; Mamani 2009).

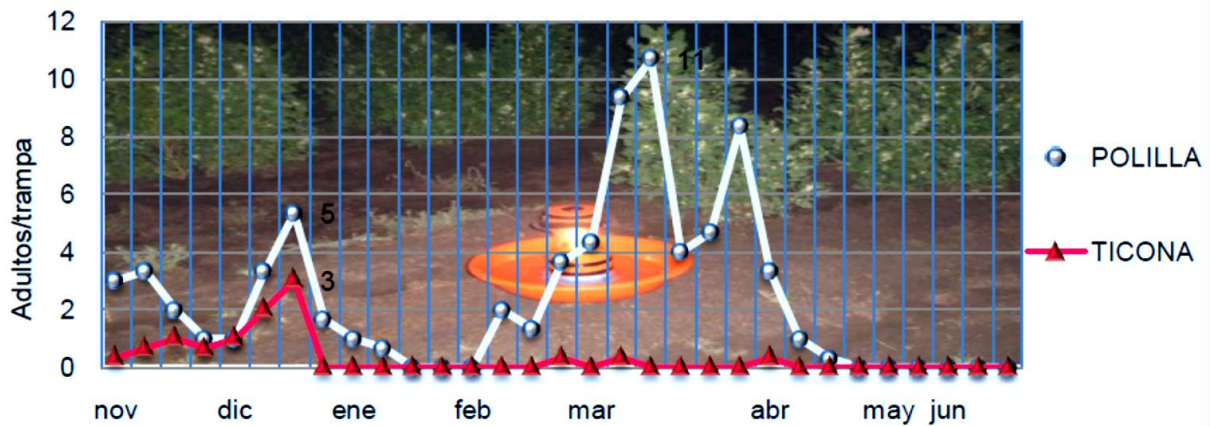


Figura 3. Fluctuación de adultos de *Eurysacca melanocampta* M. y el complejo ticonas. Año agrícola 2007-2008. Estancia Irpani, Salinas de Garci Mendoza, Oruro.

Fuente: Lutino (2009)

3.4. Formas de control de la polilla de la quinua

El manejo de plagas en el cultivo de quinua está referido fundamentalmente al control que el agricultor puede realizar para prevenir y/o controlar y así evitar los daños económicos; Una vez identificadas las plagas que causan daño económico al cultivo de quinua, es necesario conocer qué tipo de control se puede aplicar y en qué momento se lo debe hacer, para esto existen varios tipos de control que se puede aplicar en función de la plaga que esté presente.

3.4.1. Control cultural

Es uno de los métodos más económicos, según Solid OPD, (2010), propone realizar labores propias del manejo agrícola de manera efectiva y oportuna, para dificultar la aparición y supervivencia de plagas y enfermedades. Ello supone realizar, a tiempo y adecuadamente, la preparación del suelo, los riegos posteriores, los deshierbes, los cambios de surco o aporques, la cosecha y los tratamientos propios de la postcosecha.



3.4.2. Control manual o mecánico

El control mecánico consiste en recoger a mano insectos en estado de huevo, larvas, pupa o adultos; así como en retirar del campo de cultivo a las plantas enfermas o las partes de algunas de ellas que estén afectadas por la plaga o enfermedad (Solid OPD, 2010). Así mismo consiste en recolectar larvas, PROINPA, (2005), menciona que las colectas de larvas de ticono se lo puede hacer en forma manual, en cambio larvas de polilla se puede sacudir en lonas y sacudiendo la planta o soplando la panoja para que vayan saliendo.

3.4.3. Control físico

Solid OPD, (2010), menciona que se trata de destruir la plaga usando medios como el calor y el agua. Ejemplo: El riego por inundación para ahogar las larvas que están en el suelo o pupas existentes en el suelo.

3.4.4. Control etológico

Bedregal, (2006), menciona que se refiere a aprovechar el comportamiento de los insectos, los cuales se sienten atraídos por estímulos físicos - químicos como: la luz, colores (como el amarillo), olores (como el olor a amoníaco), etc.

Saravia *et al.*, (2014), muestra que el uso de trampas luz es un dispositivo que atrae a los insectos adultos de las mariposas nocturnas y en menor grado a polillas para capturarlos y matarlos. Básicamente consiste en una fuente de luz clara y de un mecanismo de captura que contiene agua con un poco de detergente para romper la tensión superficial del agua e impedir la fuga de los insectos. Una desventaja del uso de la trampa luz es que atrae y captura una gran diversidad de mariposas nocturnas, muchas de las cuales no son plaga, por lo que la trampa luz es para toma de decisiones, siempre y cuando se conozcan las plagas presentes.

3.4.5. Control legal

El control legal consiste en las disposiciones obligatorias que dicta el gobierno con el objeto de impedir el ingreso al país de plagas o enfermedades; o retardar su propagación o dispersión dentro del país, dificultar su proliferación, determinar su



erradicación y limitar su desarrollo. Todo esto mediante la reglamentación de cultivos (Bedregal, 2006). Mencionar que para la polilla de la quinua no existe un control legal.

3.4.6. Control químico

El método de control químico consiste en el uso de productos sintéticos o químicos. El cual se recomienda usarlos sólo en caso que la plaga o enfermedad ha alcanzado mayores niveles de gravedad al nivel de daño económico. Cabe señalar que estos productos, entre los que se encuentran los insecticidas, fungicidas, bactericidas, han evolucionado notablemente haciéndose más específicos para el insecto, hongo o bacteria que buscan combatir (Solid OPD, 2010).

Saravia *et al.*, (2014), menciona que hay dos formas de producir quinua: la orgánica y la convencional. Dentro la orgánica hay tres productos: *Bacillus thuringiensis* que tiene un porcentaje de eficiencia del 63%, Caldo sulfocálcico con una eficiencia del 35% y Espinosad con un porcentaje de eficiencia de 93,5%, mencionar que Crispin, (2009), hace la aplicación de succes (Espinosad) en dos oportunidades en parcelas de quinua controlada en las fases de inicio de panojamiento y grano lechoso los que muestran un control por encima del 91% de eficiencia, lo cual nos determina que la parcela controlada tiene una producción que no está influenciada por el efecto destructivo de los insectos plaga; El uso de insecticidas de síntesis química son permitidos en la producción convencional, por su ventajas de: control rápido y eficiente y a menor costo; pero a largo plazo causa efectos de eliminación de enemigos naturales, daño al medio ambiente y daños a la salud de los agricultores. Los productos más utilizados en Bolivia para la producción convencional son del grupo Piretroides: Cipermetrina, Lambda-cyhalotrina y Diamidas antranícas (Saravia *et al.*, 2014).

3.4.7. Control genético

Uno de los primeros intentos para evaluar la resistencia de ciertos genotipos de quinua al ataque de las plagas consistió en evaluar la afluencia numérica de larvas de ticona y larvas de polilla en plantas de diferentes colores Chucapaca (roja) y Huaranga (verde) (IBTA/Quinua, 1986). Los resultados mostraron que no existe una diferencia



entre el número de larvas de ticona y de polilla en esta variedades (Saravia y Quispe, (2005).

Saravia y Quispe, (2005), en otro trabajo realizado en las campañas agrícola 1996 – 1997, donde se evaluó la resistencia a ocho accesiones de quinua al ataque de las larvas de ticona. El trabajo se hizo en laboratorio con dos métodos: prueba con opción y sin opción, los resultados mostraron que las larvas de los tratamientos cinco (accesión 700) y seis (accesión 688), registraron los menores pesos larvales a los 20 días, así mismo se alargó la duración del estado larval. Hace mención a otro trabajo realizado en Patacamaya en la gestión agrícola 1997 – 1998, donde hace ensayos de tolerancia de 4 genotipos al ataque de larvas con el método de sin opción, donde los resultados muestran que la accesiones 601, 688 y 700 registran menores pesos a los 20 días, pero en un análisis de varianza muestran que no son significativas.

3.4.8. Control biológico

Nicholls, (2008), menciona que el control biológico es una forma de manejar poblaciones de animales o plantas. De Bach, (1964), menciona que consiste en el uso de uno o más organismos para reducir la densidad de una planta o animal que causa daño al hombre. Así, el control biológico puede definirse como el uso de organismos benéficos (enemigos naturales) contra aquellos que causan daño (plagas).

3.4.8.1. Predadores

Existe una gran diversidad de predadores, tanto en Bolivia como en Perú, los reportes incluyen miembros de las órdenes Coleóptera (Carabidae, Cicindelidae y Coccinellidae), Hymenópteras (Sphecidae), Díptera (Asilidae), Neuroptera (Hemerobius tolimensis; Hemerobidae), (Quispe, 2014).

3.4.8.2. Entomopatógenos

Entre los entomapatogenos están los virus, bacterias, hongos y nematodos, hasta el momento no existen reportes que se hayan encontrado específicamente para la polilla de la quinua sin embargo se realizó intentos de multiplicar *Baculovirus phthorimaea* en *Eurysacca melanocampta* así menciona Quispe, (2002), quien llega obtener el 53.60



a 59.41 % de eficiencia con un requerimiento de un periodo de multiplicación de 21 días para manifestar su acción de control sobre las larvas de la polilla de la quinua, como ocurre en el control de la polilla de la papa (*Phthorimaea operculella*).

3.4.8.3. Parasitoides

Son organismos generalmente monófagos, que en su estado inmaduro, las larvas se alimentan y desarrollan dentro, o sobre el cuerpo de un solo insecto hospedero, al cual matan lentamente, ya sea que se trate de huevecillos, larva, pupa o muy raramente adulto de éste. En la mayoría de los casos consumen todo o la mayor parte del hospedero el cual al término de su desarrollo larvario le causan la muerte y forman una pupa ya sea en el interior o fuera del cuerpo. Normalmente, son más pequeños que el hospedero. En el estado adulto, los parasitoides son de vida libre y frecuentemente se alimentan de mielecilla, néctar, polen o desechos orgánicos de origen vegetal o animal (Nájera y Souza, 2010).

3.4.8.3.1. Parasitoides de la polilla de la quinua

Resultados de varios trabajos muestran que el parasitismo promedio está en 40 % y el complejo de parasitismo está compuesto por 9 especies de parasitoides de los cuales 7 corresponden al orden Hymenóptera de las familias Braconidae (*Meteorus sp.*, *Diadegma sp.* y *Microplitis sp.*), Ichneumonidae (*Deleboea sp.*, *Venturia sp.* y *Diadegma sp.*) y Encyrtidae (*Copidosoma sp.*) y dos al orden Díptera (*Phytomyptera sp.* y *Dolichostoma sp.*); donde también se encontraron 2 hyperparasitoides, los cuales corresponden al orden Hymenóptera de las familias Ichneumonidae (*Zoophthorus sp.*) y Pteromalidae (*Oaxa albiclava Boucek*). (Mamani, 1998; Plaza, 1998; Saravia y Quispe, 2005; PROINPA 2013; Quispe *et al.*, 2014b).

A continuación se describe algunos géneros de parasitoides:

3.4.8.3.1.1. *Deleboea sp.*

Es un endoparasitoide, de color negro (abdomen verde amarillento), de 5 a 5,5 mm de longitud; su cocon es de color blanco y su larva es solitaria. La duración del estado pupal es aproximadamente entre 8 y 9 meses, producto de que esta especie entra en



diapausa, es decir, que interrumpe temporalmente su desarrollo cuando las condiciones no son favorables (Mamani, 1998).

3.4.8.3.1.2. *Venturia sp.*

Mamani (1998), indica que es endoparasitoide de larva, de color negro, mide de 5 a 6 mm de longitud, su cocon es de color café oscuro con un franja blanca en la parte central y su larva es solitaria. La duración del estado pupal es de aproximado 7 meses producto de que esta especie entra en diapausa, aparece como adulto en los meses de noviembre y diciembre, intensificando su presencia en los meses de marzo y abril.

3.4.8.3.1.3. *Meteorus sp.*

Es un endoparasitoide de larva de color negro, de 3,5 a 4 mm de longitud, su cocon es de color blanco amarillento al inicio y amarillo marron hasta antes de emerger como adultos, su duración es de 1, 5 meses, no entra en diapausa. Aparece como adulto en los meses de febrero, intensificando en los meses de marzo y abril (Mamani, 1998).

3.4.8.3.1.4. *Cotesia sp.*

Mamani (1998), es endoparasitoide de larva, de color negro, mide de 3 a 3,5 mm de longitud, su cocon es de color blanco, en estado de pupa dura aproximadamente 1 mes, no entra en diapausa. Aparece como adulto en los meses de octubre, noviembre y diciembre, reduciendo su presencia en los meses de febrero, marzo y abril.

3.4.8.3.1.5. *Copidosoma sp.*

Es un endoparasitoide de huevo, de color negro, mide 1 a 1,1 mm de longitud, sus larvas son gregarias, es decir varias larvas desarrollan en un solo hospedero, pudiendo contabilizar desde 26 a 32 larvas por hospedero. El estado pupal dura entre 7 a 8 meses, entra en diapausa, aparece como adulto en mayor proporción en los meses de noviembre y diciembre, reduciendo en los meses de marzo y abril (Mamani, 1998).

3.4.8.3.1.6. *Phytomyptera sp.*

Mamani (1998), indica que es un endoparasitoide de larva, de color negro, mide de 3 a 3,5 mm de longitud, su pupario es de color café – guindo y su larva es solitaria, su



estado de pupa dura aproximadamente 2 meses. Aparece como adulto en los meses de marzo y abril.

3.5. Manejo integrado de plagas en quinua

El manejo integrado de plagas (MIP) fue propuesto por primera vez en 1957 para promover mecanismos naturales de control biológico e incentivar buenas prácticas agronómicas, así como otras formas de manejo, en lugar de invertir en el uso de plaguicidas (Solid OPD, 2010).

Lino *et al.*, (2014), indica que la Fundación PROINPA desarrollo una estrategia de manejo eficiente en control de plagas de la quinua con énfasis en el uso de feromonas e insecticidas naturales, comercializados en Altiplano Boliviano, logrando cubrir un total de 20.000 hectáreas y reducir las pérdidas en 14.618.275 USD, en beneficio de las familias productoras y del país.

Las feromonas sexuales fueron sintetizadas en un trabajo colaborativo entre los entomólogos de la Fundación PROINPA y la empresa Pherobank de Holanda, para la síntesis de estas feromonas se crío insectos, de los cuales se obtuvieron adultos, se extrajeron las glándulas genitales y enviaron a Pherobank; en esta empresa llegaron a sintetizar y actualmente en el mercado se ofertan feromonas para las especies: *Helicoverpa quinoa*, *Copitarsia incommoda* y *Agrotis andina*. Aun no existe una feromona para la polilla de quinua de ninguna de sus especies (Saravia *et al.*, 2014).

Los bioinsecticidas y ecoplaguicidas, recomendados para el control de larvas del complejo noctuideo y la polilla de la quinua son los que contengan como ingrediente activo al Espinosad, que alcanzan una eficiencia de 93,5 %. Y productos a base de caldo sulfocálcico llegando a una eficiencia de 63 %, esto con la finalidad de hacer una producción orgánica (Saravia *et al.*, 2014).

3.6. Cría de insectos

La importancia de la cría de insectos en laboratorio radica en la necesidad de contar con material disponible en cantidades importantes y en forma permanente para la realización de estudios de diversos aspectos.



Rodríguez, (2008), menciona que las principales objetivos de la cría de insectos en laboratorio dependen de las líneas de investigación desarrolladas ella es útil para: 1) para investigación básica en entomología relacionada con la taxonomía, biología y comportamiento, fisiología, resistencia a insecticidas y transmisión de enfermedades a plantas, hombres y animales, 2) para el desarrollo de nuevas técnicas de control como: sustancias repelentes, atrayentes, insecticidas, feromonas, quimio esterilizantes y reguladoras del crecimiento, 3) estrategias de control genético (técnicas de esterilidad), control biológico (predadores y parasitoides) y microbianos (entomopatógenos), 4) para la obtención de sustancias de utilidad diversas como miel, hilo de seda, alimentación con insectos con propiedades curativas y otros.

3.6.1. Limitantes en la crianza artificial de insectos

Las poblaciones naturales según Strickberger, (1976), mencionado por Gutiérrez (2012), presentan una estructura genética determinada, definida por una alta variabilidad, especificada principalmente por el rol que juega la selección natural sobre ella. Cuando se introduce un determinado número de insectos al laboratorio sólo extraemos una parte de esos insectos del medio natural, el tamaño inicial de la colonia fundadora y la fuerza de selección artificial ejercida sobre esta población cerrada puede conducir a una serie de obstáculos que dificultan el proceso de su masificación.

Según Bartell, (1984; 1985), citado por Gutiérrez, (2012), si las condiciones bióticas y abióticas difieren de las de campo, pueden generar cambios que afecten en mayor o menor medida las características etológicas y fisiológicas de los insectos producidos. En consecuencia, se observa una reducción del vigor por su deterioro genético. A estos problemas deben agregarse factores ambientales que tienen como consecuencia una disminución de fertilidad y fecundidad de los insectos, cambios en hábitos de postura y hasta canibalismo, si las dietas suministradas son deficientes nutricionalmente.



3.6.2. Criterios para iniciar el establecimiento de una cría de insectos en laboratorio

Bartell, (1985), definió una serie de consideraciones citadas por Gutiérrez, (2012), para tener en cuenta y así sobrellevar los posibles problemas o limitantes en el establecimiento de una colonia de laboratorio; ellas son las siguientes:

- a) Evitar problemas de endocría, para lo cual es conveniente trabajar con un tamaño inicial de individuos suficientemente alto, para así establecer una alta heterogeneidad que asegure una maximización de la eficiencia biológica.
- b) Compensar fenómenos de denso-dependencia.
- c) Utilizar fluctuaciones abióticas durante el proceso de multiplicación.
- d) Mantener líneas de laboratorio bien separadas y cruzarlas sistemáticamente para producir un incremento en la variabilidad genética.



Cuadro 2. Cambios de comportamiento por condiciones de laboratorio, en cría masiva de insectos.

Factor	Laboratorio	Ambiente Natural
Temperatura	Estable o pérdida	Fluctuaciones diarias y estacionales. Naturales siderales, foto periódicas
Luz	Artificial o constante o foto periódica estable	Fluctuaciones diarias
Humedad	Suministrado artificialmente	Fluctuaciones diarias y estacionales
Alimento	No suministrado o inadecuado	Activamente buscando cuando se necesita
Refugios	No influencia	Influencia constante o fluctuante
Micro ambiente	Fácil de encontrar	Puede tomar tiempo e implicar consumo de energía
Búsqueda de pareja	Promiscua (Copolación forzada), artificial, restringida	Comportamiento complejo
Aceptación de la pareja	Restringida	Natural, escogen libremente. Dependiente de la densidad o inducida por el ambiente
Puesta de huevos	Ausente o leve	Variable pero generalmente presente
Microflora y micro fauna	Ausente	Intensa y continua
Agua libre	Presente o ausente	Generalmente intensa o esporádica
Dispersión	Feromonas concentradas o ausentes	Feromonas difusas, algunas producidas por plantas
Químico	Presente, baja concentración, pocos tipos	Muchos tipos, concentraciones variables
Partículas	Una fuente, generalmente azúcar en una concentración	Muchas fuentes tipos variables
competencia	Concentrada puede faltar alguna que es necesaria	Difusa, presión de patógenos por adaptarse, variedad presente

Fuente: Parra, P. (1979), mencionado por Echeverría y Enríquez (2006)

Las condiciones que se dé a la cría de insectos, influyen favorablemente o negativamente, a lo que reaccionaran de diferente forma, en el Cuadro 2 se resume los cambios de comportamiento debido a las condiciones de laboratorio.



3.6.3. Condiciones necesarias para la crianza de insectos

Los insectos poseen requerimientos alimentarios que pueden, o no ser esenciales. Estas condiciones varían según la especie, sexo, estado de desarrollo y nivel nutricional de los padres. Estos requerimientos nutricionales esencialmente son proteínas, vitaminas, carbohidratos, lípidos, sales minerales, antioxidantes, sustancias que eviten contaminaciones y agua. Además de las cámaras de cría con 24 ± 3 °C de temperatura, humedad relativa de $50 \pm 20\%$ y fotoperiodo de 16 horas luz, que son condiciones normalmente usadas en general para la crianza de varios tipos de lepidópteros (Rodríguez, 2008).

3.6.4. Cría de insectos en laboratorio

La cría de algunas especies en laboratorio es muy difícil porque no se logra reproducir las condiciones de campo, el cambio mínimo de estas condiciones pueden repercutir en la copula, la postura de huevos, o el desarrollo normal de una larva, ya que no se llega a reproducir las condiciones ideales como ellos tienen naturalmente (Rodríguez, 2008).

3.6.5. Cría de insectos por el método de rancheo

Este método consiste en la asociación de la cría sostenida en vida libre o condiciones iguales con formas de producción *ex situ* (cautividad). El medio natural sostiene la generación parental, la cual oviposita en sus respectivas plantas hospederas donde el productor recolecta los huevos y las larvas que luego son criadas en cautiverio, minimizando así la mortalidad de estadios inmaduros y luego se retorna los adultos al medio natural igual al extraído. Esta terminación y esta forma de cría de insectos lo menciona Gómez, (2006), en su trabajo de plan de manejo propuesto para la cría de mariposas promisorias como alternativa productiva, donde menciona que bajo este sistema hay una explotación sostenible y se desarrolla trabajos de investigación con alternativas de manejo de la biodiversidad.



3.7. Efecto de los factores climáticos en la población de Insectos Plaga

Huffaker *et al.*, citados por Ortiz *et al.*, (2004), mencionan que los factores climáticos tienen influencia directa (ciclo de vida, reproducción, desarrollo, fecundidad y longevidad de los insectos plaga) e indirecta (abundancia y escasez de alimentos) en la tabla de vida de los insectos plaga.

La temperatura es uno de los factores ecológicos más importantes y que erradamente se confunde como sinónimo de calor, el calor es una forma de energía (medida en calorías) que pasa de un sistema a otro, debido a diferencia de temperatura (medida en °C, por ejemplo), el mismo autor indica que la temperatura influye directa como indirectamente en los insectos plaga, influye directamente cuando afecta su desenvolvimiento y comportamiento e influye indirectamente en su alimentación (Gallo *et al.*, 1988).

La precipitación llega a tener un efecto en la humedad relativa del medio ambiente, y es por esa razón que la precipitación se hace un factor secundario, siendo que la densidad poblacional de los insectos plaga, varía de forma directa por la relación de la humedad existente en el medio ambiente (Gallo *et al.*, 1988).

Por otra parte Mamani (1998), menciona que en la mayoría de los artrópodos se observa una disminución de su potencial reproductor cuando se presenta una reducción de la humedad.



4. LOCALIZACIÓN

La investigación se llevó a cabo en el laboratorio de Entomología e invernadero del Centro K'iphak'iphani, dependiente de la Fundación PROINPA, ubicado a 4 Km al Sur de la población de Viacha, Provincia Ingavi, Departamento de La Paz. K'iphak'iphani geográficamente está ubicado a 16°40'30" de Latitud Sur y 68°17'58" de Latitud Oeste, a una altura de 3880 msnm (PROINPA, 2005).

Además, para la colecta de larvas se visitaron las siguientes comunidades:

Cuadro 3. Comunidades donde se recolecto material biológico en las campañas agrícolas 2012-2013 y 2013-2014

Nº	Zona	Departamento	Provincia	Comunidad	Ubicación geográfica	Altitud (msnm)	Colecta larvas	
							2013	2014
1	AN	La Paz	Los Andes	Lacaya	16°22'01"LS 68°40'55"LO	3831	X	X
2	AN	La Paz	Los Andes	Kallutaca	16°31'35"LS 68°18'43"LO	3914		X
3	AN	La Paz	Ingavi	Taraco	16°27'35"LS 68°51'25"LO	3862		X
4	AC	La Paz	Ingavi	K'iphak'iphani	16°40'24"LS 68°17'49"LO	3868		X
5	AC	La Paz	Ingavi	Letanías	16°40'34"LS 68°18'06"LO	3905		X
6	AC	La Paz	Ingavi	Contorno Arriba-Copalacaya	16°41'14"LS 68°18'12"LO	3918	X	X
7	AC	La Paz	Ingavi	Contorno Centro	16°41'37"LS 68°19'57"LO	3895	X	
9	AC	La Paz	Ingavi	Cañaviri	17°22'54"LS 67°40'35"LO	3818	X	
10	AC	La Paz	Aroma	Villa Marquirivi	16°54'58"LS 68°15'54"LO	3952	X	
11	AC	La Paz	Aroma	Colquencha	16°55'43"LS 68°15'02"LO	3994	X	
12	AC	La Paz	Aroma	Viscachani	17°20'42"LS 67°11'08"LO	3805	X	
13	AC	Oruro	Saucari	Calpaya	18°06'59"LS 67°08'58"LO	3714	X	
Total							8	6

AN= Altiplano Norte, AC=Altiplano Centro



5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Materiales

5.1.1. Material biológico

El material biológico que se utilizó en la presente investigación estuvo constituido por larvas de polilla de la quinua (*Eurysacca melanocampta*), las cuales fueron colectadas en parcelas de quinua de agricultores, infestadas con la plaga, en diez comunidades del Altiplano Centro y tres del Norte como se detalla en el Cuadro 3.

5.1.2. Material de campo e invernadero

Como material de campo se utilizó tapers de plástico cuadrados de 1.3 litros y planos rectangulares de 1 litro, lonas medianas de 1 x 1 m, pinzas entomológicas suaves, lupa, libreta y marcadores. En invernadero se utilizó semilla de quinua de las variedades Kurmi y Jacha Grano, manguera, picota, pala, herramientas de jardinería, macetas, turba, urea, libreta de campo, cámara fotográfica, jaulas de acero de 2*1.5 m de base y 1.8 m de altura (estructura de fierro cuadrangular, cubierto por forro de tela tool, el cual estaba costurado a medida de las dimensiones del estructura de la jaula, con un cierre vertical en el frente para el ingreso).

5.1.3. Material de laboratorio

Los materiales de laboratorio empleados fueron: temporizador digital marca Zica, vaporizador eléctrico de 5 litros marca k´az, estufa de aceite de 7 elementos marca Délonghi, termo-hidrometro marca Fisher Scientific, estereoscopios: 1 con medición regulable con dos focos de 2x y 4x de marca Novo y uno regulable a profundidad de hasta 4x de marca Leica, vernier digital de marca Truper, autoclave, pinzas suaves entomológicas, agujas entomológicas, cajas entomológicas, succionador entomológico, red entomológica, lupa, frasco letal, extensor de alas y alcohol al 70 %, porta objetos, cajas Petri de vidrio y plástico, vaso precipitado, matraz Erlenmeyer, pipetas, gradillas, licuadora, tela tul, tela polar, papel sabana, grano de quinua, miel, papel toalla absorbente, piceta, lámpara, algodón, ligas, pinceles números 00, 0, 1 y 5, desinfectantes para bacterias y hongos, tapers de plástico cuadrados de 1 kilo y



planos rectangulares de 1 litro, 4 jaulas de madera de 0.5 x 0.5 m de base y 1 m de altura (con marco de madera y base de cartón prensado, en la cara frontal tuvo una puerta, forrado con malla milimétrica antiafido de 3 mm , con manga de tool al centro, las caras laterales, la cara posterior y el techo también fueron recubiertos con la malla antiafido).

5.2. Métodos

El trabajo se lo realizó en dos campañas agrícolas: 2012-2013 y 2013-2014, antes de cada campaña, se realizaron trabajos preliminares para ajustar la metodología en condiciones controladas, superficies de ovoposición y tipo de jaula de multiplicación más adecuada (Anexo 1 y Anexo 2).

5.2.1. Metodología año agrícola 2012 – 2013

5.2.1.1. Colecta de larvas de polilla de quinua

Las larvas de polilla de quinua fueron colectadas de: 1 comunidad ubicada en el Altiplano Norte (Lacaya) y 7 comunidades ubicadas en el Altiplano Central (Contorno Arriba, Contorno Centro–Copalacaya, Cañaviri, Villa Marquirivi, Colquencha, Viscachani y Calpaya) (Cuadro 3), las fechas de colectas por cada lugar vario de 1 a 3 veces por comunidad. Las colectas de larvas se lo realizó utilizando el método de la lona, que consistió en colocar una lona de 1 m cuadrado en la base de la planta, sacudir y soplar cuidadosamente la panoja para provocar la caída de las larvas, colectarlas en tapers plásticos cuadrados de 1,3 litros de capacidad, que contenían en su interior hojas y panojas de quinua frescas para trasladarlos al laboratorio de entomología de K'iphak'iphani.





Fotografía 1. Colecta de larvas campaña agrícola 2012-2013

5.2.1.2. Cría de larvas en laboratorio

La cría de la polilla de la quinua se implementó siguiendo sugerencias de PROINPA (2008) y experiencias de los ensayos previos, se implementó de la siguiente forma:

- a) Las larvas de polilla de quinua colectadas de campo fueron colocadas en tapers cuadrados de un kilo de capacidad, colocando 200 larvas por cada envase.
- b) Una vez las larvas en los tapers fueron alimentadas con una frecuencia de un día por medio con hojas y panojas de quinua obtenidas de plantas cultivadas en invernadero, hasta que alcancen el estado de pupa.
- c) Las pupas fueron colectadas manualmente, escogiendo una por una entre las hojas y panojas, teniendo el cuidado de no maltratarlas.
- d) Posteriormente, se contabilizó las pupas sanas, pupas abortadas, larvas muertas y cocones de parasitoides.
- e) Las pupas sanas se colocaron en recipientes pequeños de 100 ml, que contenían en la base papel secante para que maduren hasta la emergencia de los adultos.
- f) Una vez obtenidos los adultos fueron colocadas en las jaulas de cría y alimentados con miel y agua (relación 2:1).



5.2.1.3. Evaluación de dos condiciones ambientales para la ovoposición de la polilla de la quinua

Para evaluación de las condiciones ambientales, se adecuaron dos ambientales: ambiente 1 con 25°C, 70% y ambiente 2 con 20°C, 60%; colocando estufas y vaporizadores para la regulación y estabilidad en ambos ambientes.

5.2.1.4. Preferencia de superficies de ovoposición

Los tratamientos para las superficies de ovoposición fueron tres: 1) banda de papel sabana de 0.10 x 0.50 m., (esto por la experiencia de cría que se tiene en la cría de *Copitarsia incommoda*; Choquehuanca, 2011), 2) planta de quinua en estado de floración en maceta (El ataque de la segunda generación de larvas es mas en estado de floración, Crispín, 2009) y 3) un pocillo con grano de quinua (el ataque de las larvas se da también en la madurez de la planta, Lutino, 2009), estos tratamientos tuvieron tres repeticiones las cuales fueron distribuidas al azar al interior de la jaula de madera con dimensiones 0.5 x 0.5 m de base y 1 m de altura, donde se liberó 100 adultos de polilla de quinua; se colecto y reemplazo día por medio las superficies de ovoposición, por 20 días, de donde se evaluó el número de huevos por superficie y fecha colectada

5.2.1.4.1. Factores de estudio

Los factores y niveles de estudio fueron las siguientes:

Factor A		Factor B	
Nivel	Descripción	Nivel	Descripción
a1	25°C, 70% HR	b1	Papel sabana
a2	20°C, 60% HR	b2	Planta de quinua
		b3	Grano de quinua

En el cuadro 4 muestra los tratamientos, los factores, combinación y la descripción de cada uno de los tratamientos.



Cuadro 4. Descripción de los tratamientos

Tratamiento	Factores	Descripción de cada tratamiento
T ₁	a1 x b1	25°C, 70% HR con papel sabana
T ₂	a1 x b2	25°C, 70% HR planta de quinua
T ₃	a1 x b3	25°C, 70% HR con grano de quinua
T ₄	a2 x b1	20°C, 60% HR con papel sabana
T ₅	a2 x b2	20°C, 60% HR con planta de quinua
T ₆	a2 x b3	20°C, 60% HR con grano de quinua

5.2.1.4.2. Variables de respuesta

- **Numero de huevos por superficie de ovoposición y condición ambiental.-** Para la evaluación se planteó contar: el número de huevos por superficie y el número de huevos por condición ambiental.
- **Porcentaje de huevos fértiles.-** fueron calculados con la siguiente formula:

$$\text{Porcentaje de huevos fértiles} = \frac{\text{N}^{\circ} \text{ de huevos eclosionados}}{\text{N}^{\circ} \text{ de huevos totales}} \times 100$$

- **Longevidad de los adultos.-** Se observara el tiempo de vida dentro de la jaula y en cada condición ambiental.

5.2.1.4.3. Análisis estadístico

Los resultados fueron analizados bajo un diseño completo al azar (DCA) con arreglo factorial de dos factores, con el siguiente modelo lineal (Ochoa, 2008).

Modelo lineal:

$$x_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \epsilon_{ijk}$$

Dónde:

x_{ijk} = Una observación cualquiera.



μ = Media general.

α_i = Efecto del i-ésimo nivel del factor A (dos condiciones ambientales)

β_j = Efecto del j-ésimo nivel del factor B (superficies de ovoposición)

$(\alpha\beta)_{ij}$ = Efecto del i-ésimo nivel del factor A con Efecto del j-ésimo nivel del factor B (Interacción de dos condiciones ambientales con las superficies de ovoposición).

ϵ_{ijk} = Error experimental.

Posterior al análisis de varianza se realizó la prueba de Duncan con un nivel de confianza de 0,05 (Ochoa, 2008).

5.2.1.5. Porcentaje de parasitismo natural en larvas de polilla de quinua

Las actividades realizadas fueron las siguientes:

- a) Colecta de larvas de campo (como se explica en el punto 5.2.1.1.).
- b) Cría de las larvas (como se explica anteriormente 5.2.1.2.).
- c) Al momento de formarse la pupa de las larvas, se va observando además la formación de cocones de los parasitoides.
- d) Al igual que para la colecta de las pupas se fue colectando los cocones de forma manual uno por uno, teniendo cuidado y delicadeza para que no haya maltrato hacia los cocones (avispas) y puparios (moscas).
- e) Una vez obtenidas los cocones y puparios se las agrupo según la forma, color, tamaño y características comunes entre los cocones y puparios.
- f) Una vez clasificados se registró el número de cocones y puparios por especie, por fecha y por lugar.



5.2.1.5.1. Variables de respuesta

Los cálculos de porcentaje de parasitismo por comunidad, fecha y especie de parasitoide de *Eurysacca melanocampta* se realizaron con las siguientes fórmulas:

$$(\%) \text{Parasitismo/comunidad} = \left(\frac{\text{Numero total de cocones}}{\text{(Numero de larvas colectadas)}} \right) \times 100$$

$$(\%) \text{Parasitismo/especie} = \left(\frac{\text{Numero de cocones por especie}}{\text{(Numero de cocones totales/Numero de larvas colectadas)}} \right) \times 100$$

5.2.2. Metodología año agrícola 2013 – 2014

Por las dificultades registradas en el primer año del trabajo y con el fin de alcanzar los objetivos planteados, para el segundo año se replanteo el trabajo de la investigación, cambiando la variable de respuesta como conteo de huevos por conteo de larvas por lo pequeño y difícil de encontrar los huevos; No se tenía claridad en la taxonomía de las especies de la polilla de la quinua, por lo que este año se realizó su reconocimiento; Además, para asegurar la copula de la polilla se debe tener la certeza del sexo de los adultos, por lo que en este año se determinó el dimorfismo sexual en pupa y adulto; el cual es un factor importante para la relación macho –hembra en proporciones iguales, así menciona Mamani (1998) y Boquín (2002); Conjuntamente se verifico si existe copula dentro de los ambientes ofrecidos, ya que las mismas podrían afectar al proceso de cría, así también menciona Cordero y Santolamazza (2009); estas decisiones se toman por los varios intentos fallidos que se hicieron con las cámaras de cría, superficies de ovoposición y extractos para la incitación para ovipositar (Anexo 1 y Anexo 2).

5.2.2.1. Colecta de larvas de polilla de la quinua 2013-2014

Las larvas de polilla de quinua fueron colectadas en tres comunidades ubicadas en el Altiplano Norte (Lacaya, Kallutaca y Taraco) y tres comunidades del Altiplano Centro (K'iphak'iphani, Letanías y Contorno Centro - Copalacaya) (Cuadro 3), las fechas de



cada lugar vario entre 1 a 3 veces por comunidad. (Se siguió la metodología de colecta del primer año como se explica en el punto 5.2.1.1.).



Fotografía 2. Colecta de larvas gestión 2013-2014

5.2.2.2. Cría de larvas en laboratorio

Se implementó la cría de la polilla de la quinua, ajustando la metodología utilizada en el primer año, además se incorporó nuevos procedimientos al manejo, cuidados en la cría y colecta. Los pasos que se siguieron fueron los siguientes:

- a) Las larvas de la polilla de la quinua llegadas de campo fueron contabilizadas en número de 200 por envase de cría (tapers cuadrado de 1,3 litros), el cual contenía una base delgada de arena (esto ayuda a la formación de la pupa, para formar su cámara pupal, el cual ayudo a la colecta de pupas).
- b) Para la primera alimentación se les ofreció una panoja de quinua, cuya base estaba cubierta con una mota de algodón envuelta con papel absorbente y sujeta con una liga, la misma se humedeció con agua para que se mantenga turgente por más tiempo.
- c) Posteriormente las larvas fueron alimentadas día por medio con hojas frescas de quinua obtenidas de invernadero, hasta la obtención de pupas.
- d) Una vez formadas las pupas fueron colectadas tamizando la arena y las que se encontraban dentro de las hojas fueron extraídos manualmente y con cuidado,



seguidamente las pupas fueron sumergidas en una solución de hipoclorito de sodio al 3% por espacio de 2 a 3 minutos después de la cual fueron enjuagados con bastante agua por el mismo tiempo y se dejó secar a temperatura ambiente.

- e) Una vez secado las pupas se clasifico: obteniendo: pupas sanas, pupas abortadas, larvas muertas y cocones de los diferentes parasitoides.
- f) Una vez seleccionado las pupas sanas se procedió al sexado de las mismas y se colocó en puparios (envases redondos de 200 ml) con una base de papel secante, separados por sexo, hasta la emergencia del adulto.
- g) Los adultos fueron liberados en las jaulas de los tratamientos, las cuales fueron alimentados con gotas de miel con agua (1:1), colocados en la parte superior de las jaulas de cría para la oviposición.

5.2.2.3. Dimorfismo sexual en estado de pupa y adulto

Para determinar el sexo de las polillas en estado de pupa se observó la ubicación de la apertura del poro genital ubicadas en el 8vo y 9no segmento, de 140 pupas, provenientes de la colecta de larvas de las seis comunidades del Altiplano Centro y Norte (criadas desde larvas como se mencionada en el 5.2.2.2.) y separadas por el poro genital, las mismas que fueron trasladadas a la Facultad de Ciencias Puras de la Universidad Mayor de San Andrés (UMSA) donde utilizando una balanza de precisión de 4 decimales de marca KERN Als 220 - 4N, se pesaron las pupas por separado, además se midió con un calibrador digital (escalímetro) de dos decimales de marca Truper el largo de la pupa (desde la cabeza hasta el último segmento abdominal) y el ancho (a la altura del metatórax) . Una vez medido las pupas se colocaron en pequeños frascos de vidrio tapados con una porción de algodón para la aireación hasta la emergencia del adulto. En estado adulto, para la diferenciación del sexo se observó características de la terminación de abdomen, observando también el acoplamiento alar (número de espinas).





Fotografía 3. Pesado y medición de pupas

5.2.2.4. Reconocimiento de las especies de la polilla de la quinua

Para el reconocimiento de las especies se separaron pupas, para la determinación de caracteres morfológicos de sexo en estado de pupa, se hizo el seguimiento de las mismas hasta la emergencia del adulto donde con la ayuda de claves pictóricas de Rasmussen, 2001 y Povolný, 1997, se realizó la diferenciación de las especies de: *Eurysacca quinoae* y *Eurysacca melanocampta*, en base a la descripción de las manchas alares (maculas), las cuales son diferentes en ambas especies. Para la corroboración, estas muestras de especies fueron comparadas con muestras de referencia de los insectos plaga del cultivo de la quinua en la Fundación PROINPA.

5.2.2.5. Descripción del comportamiento de cópula

Para evaluar la frecuencia de copula se realizó evaluaciones periódicas, de una vez cada dos semanas, el cual consistió en observar los adultos de la polilla de la quinua dentro de la jaula entomológica (1.5 x 1 x 1.8 m) en el invernadero y las jaulas pequeñas (0.5 x 0.5 x 1 m) en el caso del laboratorio, se registró el número de copulas por 30 minutos, cada dos horas desde las 18:00 hasta las 00:00, esto con el fin de no perturbar el ambiente y el normal comportamiento de los adultos de polilla, ya que para la evaluación se necesitaba linternas para la observación, la cual se realizó cada dos semanas, registrando 5 fechas en un periodo de 11 semanas que duro el ensayo.





Fotografía 4. Evaluación de cópula de *Eurysacca melanocampta*

5.2.2.6. Evaluación de dos condiciones ambientales para la ovoposición de la polilla de la quinua

A continuación se explica y detalla las dos condiciones ambientales uno en laboratorio y otro en invernadero.

5.2.2.6.1. Condiciones y procedimiento en laboratorio

Se adecuó un ambiente de laboratorio para mantener condiciones controladas de temperatura y humedad, donde se aisló las paredes con plastofórmico (de 2 cm de espesor), para disminución de los extremos de temperatura y humedad, se equipó con un temporizador digital marca Zica, 1 termo-hidrómetro, estufa eléctrica con termómetro - temporizador y 1 vaporizador, para dar condiciones controladas para los bioensayos de T° (temperatura) = $25^{\circ}\text{C} \pm 3^{\circ}\text{C}$ y HR (Humedad Relativa) = $70 \pm 10\%$. El tipo de jaula fue rectangular de madera como se explica a más detalle anteriormente.

Todas las instalaciones del laboratorio, equipos, materiales usados fueron desinfectados con hipoclorito de sodio al 3 % para poder eliminar rastros de posibles patógenos que pudieron afectar a la cría.

Una vez realizado esto se colocó cuatro jaulas de madera (0.5 x 0.5 m de base y 1 m de altura) dentro del laboratorio, y dentro de las jaulas se colocó una planta de quinua en estado de floración en maceta, el cual se cambió cada dos semanas y se realizaba



el conteo de número de larvas cada 2 semanas, esto por un periodo de colecta de 5 fechas durante 11 semanas.



Fotografía 5. Ensayo en laboratorio con jaulas de madera

5.2.2.6.2. Condiciones y procedimiento en invernadero

La cría en condiciones de invernadero fue realizada bajo condiciones climáticas naturales presentes durante el periodo de invierno que se realizó el ensayo. Para las condiciones de invernadero, la evaluación de temperatura fue de 32 ± 10 °C y una Humedad Relativa de 55 ± 15 %, en promedio, en su interior se armó una jaula entomológica, con armazón de fierro cuadrangular forrado con tela tool (como se detalla anteriormente), donde se sembró quinua de la variedad Kurmi, en las cuatro esquinas de la jaula (Mes de Enero), a medida que desarrolló se fue raleando dejando las plantas vigorosas hasta llegar una planta vigorosa en estado de floración; además se colocó una mata de pasto de la especie nazella a un costado de la jaula, el cual cumplió la función de refugio, con todas estas actividades se dio las condiciones a la polilla en época de ataque al cultivo.

Al momento de floración de la planta de quinua (Mes de Abril) se liberó dentro de la jaula cuadrada del invernadero, 100 hembras y 100 machos adultos de polilla, para la ovoposición sobre las 4 plantas que se dejó después de la siembra y el raleo, cada planta se consideró una repetición; de cada planta se realizó el conteo de larvas con el método de la lona, el cual consistió en colocar una manta en el suelo alrededor del cuello de la planta y se empezó a sacudir la planta de forma leve, además se fue



soplando la panoja con el fin de que vayan saliendo y cayendo las larvas, esta actividad se lo realizo cada 2 semanas, durante 5 fechas de las 11 semanas que duro el ensayo.



Fotografía 6. Armado de jaula cuadrada de acero en invernadero

5.2.2.6.3. Variables de respuesta

Para evaluar la influencia de las dos condiciones ambientales se planteó contar el número de larvas totales por ambiente, número de larvas por fecha de colecta y número de larvas por planta de colectada.

Asimismo, se registró la variación de la temperatura y húmeda relativa en los dos ambientes cada día, durante toda la evaluación, además se registró la temperatura y humedad cada hora durante 57 horas (2 días y medio, periodo en que se puede ver la fluctuación), de donde se sacó los promedios durante el tiempo realizado el ensayo y sus fluctuaciones.

Se evaluó también el porcentaje de mortandad de las larvas en ambos ambientes con la siguiente formula:

$$\text{Porcentaje de mortandad} = \frac{\text{N}^{\circ} \text{ de larvas muertas}}{\text{N}^{\circ} \text{ de larvas colectadas}} \times 100$$



5.2.2.6.4. Factores de estudio

Los factores de estudio fueron las dos condiciones ambientales que son:

Factor A		
Nivel		Descripción
a1	25°C, 70% HR	Laboratorio
a2	32°C, 54% HR	Invernadero

5.2.2.6.5. Análisis estadístico

Los resultados obtenidos fueron analizados con un modelo lineal generalizado, con arreglo factorial, con el siguiente modelo lineal:

El diseño fue un modelo lineal generalizado, donde:

$$Y = u + \text{Ambiente} + \text{repetición} + \text{error}$$

u = promedio

Error = muestra anidada en repetición

El modelo de distribución se realizó mediante Poisson, con la función de ligamiento que hizo un logaritmo (equivalente a transformación).

Asimismo, se realizó un análisis estadístico con la prueba de chi cuadrado y la prueba de Duncan.

Para la prueba de chi cuadrado, se debe realizar un contraste donde se disponen los datos en una tabla de frecuencias. Para cada valor o intervalo de valores se indica la frecuencia absoluta observada o empírica (O_i). A continuación, y suponiendo que la hipótesis nula es cierta, se calculan para cada valor o intervalo de valores la frecuencia absoluta que cabría esperar o frecuencia esperada ($E_i = n \cdot p_i$, donde n es el tamaño de la muestra y p_i la probabilidad del i -ésimo valor o intervalo de valores según la hipótesis nula). El estadístico de prueba se basa en las diferencias entre la O_i y E_i , se define:

$$\chi^2 = \sum_{i=1}^k \frac{(O_i - E_i)^2}{E_i}$$



5.2.2.7. Porcentaje de parasitismo natural en larvas de la polilla

Para determinar el porcentaje de parasitismo natural se empleó las mismas larvas que se colecto de las comunidades como se muestra en el cuadro 3, haciendo el seguimiento hasta el momento de la formación de pupa donde las larvas parasitadas mostraron indicios de parasitación por la formación de cocones de los controladores biológicos en vez de la pupa de la polilla.

Las actividades realizadas fueron las mismas de un año anterior, pero mejorando y aumentando algunas actividades, las cuales fueron:

- a) Colecta de larvas de campo (como se explica anteriormente).
- b) Cría de las larvas (como se explica anteriormente).
- c) Al momento de la formación de la pupa de las larvas, se va observando la formación de cocones de los parasitoides.
- d) Al igual que para el sacado de las pupas los cocones también se van vaciando y tamizando de la arena del taper donde se crio las larvas, una vez colectados se los va lavando con hipoclorito de sodio durante 2 a 3 minutos agitándolas hasta que salga los restos de la cámara del cocon o restos de arena. Algunos cocones se quedan a un entre las hojas, las cuales se las va sacando de forma manual con cuidado.
- e) Una vez obtenidas los cocones se las seleccionó por la forma, color, tamaño y características comunes entre los cocones y puparios.
- f) Una vez clasificados se hizo el registro de número de cocones por especie, por fecha y por lugar.

Los cálculos de porcentaje de parasitismo por comunidad, fecha y especie de parasitoide de *Eurysacca melanocampta* se realizaron con las siguientes fórmulas:

$$(\%) \text{Parasitismo/comunidad} = \left(\frac{\text{Numero total de cocones}}{(\text{Numero de larvas colectadas})} \right) \times 100$$



$$\frac{(\%) \text{Parasitismo}}{\text{especie}} = \left(\frac{\text{Numero de cocones por especie}}{\left(\text{Numero de cocones} \frac{\text{totales}}{\text{Numero}} \text{de larvas colectadas} \right)} \right) \times 100$$



Fotografía 7. Selección y conteo de parasitoides

5.2.2.7.1. Descripción de parasitoides

Entre las larvas parasitadas de *Eurysacca spp*, provenientes de distintas comunidades, se pudo diferenciar los cocones, puparios y momias, las cuales se acondicionaron en envases y se esperó hasta el momento de la emergencia de los adultos (cada uno tardo un tiempo en función de su ciclo de vida natural). Los adultos fueron montados para su reconocimiento y con ayuda de claves taxonómicas de Fernández y Sharkey, (2006), además se hizo la comparación con muestras de los laboratorio de la Fundación PROINPA en la ciudad de La Paz y Cochabamba, estas muestras también fueron comparadas con trabajos realizados anteriormente por Mamani, (1998); Saravia *et al.*, (2014), donde muestran fotografías de los parasitoides.

Para la descripción se individualizo a los cocones y se esperó el tiempo de emergencia del adulto, en ambos estados se hizo la descripción de forma, color y tiempos que pasan en cada estado, con la ayuda de un estereoscopio.



6. RESULTADOS Y DISCUSION

El presente trabajo de investigación tuvo una duración de 2 campañas agrícolas 2012 -2013 y 2013 -2014.

6.1. Cría de la polilla de la quinua en la gestión agrícola 2012 – 2013

6.1.1. Procedencia del material biológico y número de polillas y parasitoides obtenidas en laboratorio 2012 -2013

Se colectó y acondicionó larvas de *Eurysacca spp.* de ocho comunidades, una perteneciente a la ecoregión del Altiplano Norte (Lacaya) y siete pertenecientes al Altiplano Centro (Viscachani, Contorno Arriba, Contorno Centro - Copalacaya, Cañaviri, Villa Maquiri, Colquencha y Calpaya) (Cuadro 5), de donde se colectó 3503 larvas y se obtuvo 1761 adultos de la polilla, que fue pie de cría del presente estudio, obtenidas en dos meses de forma escalonada, así mismo se colectó 1318 larvas y/o pupas de polilla parasitadas, que representan en promedio el 37,6 % de parasitismo natural en las comunidades colectadas.

Cuadro 5. Procedencia del material biológico, número de larvas y parasitoides obtenidas en el laboratorio de K'iphak'iphani, Viacha, 2013

N°	Comunidad	Provincia	Ecoregión	Colecta de larvas		Adultos obtenidos		
				Fechas	N°	Polilla	Parasitoides	Mortalidad
1	Lacaya	Los Andes	AN	5-14/Abr/13	618 ⁽³⁾	316	218	84
2	Vizcachani	Aroma	AC	7-27/Abr/13	700 ⁽³⁾	311	313	76
3	Contorno Arriba	Ingavi	AC	7-22/Mar/13	520 ⁽²⁾	247	220	53
4	Contorno Centro - Copalacaya	Ingavi	AC	2-15/Abr/13	584 ⁽²⁾	323	183	78
5	Cañaviri	Ingavi	AC	22/mar/13	140 ⁽¹⁾	66	56	18
6	Villa Maquiri	Ingavi	AC	19/mar/13	200 ⁽¹⁾	119	54	27
7	Colquencha	Ingavi	AC	18/mar/13	200 ⁽¹⁾	99	77	24
8	Calpaya	Saucari	AC	18/mar/13	541 ⁽¹⁾	280	197	64
Total					3503	1761	1318	424
Porcentaje					100,0	50,2	37,6	12,1

N°=Numero de larvas. ⁽¹⁾ = 1 colecta. ⁽²⁾ = 2 colectas. ⁽³⁾ = 3 colectas.

AN = Altiplano Norte; AC = Altiplano Centro.



Por otro lado, durante el manejo de la cría desde larva hasta la obtención de polillas adultas se registró una mortalidad promedio del 12,1 %.

6.1.2. Evaluación de dos condiciones ambientales y preferencia de superficies de ovoposición de la polilla de la quinua

Según el cuadro 6, el ambiente 1 (25°C y 70% HR), registró una mayor cantidad de larvas, observándose 30 larvas a comparación del ambiente 2 (20°C y 60 % HR) con solo 6 larvas, esto nos da entender que las condiciones del ambiente 1 ayudan a la reproducción de la especie.

Cuadro 6. Efecto de las condiciones ambientales sobre la multiplicación de la polilla de la quinua y preferencia de superficies de ovoposición.

Condición ambiental	Superficies de ovoposición	Presencia de Huevo	Larva
1	Papel sabana	0	0
	Planta quinua	+	22
	Grano quinua	+	8
Total			30
Promedio		+	10
2	Papel sabana	0	0
	Planta quinua	+	6
	Grano quinua	0	0
Total			6
Promedio		0	2

Ambiente 1= 25°C, 70% HR; Ambiente 2= 20°C, 60% HR; +=presencia de huevos no cuantificados.

6.1.3. Preferencia de superficies de ovoposición de la polilla de la quinua

Respecto a la preferencia por las superficies de oviposición en la postura de la polilla de la quinua, en ambos ambientes se ha registrado posturas de la polilla sin embargo en el ambiente 1 se registra la presencia de huevos en dos de las superficies (planta de quinua y grano de quinua), en cambio en el ambiente 2 solo registro huevos de la polilla en la superficie de planta de quinua. Los resultados muestran que en ambas condiciones ambientales hay una preferencia por la planta de la quinua, por la polilla para la oviposición, ya que en ambos ambientes se registran en total 36 larvas sobre



esta superficie, en comparación al grano que solo se encontró 8 larvas y 0 larvas para la superficie de papel sabana, como se muestra en el cuadro 6.

Cabe mencionar también que por el tamaño del huevo y la dificultad de encontrar, no se pudo contar huevos y se asume la presencia de estos por las larvas encontradas.

Por los resultados obtenidos (pocas posturas de huevos), no se realizó el análisis estadístico (ANVA).

6.2. Cría de la polilla de la quinua en la gestión agrícola 2013 – 2014

Para esta campaña se realizó varios trabajos para obtener la cría de la polilla de la quinua, el cual consistió en lo siguiente:

6.2.1. Procedencia del material biológico y número de polillas obtenidas en laboratorio campaña 2013 - 2014

Se colectó y acondiciono en laboratorio larvas de *Eurysacca melanocampta*, colectadas en parcelas de quinua de productores de seis comunidades, tres pertenecientes a la ecoregión del Altiplano Norte (Lacaya, Kallutaca y Taraco) y tres pertenecientes al Altiplano Centro (K'iphak'iphani, Letanías y Contorno Centro-Copalacaya), colectando un total de 2773 larvas de las cuales se obtuvo 2135 adultos de polilla, para disponer como pie de cría del presente estudio. Las mencionadas larvas fueron, obteniendo en un lapso de 2 meses en forma escalonada, en este mismo periodo también se logró registrar 349 pupas de polilla parasitadas, que representan en promedio el 12,6 % de parasitismo natural en las comunidades colectadas. Por otro lado durante el manejo de la cría desde larvas hasta la obtención de polillas adultas se registró una mortalidad del 10,4 %.

Cabe resaltar que el porcentaje de mortalidad de este campaña 2013-2014 es del 10,4 % menor al obtenido a la campaña agrícola 2012-2103 que fue de 12,1 %, esto podría deberse al uso de la arena en la base de los frascos de cría y colocar una mota de algodón en la panoja de quinua que sirve de alimentación, lo que ayudo a que las condiciones de desarrollo de la larva sean más favorables.



Cuadro 7. Procedencia del material biológico, número de larvas y número de parasitoides obtenidas en el laboratorio, K'iphak'iphani, Viacha, 2014.

N°	Comunidad	Provincia	Eco región	Colecta larva		Adultos obtenidos		
				Fechas	N°	Polilla	Parasitoides	Mortalidad
1	Lacaya	Los Andes	AN	14 Mar-7Abr/14	900 ⁽³⁾	741	59	100
2	Khipakhipani	Ingavi	AC	14-19/Mar/14	350 ⁽²⁾	218	106	26
3	Letanias	Ingavi	AC	8/Abr/14	200 ⁽¹⁾	156	26	18
4	C. Centro - Copalacaya	Ingavi	AC	30/Mar/14	600 ⁽¹⁾	465	71	64
5	Kallutaca	Ingavi	AC	27 Mar-5 Abr/14	600 ⁽²⁾	472	72	56
6	Taraco	Ingavi	AC	22/Mar/14	123 ⁽²⁾	83	15	25
Total					2773	2135	349	289
Porcentaje					100,0	77,0	12,6	10,4

N°=Número de larvas. ⁽¹⁾ = 1 colecta. ⁽²⁾ = 2 colectas. ⁽³⁾ = 3 colectas.

AN = Altiplano Norte; AC = Altiplano Centro.

6.2.2. Reconocimiento de las especies de la polilla de la quinua

La identificación de adultos de la polilla de quinua fueron registradas en el presente estudio en base a descriptores de Povolný (1997) y Rasmussen (2001); además fueron corroboradas con la colección de referencia de insectos plaga del cultivo de la quinua en la Fundación PROINPA, de donde se identificó dos especies: *Eurysacca melanocampta* y *Eurysacca quinoae*, como se muestra en el cuadro 8.

La presencia de las dos especies *Eurysacca spp* en comunidades del Altiplano Centro ya fue reportado por Saravia *et al.*, (2014), en su mapa de distribución geográfica de las dos especies de polilla de quinua presentes en el Altiplano de Bolivia.

Con los datos de la identificación, el presente trabajo se realizó con la especie de *Eurysacca melanocampta* Meyrick., por encontrarse en mayor cantidad.



Cuadro 8. Identificación taxonómica de los dos morfo tipos de la polilla de la quinua

Taxa	Polilla morfotipo 1	Polilla morfotipo 2
Orden	Lepidóptera	Lepidóptera
Familia	Gelechiidae	Gelechiidae
Tribu	Gnorimoschemini	Gnorimoschemini
Genero	<i>Eurysacca</i>	<i>Eurysacca</i>
Especie	<i>E. melanocampta</i> Meyrick, 1917	<i>E. quinoae</i> Povolny, 1997

Elaboración propia (2016) a base de descriptores de Rasmusen (2011) y Povolný (1997)

Eurysacca melanocampta, presenta una ala anterior gris parduzca oscura, con una estrecha banda central aún más oscura a lo largo; dos manchas oscuras, ovoides, en el centro del ala, nítidamente rodeadas por escamas claras (Fotografía 8).



Fotografía 8. Adulto de *Eurysacca melanocampta* Meyrick

Eurysacca quinoae tiene el ala anterior gris parduzca clara; dos manchas oscuras pequeñas, hacia el centro del ala; puntos oscuros y alargados en el ápice; escamas oscuras en el ápice, formando una raya conspicua (Fotografía 9).





Fotografía 9. Adulto de *Eurysacca quinoae* Meyrick

6.3. Dimorfismo sexual de *Eurysacca melanocampta*

El dimorfismo sexual para la especie *Eurysacca melanocampta* se realizó en las etapas de pupa y adulto, la cual se describe a continuación:

6.3.1. Dimorfismo sexual en estado de pupa

De las 140 pupas de *E. melanocampta* examinadas, 69 presentaron la abertura genital en el octavo esternito del segmento abdominal, las cuales en su totalidad dieron origen a adultos hembras como se observa en la Fotografía 10, las 71 pupas restantes presentaron la abertura genital en el esternito del noveno segmento abdominal, de las cuales también en su totalidad dieron origen a adulto macho Fotografía 11.

Las características morfológicas coinciden con lo reportado por Rincón y López-Ávila, (2004), quienes diferenciaron el sexo en estado de pupa de *Tecia solanivora* Povolný (Lepidóptera; Gelechiidae). Así también, Rincón y López-Ávila (2004), mencionan a Drooz y Bustillo (1970) quienes realizaron un estudio similar para *Glena bisulca* Rindge (Lepidóptera: Geometridae) quienes revelaron que la posición de la abertura genital puede ser tomada como un carácter de diagnóstico en la diferenciación de sexos en estado de pupa de dicha especie.





Fotografía 10. Pupa hembra

Fotografía 11. Pupa Macho

El análisis de peso, largo y ancho de las pupas (Cuadro 9), no mostraron diferencias significativas. Las hembras pesaron 8.56 ± 2.4 mg y midieron 6.18 ± 0.37 mm de largo y 1.86 ± 0.14 de ancho; y los machos pesaron 8.55 ± 1.75 mg y midieron 6.17 ± 0.29 mm de largo y 1.86 ± 0.12 mm de ancho. Los promedios obtenidos de la medición del largo de las pupas provenientes de campo son similares a los reportados por López-Ávila y Espitia-Malagón (2000), lo que sugiere baja variabilidad en el tamaño de las pupas entre poblaciones de campo con laboratorio como sucede con pupas de *Tecia solanivora*.

Así mismo, Cárdenas *et al.*, (s.f.), mencionan que en su trabajo de colecta de larvas de polilla de quinua de campo y la cria hasta el estado adulto en laboratorio, dieron como resultado que el 59,6 % fueron hembras, mientras que en los resultados del presente trabajo fue de 49,3 % para hembras respectivamente, menciona también que una mayor población de hembras puede ser perjudicial por la mayor cantidad de huevos que colocarían.

Así mismo se observó el proceso de la formación de la prepupa a pupa y el proceso de maduración hasta la emergencia del adulto (Anexo 4 y Anexo 5).



Cuadro 9. Promedio de peso, largo y ancho de pupa por sexo

Sexo	Largo (mm)	Ancho (mm)	Peso (mg)
Macho	6,17	1,86	8,55
Hembra	6,18	1,86	8,56

Fuente: elaboración propia (2016)

6.3.2. Dimorfismo sexual en estado adulto

Los adultos examinados de *E. melanocampta* que corresponden al sexo macho, presenta la parte caudal del abdomen con una terminación en forma de abanico (cilindroide), como una pequeña brocha (Fotografía 12).

Mientras que los adultos hembras de *E. melanocampta* tienen una terminación del abdomen en forma de punta (ovoide), parecido a la forma de un cuello de botella (Fotografía 13).

**Fotografía 12. Abdomen Macho****Fotografía 13. Abdomen hembra**

Otro carácter del dimorfismo sexual en los insectos es el acoplamiento alar (Frénulo), en el caso de *Eurysacca melanocampta* Meyrick, los individuos machos presentan una espina como acoplamiento alar (Fotografía 14), en cambio las hembras presenta tres espinas como acoplamiento alar (Fotografía 15).

Así mismo Bar, (2009), menciona que el acoplamiento alar en lepidópteros de interés agrícola, la unión alar se realiza mediante el freno o frenulum, que en los machos está



constituido por una robusta cerda y en hembras está formado por 2 - 3 cerdas aproximadas, mismas que existen en la ala posterior y se unen a un retinaculum del ala anterior constituido por un grupo de cerdas o escamas.



Fotografía 14. Macho - 1 espina.



Fotografía 15. Hembra - 3 espinas.

6.4. Comportamiento de cópula de la polilla de la quinua

El comportamiento de cópula de *E. melanocampta* comprende desde el comienzo del cortejo donde se observa que la hembra queda quieta, mientras que los machos llegan en vuelos directos y/o zigzagantes alrededor de la hembra, pero ella no se inmuta, este comportamiento varía entre 5 a 15 minutos, a lo que la hembra empieza a separar las alas y los machos se acercan para la copula con el abdomen doblado hacia abajo (en forma de C), hasta que el macho dominante llegue a penetrarla y completa la copula, posteriormente el macho se voltea hacia atrás, quedando en una posición de espaldas unidos por el Aedoeagus del macho (Fotografía 16), el tiempo de duración en esta posición es de 20 a 40 minutos (número de observaciones = 6 en invernadero).

Además se observó que en algunas ocasiones durante la copula el macho puede llegar a morir y es arrastrado por la hembra, ya que el edeagus del macho sigue dentro de la hembra.





Fotografía 16. Copula de *E. melanocampta* en plantas dentro de la jaula del invernadero

El comportamiento de cópula se pudo registrar en mayor número bajo condiciones de invernadero con 21 observaciones, en comparación a laboratorio que solo se observó 4 veces. Durante el mismo tiempo periodo de evaluación se observa que entre la tercera y cuarta fecha es donde se registra el mayor número de cópulas tanto en el laboratorio como en invernadero como se muestra en la figura 4, (Anexo 6).

Según los resultados, las condiciones de temperatura y humedad del invernadero, brindados a la polilla de la quinua, fueron más favorables que las del laboratorio, para la incitación de cópula.

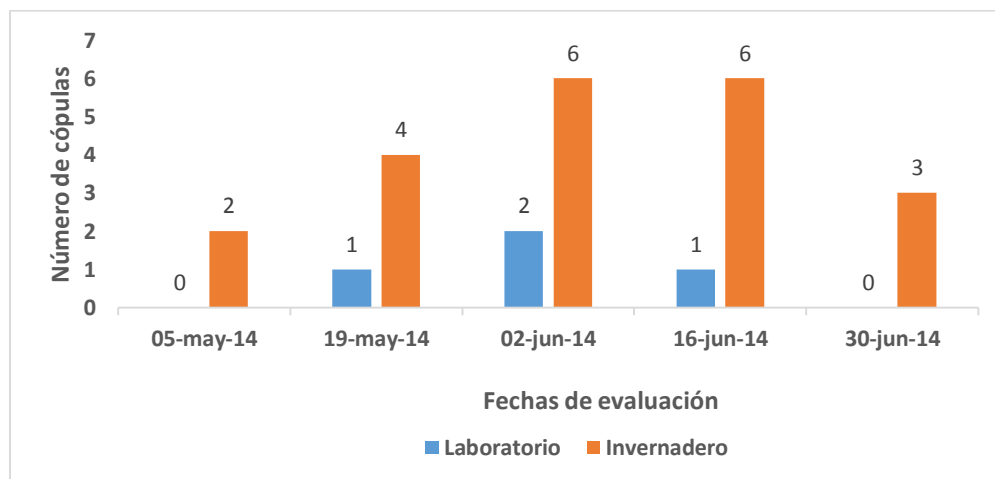


Figura 4. Número de observaciones de copula por fecha



Respecto al periodo de esta actividad, (cópula) se observó que la mayor cantidad de cópulas fue registrada en las horas de 20:00 y 22:00, en promedio, tanto en laboratorio como en invernadero, siendo más frecuente en condiciones de invernadero en comparación a las de laboratorio (Figura 5 y Anexo 6).

La mayor cantidad de copulas registradas en invernadero podrían explicarse por las condiciones ambientales que se tuvo en este ambiente, donde el nivel de temperatura promedio fue de 20,1 °C, siendo fluctuante durante el día siendo un factor que controla longevidad de los adultos, sino también influye en el apareamiento. Así mismo, Steiner y Michell, (1996), mencionado por Echeverría y Enríquez, (2006), menciona que el nivel de temperatura no únicamente controla la fecundidad y longevidad de los adultos sino también la cópula.

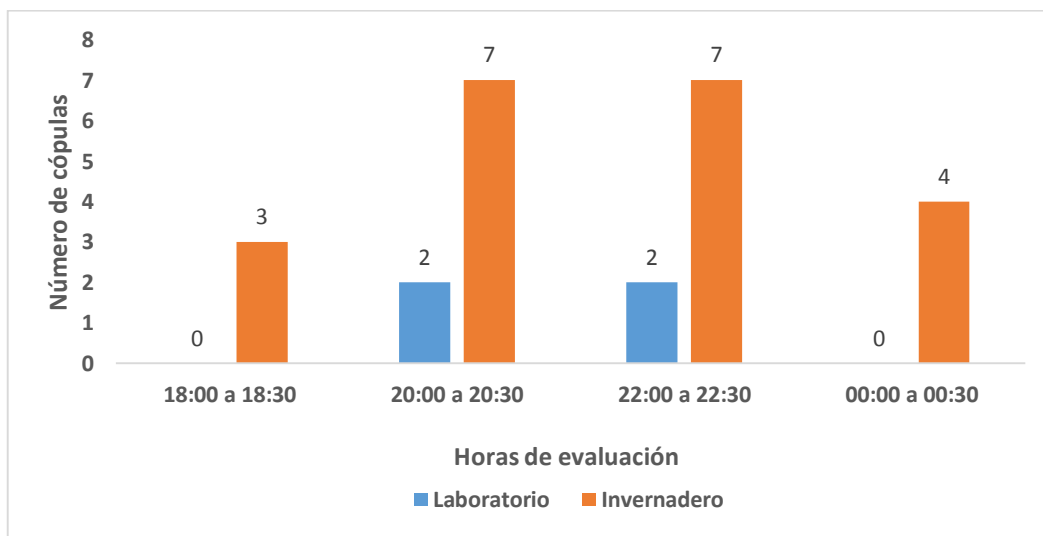


Figura 5. Número de observaciones de cópula por horas

6.5. Evaluación de dos condiciones ambientales para la multiplicación de la polilla de la quinua

En ambos ambientes se liberó adultos en las mismas cantidades de donde: bajo condiciones de invernadero se colectó 849 larvas y bajo condiciones de laboratorio se colecto solo 45 larvas (Figura 6), en un periodo de 5 fechas. Lo que equivale a un promedio de 11.3 larvas por fecha de colecta en laboratorio, mientras que en invernadero se colecto 212,3 larvas por fecha de colecta.



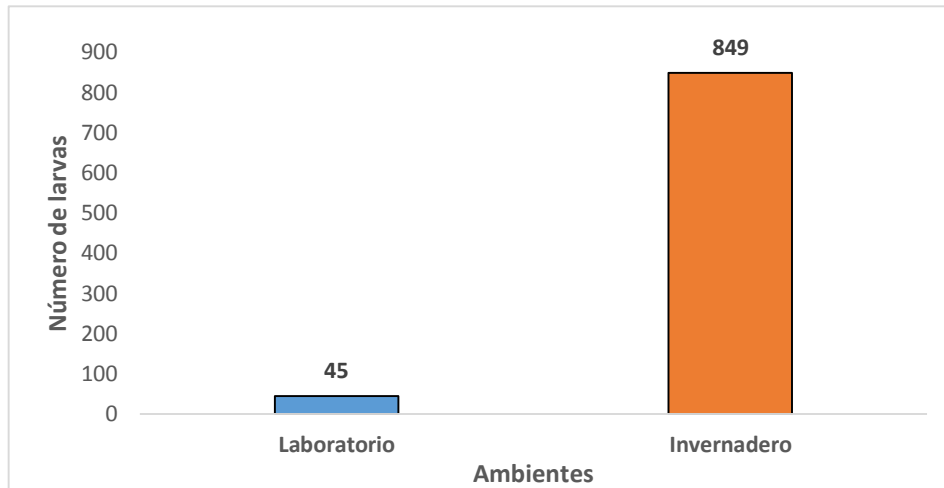


Figura 6. Número de larvas totales colectadas de los dos ambientes

En el cuadro 10 se muestra el número de repeticiones de las condiciones controladas y el número de larvas que se colectó, mostrando además el seguimiento que se hizo a la cría y descendencia de la primera generación.

En el periodo de abril de 2014 hasta julio de 2014 se logró multiplicar larvas de polilla de quinua bajo condiciones de laboratorio e invernadero en ambos se liberó 200 adultos en laboratorio en 4 jaulas con 4 plantas (25 hembras y 25 machos, sexado en pupa, por cada jaula), de los cuales se colectó 45 larvas y se obtuvo 34 adultos nuevos de una primera generación, reduciéndose en un 66% la cría, mientras que en condiciones de invernadero se liberó 200 adultos en una jaula grande con 4 plantas (100 hembras y 100 machos, sexados en pupa), de donde se colectó 849 larvas y se obtuvieron 758 adultos nuevos de una primera generación, lográndose un incremento en un 758 % la cría (Anexo 7).

La tasa de mortalidad promedio de larvas procedentes del laboratorio y criados en condiciones de laboratorio fue del 24,4 %, mientras que el porcentaje de mortandad promedio de las larvas procedentes del invernadero y criadas en condiciones de invernadero fue de 10,7 %, en el primer dato es alto por las cantidades bajas de larvas y cada dato afectó estadísticamente el promedio y porcentaje, aspecto que pudo ser influenciado por la manipulación de las larvas al ser colectadas en ambos casos.



Con estos datos se muestra el primer reporte de multiplicación de *Eurysacca melanocampta* bajo condiciones controladas, en época sin cultivo, lo que muestra que las condiciones ambientales de temperatura y humedad, son un factor determinante para su multiplicación y desarrollo en las distintas etapas que pasa, por otra parte si bien anteriormente ha habido intentos para su multiplicación, la descendencia no ha sido suficiente para volver a repoblar la colonia.

Cuadro 10. Seguimiento de las colectas de las larvas y cambios de estado en su primera generación, de las dos condiciones ambientales

Desarrollo en condiciones controladas				Desarrollo en laboratorio				
Tratamiento	Repetición	Adultos liberados	Larvas Colectadas	Larvas muertas sacado pupas	Pupas		Adultos obtenidos	Mortalidad
					Obtenidas	Muertas		
Laboratorio	I	25 h y 25 m	8	1	7	1	6	25,00
	II	25 h y 25 m	14	2	12	2	10	28,57
	III	25 h y 25 m	15	2	13	2	11	26,67
	IV	25 h y 25 m	8	1	7	0	7	12,50
Total tratamiento			45	6	39	5	34	
Promedio			11,3	1,5	9,8	1,3	8,5	24,44
Invernadero	I	100 h y 100 m	226	14	212	9	203	10,18
	II		174	11	163	7	156	10,34
	III		228	13	215	14	201	11,84
	IV		221	13	208	10	198	10,41
Total tratamiento			849	51	798	40	758	
Promedio			212,3	12,8	199,5	10,0	189,5	10,72

Elaboración fuente propia (2016)

6.5.1. Análisis estadístico de la multiplicación de larvas bajo dos condiciones ambientales

La prueba de chi cuadrado nos muestra que en los datos estadísticos para los datos generados dentro el ensayo en laboratorio e invernadero sobre la multiplicación de larvas, muestran una diferencia altamente significativa como se muestra en el cuadro 11, por lo que rechazamos la hipótesis nula y existe un efecto de las condiciones ambientales sobre la cria de la polilla de la quinua por lo tanto concluimos que ambos ambientes son dependientes, pero existe una relación entre ellas.



Cuadro 11. Resultado del análisis de chi cuadrado para f tabulado

Tratamientos	Chi-cuadrado	df	p-value
Ambiente	882,64	1	<0,0001 **

** = Alta diferencia entre ambientes

De acuerdo a la prueba de Duncan (Cuadro 12), para los ambientes de laboratorio e invernadero sobre el número de larvas de polilla, se observa que existen diferencia sobre de multiplicación de larvas entre los ambientes; esta diferencia se debe a que las condiciones ambientales fueron más favorables para la polilla de la quinua en sus estados de adulto-huevo-larva, en condiciones de invernadero que en laboratorio. Con la multiplicación de larvas en invernadero se puede afirmar que es la primera vez que se pudo multiplicar la polilla de la quinua en época sin cultivo (Cuadro 10).

Cuadro 12. Prueba de Duncan

Ambiente	PredLin	Error Experimental	Promedio	Error Experimental	
2	3,7	0,11	40,47	4,27	a
1	0,76	0,18	2,14	0,38	b

Promedio con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Sin embargo, los resultados obtenidos en el laboratorio (45 larvas – Cuadro 10) son similares a los que obtiene Quispe, (2002), quien en la cría de la polilla de la quinua en laboratorio, obtuvo 85 huevos en 8 meses de cría (nov1999-jul 2000) a partir de 700 adultos de polilla de quinua capturados en campo en una relación sexual de 1:1 y concluye que la cría de la polilla en condiciones de laboratorio no es posible por las bajas tasas de ovoposición, mostrando que las condiciones de cautiverio empleadas no son las más indicadas para la cría.

En otro trabajo de intentos de cría de la polilla de la quinua realizado en el Centro Internacional de la Papa (CIP), Lima, Perú por Rasmussen, (2000), manifiesta dificultades sobre la ovoposición de los adultos, aun teniendo la cría en condiciones de campo en Huancayo (Sierra central del Perú), también menciona a Pedro Delgado del Instituto Nacional de Investigación Agraria (INIA) de Puno, Perú, que también obtuvo



intentos de cría en 1989 y hubo problemas con la ovoposición, por lo cual no consiguió resultados con su cría.

Los resultados obtenidos en el ensayo del invernadero se logró obtener 849 larvas (Cuadro 10), son similares al trabajo realizado por Mamani (1998), quien hace una cría con fines de multiplicar parasitoides, realizando ensayos con proporciones sexuales en adultos con variedades de quinua, en sincronización con la época de cultivo de quinua en campo, donde hace que las condiciones ambientales, sean similares a la de un campo, sus resultados muestran que la proporción de 45 machos y 30 hembras fue la mejor, con la accesión de quinua 1473, obteniendo 619 larvas; se puede indicar que aparentemente las condiciones de invernadero brindan las condiciones necesarios para el desarrollo de cada una de la etapas de la polilla de la quinua.

6.5.2. Factores que beneficiaron a la cría de la polilla de la quinua

6.5.2.1. Sincronización de los estados de la polilla de la quinua con la fenología de la quinua en condiciones de invernadero

A continuación se describe la sincronización entre *Eurysacca melanocampta* (Plaga) y el cultivo de la quinua (Hospedero), en la época de invierno dentro del invernadero, donde se hizo que las condiciones del hospedero fueran las ideales para la plaga replicando las condiciones de campo, en el diagrama 1 se muestra los estados de la polilla relacionados con los estados fenológicos del cultivo, durante el periodo que duro la investigación.

Se recreó la sincronización entre los estado de la plaga y las fases más susceptible de la planta hospedera dentro del invernadero “Floración”, son las más correctas para la multiplicación de la polilla, ya que son las más similares posibles a las condiciones de campo, donde bajo estas condiciones la infestación de adultos y larvas se presenta en mayor cantidad en el cultivo, Mamani, (2009), en su trabajo de evaluación de la dinámica poblacional de la polilla de la quinua, menciona que la aparición de las larvas comenzó en las fases de inicio de floración el cual sigue incrementando hasta la fase de grano lechoso, si todas las condiciones climáticas son favorables.



Asimismo Gutiérrez, (2013), en su trabajo de determinación del umbral y daño económico de la polilla, menciona que la mayor cantidad de adultos capturados fue en la tercera semana de marzo, donde la quinua estaba en la fase de floración y grano lechoso, así también Lutino, (2009), indica que en su trabajo de evaluación de la incidencia poblacional de la polilla de la quinua en variedades de quinua, indica que la segunda generación de la polilla sobre el cultivo de quinua, tiene efectos más perjudiciales hacia el cultivo, el cual aparece y se inicia desde el inicio de la floración hasta la fase de madurez fisiológica de la quinua. Estos trabajos muestran que la mayor aparición de la plaga es el estado de floración de la quinua hasta el grano lechoso (hospedero).



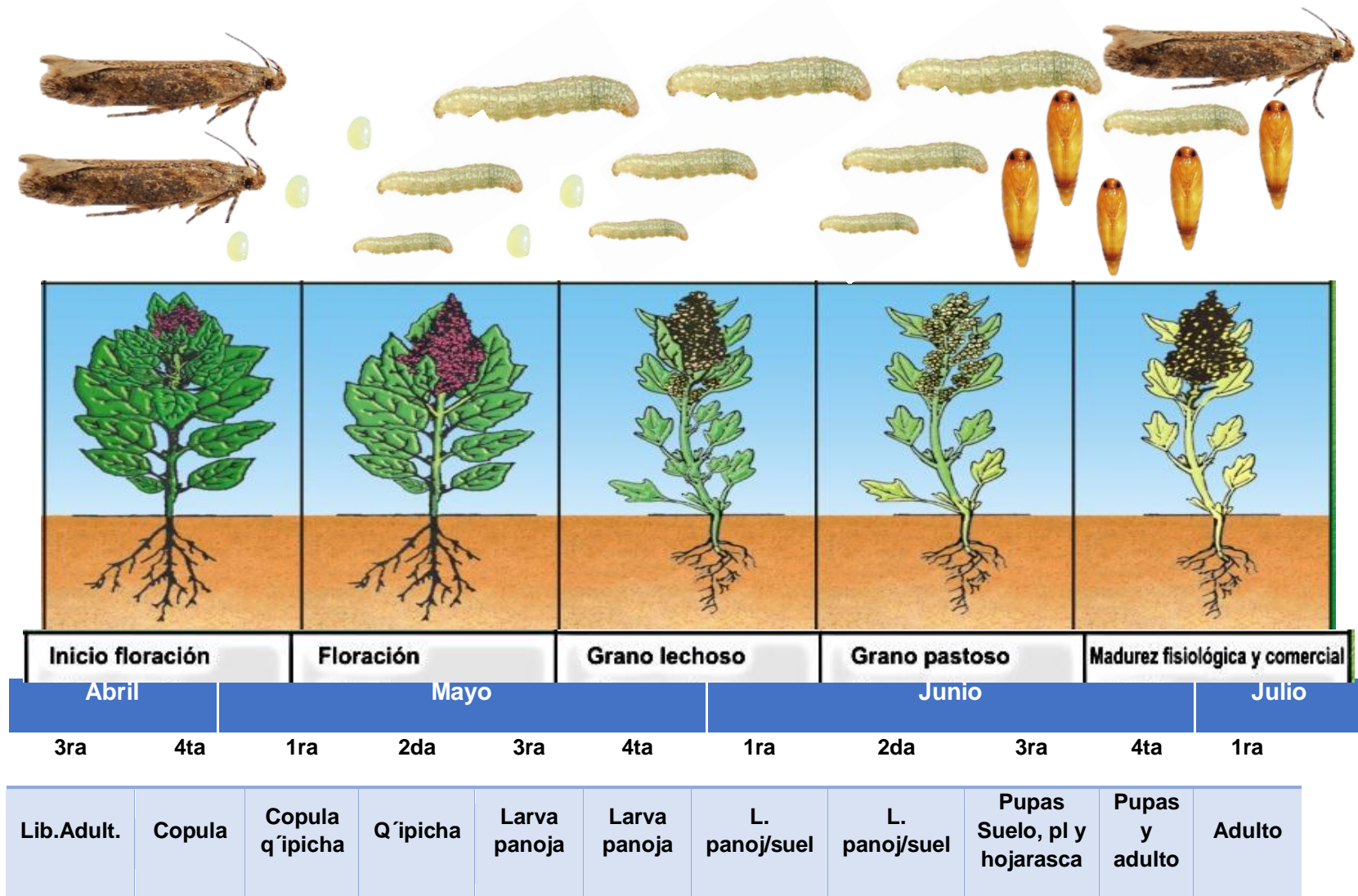


Diagrama 1. Sincronización de los estados de la polilla en función de la fisiología de la planta en invernadero



6.5.2.2. Fluctuación de temperatura y humedad registrada en campo, invernadero y laboratorio durante el tiempo de evaluación

El comportamiento de temperatura y humedad relativa fueron más elevados en invernadero con un promedio de 31,9°C y 54,4 % HR en comparación a campo con un promedio de 6,8°C y 33,5 % HR, durante los meses de abril, mayo, junio y parte de julio del 2014, como se muestra en la Figura 7.

Haciendo comparaciones de las condiciones de temperatura y humedad de campo e invernadero son diferentes, concluyendo que las condiciones de invernadero son muy similares a las condiciones de campo en la época donde existe una mayor infestación de la polilla de la quinua (floración), se podría entender que la temperatura y humedad relativa, favorecen a la copula, oviposición y eclosión de huevos, para la polilla de la quinua dentro del invernadero.

Así mismo Mamani, (2012), en su investigación sobre influencia de la población de *Eurysacca spp.* sobre la producción de quinua bajo condiciones naturales en tres regiones del Altiplano Boliviano, atribuye que los elementos climáticos muestran una clara influencia en la fluctuación de la población de adultos de polillas y larvas estudiadas en las tres regiones del Altiplano Boliviano.

Toro y Méndez (2007) en su trabajo realizado sobre la influencia de la temperatura media, humedad relativa y precipitaciones en el comportamiento de *Epitrix hirtipennis* (Melsh.), *Heliiothis virescens* (Fab.) y *Phlegethontius sexta jamaicensis* (Butler) concluye que las altas temperaturas, la baja o moderada humedad relativa y nulas y escasas precipitaciones favorecieron el desarrollo de la población de las tres especies.

Por otra parte también Coscollá, (1980), indica que en su trabajo sobre incidencia de los factores climatológicos en la evolución de las plagas y enfermedades de las plantas, menciona que los huevos de *Ostrinia nubilalis* Hübn. que ataca al maíz, eclosionan todos entre 18°C y 30°C cuando la humedad relativa es del 100%; cuando es del 90% eclosionan todos cuando la temperatura es de 25°C; al 80% la mortalidad es elevada, y entre 6%, al 75% de humedad la mortalidad es total, salvo a 25°C que sólo supone el 17% (Kozhanchikov, 1938, mencionado por Coscollá, 1980).



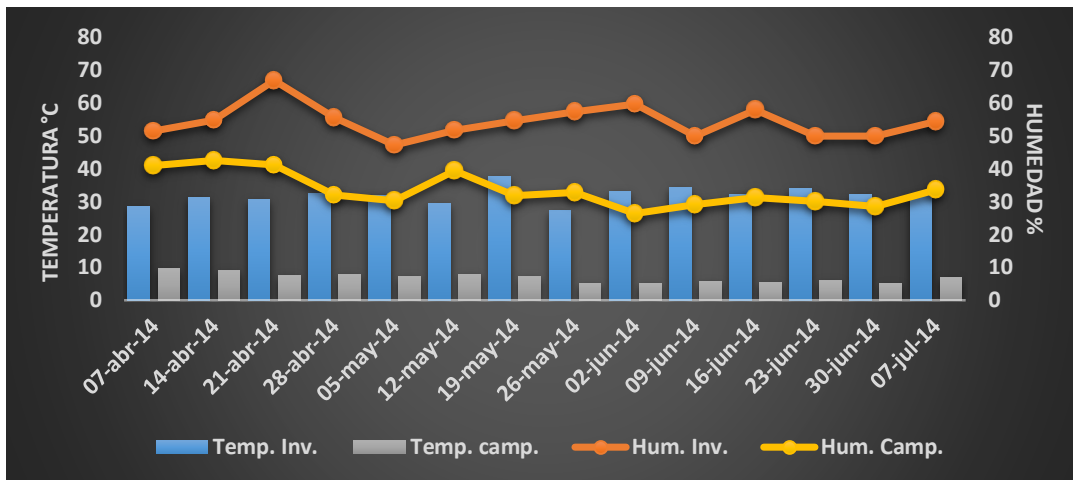


Figura 7. Comportamiento de la temperatura y humedad en invernadero y campo

En las figura 8, muestra que las condiciones de temperatura y humedad relativa durante 57 horas dentro del laboratorio son constantes registrando un promedio de temperatura de 22°C y de 75,8 % HR, las temperaturas máximas llegaron a 26,7 °C y 87% HR, las temperaturas mínimas a 18,4 °C y 55% HR.

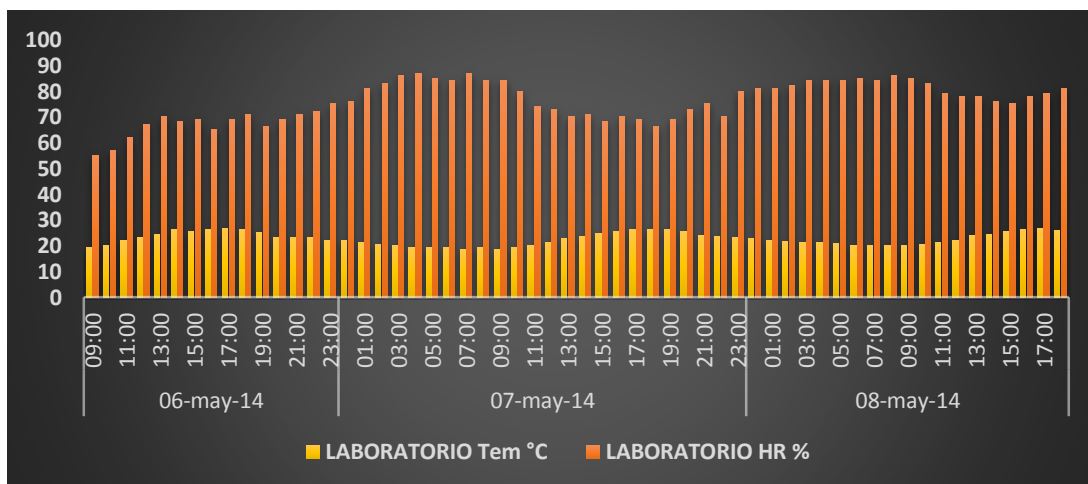


Figura 8. Comportamiento de la temperatura y humedad en laboratorio

En la figura 9, muestra las condiciones de temperatura y humedad durante 57 horas de los días 27, 28 y 29 de enero del 2014de campo de K´hipak´hipani, muestran que el promedio de la temperatura fue de 9,7°C y la humedad relativa de 60,2%, la

temperatura máxima alcanzo a 17,1°C y la humedad relativa a 92,0 %, las temperaturas mínimas llegaron a 1,9°C y la humedad relativa a 30%.

Las condiciones de campo durante estas fechas (Figura 9), son muy fluctuantes en el día, así también Avalos, (1996), menciona que la fluctuación poblacional de *Eurysacca melanocampta* en la gestión agrícola de 1994 - 1995 se presentó el primer periodo de infestación en los meses de enero y febrero, también Mamani, (2009), en su trabajo de fluctuación de adultos y larvas de polilla de la gestión agrícola 2007 - 2008 indica que el primer pico aparece entre los meses de febrero y marzo con una temperatura de 9°C; al parecer las condiciones más favorables para el adulto de *Eurysacca spp.* es la temperatura arriba de 9 °C lo que ayudara a la multiplicación de la especie sobre las plantas de quinua, mismos que se dan entre enero y marzo de cualquier año.

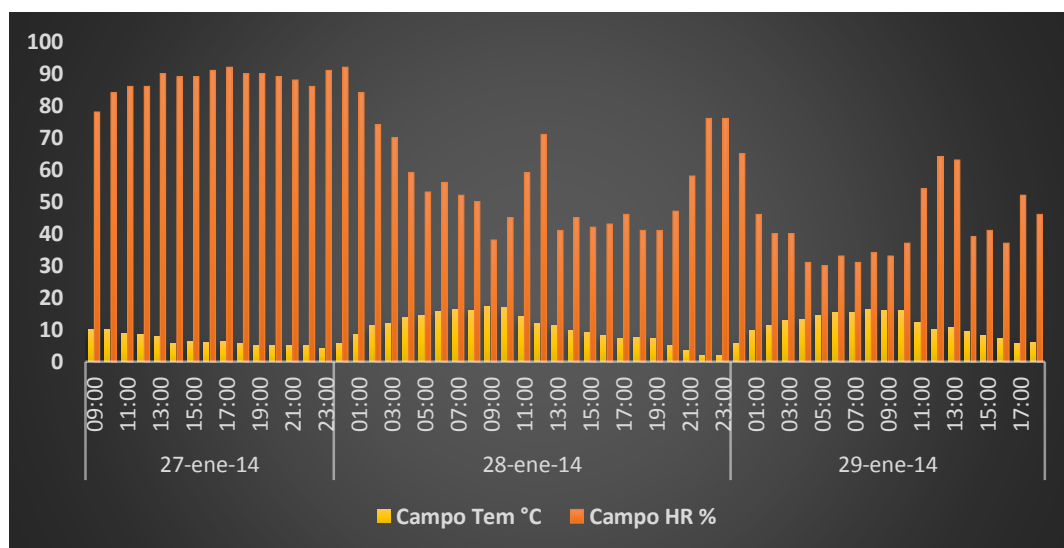


Figura 9. Comportamiento de la temperatura y humedad en campo

En la figura 10, muestra las condiciones de temperatura y humedad durante 57 horas dentro del invernadero, durante los días 6, 7 y 8 de mayo del 2014, muestran que las condiciones de temperatura y humedad son fluctuantes, la temperatura promedio fue de 20,1 °C y la humedad relativa de 49,2%. La temperatura oscilo entre los 7 y 40 °C y la humedad relativa entre los 14 y 90 %.

Las condiciones de temperatura y humedad que se registran dentro del invernadero (Figura 10) son oscilantes durante el día, coincidiendo esta fluctuación con las



condiciones de campo, esta fluctuación es favorable para la multiplicación de *Eurysacca melanocampta* (copula, oviposición, eclosión de los huevos y desarrollo de larvas), se razona que estas temperaturas y humedades oscilantes y extremas, son las condiciones necesarias para su desarrollo, ya que en condiciones naturales ellas ya están adaptadas a estas temperaturas y humedades extremas, para su sobrevivencia.

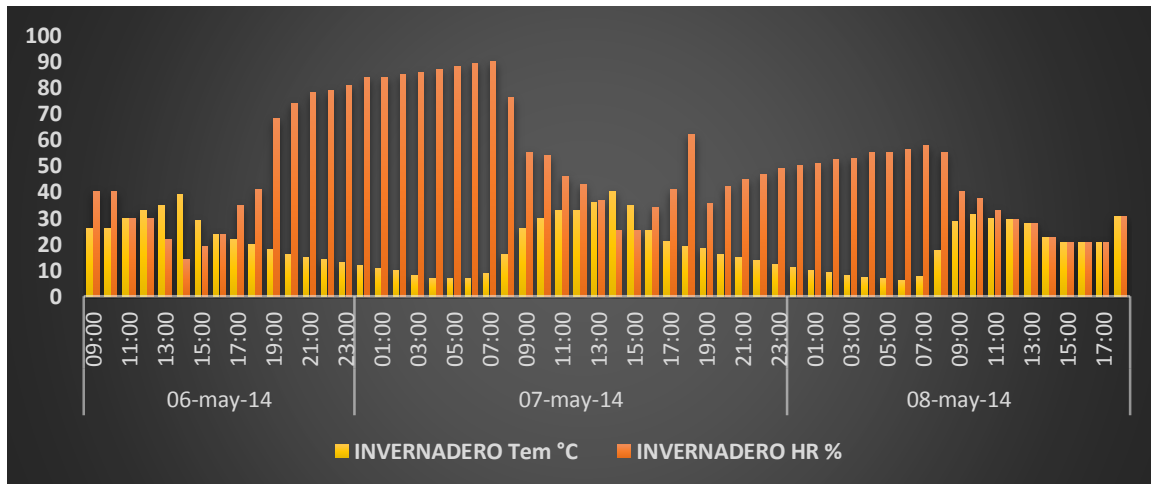


Figura 10. Comportamiento de la temperatura y humedad en invernadero

Los insectos están profundamente influenciados y afectados por la temperatura en muchas formas, ya que ellos son poiquilotérmicos (no tienen el mecanismo de mantener la temperatura de su cuerpo y esta estrecha al medio ambiente), el cual influye en su tasa de metabolismo, su tasa de crecimiento, reproducción y su población resultante o dependiente; el cual también influye en su comportamiento, forma, estructura y mecanismo de herencia (Sánchez, 2003).

Así mismo Mamani, (2012), indica que la proliferación de las polillas de la quinua se da en espacios con poca lluvia, al que denomina veranillos (cuando hoy llueve y mañana hace sol), produciendo un microclima, estas condiciones al parecer son las más óptimas para la multiplicación de *Eurysacca spp.*

Mamani, (2009), indica que la mayor proliferación de la polilla de la quinua comienza con la temperatura de 9°C, sin embargo Crispín, (2009), indica que en su muestreo de adultos de polilla de quinua encuentra desde los -2 °C hasta 26 °C, viendo que la



población fluctúa en este rango, por otro lado Gutiérrez, (2013), menciona que la variación de temperatura entre máximas y mínimas favorece la proliferación y desarrollo del ciclo de la polilla de la quinua.

Así mismo Gutiérrez, (2013), indica que la fluctuación de la humedad relativa favorece el incremento de la densidad de población de la polilla de quinua, también Crispín, (2009), indica que la humedad relativa entre el 53% y 80% favorece el aumento demográfico de la polilla de la quinua, por otra parte Lutino, (2009), indica que los adultos de polilla tienen mayor actividad cuando existe una humedad relativa aproximada al 44 %, ya que a menor o mayor humedad a este dato provoca que los insectos limiten sus actividades.

6.5.3. Propuesta de un método para la cría masiva de la polilla de quinua

Se propone hacer la multiplicación y cría por un método combinado de dos etapas: laboratorio e invernadero, el cual consiste en lo siguiente:

Etapa de invernadero (Estados: adulto, Huevo y larva):

- Tener plantas de quinua en estado de despunte dentro de jaulas en invernadero (como se describe en el diagrama 1 y el punto 5.2.2.6.2.)
- Sexado de pupas de la polilla de la quinua (como se describe en el punto 6.3.1.).
- Liberación de adulto en jaulas relación 1:1 (1 macho por cada 1 hembra).
- Colecta de larvas por el método de lona, tiempo de colecta de las larvas en promedio de 40 días (método de lona se describe en el punto 5.2.1.1.).

Etapa de laboratorio (Estados: Larva, Pupa y adulto):

- Con las larvas colectadas de invernadero, se clasificara en tres tamaños las larvas (Grande, mediano y pequeño), los cuales se colocan en tapers individuales con base de arena y panoja de quinua para su alimentación, el cual se hace día por medio, hasta la formación de pupa (como se describe en el punto 5.2.2.2.).



- Se colectan las pupas, seleccionándolas, desinfectándolas y sexandolas, luego se colocan en vasos de plástico hasta su emergencia (sexado se describe en el punto 6.3.1.).
- Una vez emergido los adultos, se llevan a las jaulas del invernadero, donde nuevamente se liberan.

Para cada etapa y cómo se lo realiza paso a paso, esta descrita en la parte de metodología y parte de resultados del segundo, también en el diagrama 2 se muestra cómo va pasando cada uno de los estados del insecto y bajo que ambientes, también se muestra las condiciones de las mismas y el proceso de cría.

Bajo este procedimiento se propone la metodología de cría masiva de la especie *Eurysacca melanocampta* (plaga clave del cultivo de la quinua), con condiciones naturales dentro el invernadero, con una temperatura promedio de 31,9°C y 54,4 % HR, fluctuantes durante el día.

Así mismo, este sistema y forma de cría de insectos combinado de dos ambientes, lo menciona Gómez, (2006), en su trabajo de plan de manejo propuesto para la cría de mariposas promisorias como alternativa productiva, donde menciona que bajo este sistema hay una explotación sostenible y se desarrolla trabajos de investigación con alternativas de manejo de la biodiversidad.



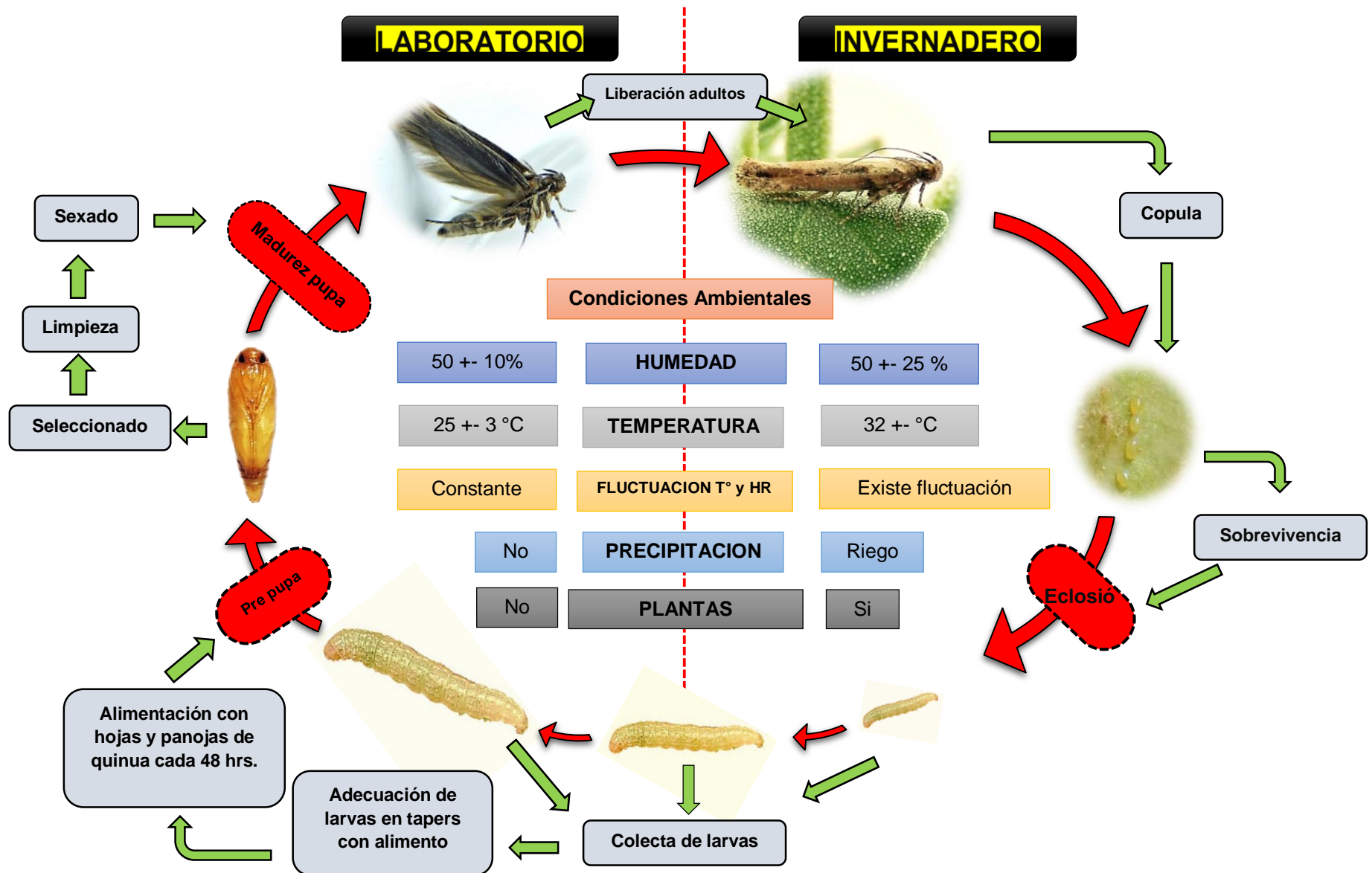


Diagrama 2. Factores y labores que inciden en la cría de la *Eurysacca melanocampta*

Fuente: Elaboración propia



6.6. Porcentaje de parasitismo natural

A continuación se presenta el porcentaje de parasitismo natural de las campañas agrícolas 2012-2013 y 2013-2014.

6.6.1. Porcentaje de parasitismo por especie, campaña agrícola 2012–2013

De la colecta de 3503 larvas de la polilla de la quinua se registró a 1318 larvas parasitadas (37,6%) formados por un complejo de seis especies de parasitoides: *Copidosoma sp.*, *Meteorus sp.*, *Deleboea sp.*, *Venturia sp.*, *Phytomyptera sp.* y *Cotesia sp.* Entre los parasitoides, las especies que registraron mayor porcentaje de parasitismo natural fueron *Meteorus sp.* con 10,2 % promedio y *Copidosoma sp.* con 9,2 % promedio. El mayor porcentaje de parasitismo natural se registró en Viscachani con un 44,7 %, donde *Copidosoma sp.* contribuye con el 18,4 %, del mismo, como se muestra en el Cuadro 13.

Cuadro 13. Cuadro de porcentajes de parasitismo por especie de 8 comunidades pertenecientes al Altiplano Norte y Centro en el año 2012-2013

		Calpaya	C. Arriba-Copalacaya	Colquenchaca	Villa Maquiri	Cañaviri	Contorno Centro	Viscachani	Lacaya	Total colectado
Nro. larvas colectadas		541	520	200	200	140	584	700	618	3503
Nro. Larvas parasitadas		197	220	77	54	56	183	313	218	1318
<i>Copidosoma sp.</i>	Cantid.	53	45	1	13	8	40	129	33	322
	% Par.	9,8	8,7	0,5	6,5	5,7	6,8	18,4	5,3	9,2
<i>Meteorus sp.</i>	Cantid.	39	70	16	0	12	50	81	91	359
	% Par.	7,2	13,5	8,0	0,0	8,6	8,6	11,6	14,7	10,2
<i>Deleboea sp.</i>	Cantid.	31	40	33	18	11	23	7	29	192
	% Par.	5,7	7,7	16,5	9,0	7,9	3,9	1,0	4,7	5,5
<i>Venturia sp.</i>	Cantid.	55	3	0	2	0	36	73	34	203
	% Par.	10,2	0,6	0,0	1,0	0,0	6,2	10,4	5,5	5,8
<i>Phytomyptera sp.</i>	Cantid.	2	13	5	5	5	3	6	5	44
	% Par.	0,4	2,5	2,5	2,5	3,6	0,5	0,9	0,8	1,3
<i>Cotesia sp.</i>	Cantid.	17	49	22	16	20	31	17	26	198
	% Par.	3,1	9,4	11,0	8,0	14,3	5,3	2,4	4,2	5,7
% Parasitismo total		36,4	42,3	38,5	27,0	40,0	31,3	44,7	35,3	
Porcentaje de parasitismo promedio total							37,6 %			



6.6.2. Porcentaje de parasitismo por especies campaña agrícola 2013-2014

De la colecta de 2773 larvas de la polilla de la quinua se registró a 359 larvas parasitadas (12,9%), formados por un complejo de seis especies de parasitoides: *Copidosoma sp.*, *Meteorus sp.*, *Deleboea sp.*, *Venturia sp.*, *Phytomyptera sp.* y *Cotesia sp.* Entre los parasitoides, las especies que registraron mayor porcentaje de parasitismo natural fueron *Deleboea sp.* con 5,3 % en promedio y *Copidosoma sp.* con 2,5 % promedio. Una de las comunidades donde se encontró un mayor porcentaje de parasitismo natural fue k'iphak'iphani con un 30,3 % de su total, de donde *Deleboea sp.* contribuye con el 13,7 % del mismo, como se muestra en el Cuadro 14,

Cuadro 14. Porcentajes de parasitismo por especie de 6 comunidades pertenecientes al Altiplano Norte y Centro en el año 2014

	K'iphak'iphani	Letanías	C. Arriba-Copalacaya	Kallutaca	Taraco	Lacaya	Total colectado	
Larvas colectadas	350	200	600	600	123	900	2773	
Nro. Larvas parasitadas	106	26	71	72	25	59	359	
<i>Copidosoma sp.</i>	Cantid.	19	6	20	5	5	13	68
	% Par.	5,4	3,0	3,3	0,8	4,1	1,4	2,5
<i>Meteorus sp.</i>	Cantid.	6	0	3	19	3	3	34
	% Par.	1,7	0,0	0,5	3,2	2,4	0,3	1,2
<i>Deleboea sp.</i>	Cantid.	48	15	39	23	1	22	148
	% Par.	13,7	7,5	6,5	3,8	0,8	2,4	5,3
<i>Venturia sp.</i>	Cantid.	0	0	8	15	6	19	48
	% Par.	0,0	0,0	1,3	2,5	4,9	2,1	1,7
<i>Phytomyptera sp.</i>	Cantid.	30	5	1	10	5	1	52
	% Par.	8,6	2,5	0,2	1,7	4,1	0,1	1,9
<i>Cotesia sp.</i>	Cantid.	3	0	0	0	5	1	9
	% Par.	0,9	0,0	0,0	0,0	4,1	0,1	0,3
%Parasitismo Total	30,3	13,0	11,8	12,0	20,3	6,6	12,9	
Porcentaje de parasitismo promedio total					12,6 %			

En los dos años de evaluación, el porcentaje de parasitismo no fue igual, el primer año con 37,6% y el segundo de 12,6%, así mismo Mamani, (1998), menciona que en sus dos años de evaluación de parasitoides, las fluctuaciones son variantes en función de las condiciones naturales que existen.



En el Altiplano Norte y Centro, para la campaña 2012-2013, la especie que tuvo los mayores niveles de parasitismo, fue *Meteorus sp.* con el 10,2%, también Quispe *et al.*, (2014), indica que la especie con el mayor porcentaje de parasitismo fue *Meteorus sp.* igualmente Figueroa, (2013), reporta que la especie con mayores porcentajes de parasitismo en el Altiplano Centro es *Meteorus sp.* con el 23 %.

En esta misma campaña la especie con menores niveles de parasitismo fue *Phytomyptera sp.* con el 1,3%, contrariamente Mamani, (1998), reporta porcentajes de parasitismo natural de la campaña agrícola 1995 – 1996, que la especie con mayor porcentaje de parasitismo es *Phytomyptera sp.* con el 12,03 %, Costa *et al.*, (2009), también reporta que *Phytomyptera sp.* es quien mayor porcentaje de parasitación tiene, Mamani, (1998), observa también un contraste entre sus resultados de las dos campañas agrícolas, mencionando que la fluctuación de las especies varía en función de los factores climáticos con los porcentajes de parasitismo

En el Altiplano Norte y Centro, para la campaña 2013-2014, la especie que tuvo los mayores niveles de parasitismo, fue de *Deleboea sp.* con el 5,3%, también, Figueroa, (2013), reporta en su trabajo de parasitismo en el Altiplano de Bolivia, que la especie con mayor porcentaje de parasitismo fue *Deleboea sp.* con un aporte del 41% del total de parasitismo en el Altiplano Norte.

6.7. Clasificación de los parasitoides

En el cuadro 15 se detalla la clasificación de los parasitoides encontrados en las larvas colectadas de la polilla de la quinua del Altiplano Centro y Norte, de las cuales corresponde a cinco avispas y una mosca.

Según la clasificación taxonómica, 2 especies pertenecen a la familia Ichneumonidae, 2 a la familia Braconidae, 1 a la familia Encyrtidae y 1 a la familia Tachinidae, llegando de todos a la identificación de género. En la mayoría de los géneros, las especies descritas son muy pocas, básicamente el conocimiento de los géneros en el neotrópico es precario o escaso y hasta el momento es muy difícil hacer estimaciones sobre el número de especies (Manzaneda, 2012)



Los géneros encontrados son 5 del Orden Hymenoptera, como *Meteorus sp.*, *Deleboea sp.*, *Copidosoma sp.*, *Venturia sp.*, *Cotesia sp.* y 1 del Orden Díptera, como *Phytomyptera sp.* Igualmente Quispe *et al.*, (2014), encuentra seis parasitoides, 5 del Orden Hymenoptera y 1 del Orden Díptera, siendo los mismos géneros, así mismo Mamani, (1998), encuentra 7 parasitoides de *Eurysacca melanocampta*, 6 del Orden Hymenoptera siendo: *Meteorus sp.*, *Deleboea sp.*, *Copidosoma sp.*, *Venturia sp.*, *Apanteles sp.*, *Diadegma sp.*, y 1 del Orden Díptera, como *Phytomyptera sp.*

Cuadro 15. Clasificación de los parasitoides encontrados en larvas de *Eurysacca melanocampta*.

Orden	Hymenóptera	Hymenóptera	Hymenóptera	Hymenóptera	Hymenóptera	Díptera
Sub orden	Apocrita	Apocrita	Apocrita	Apocrita	Apocrita	Brachycera
Súper familia	Icheumonoidea	Icheumonoidea	Icheumonoidea	Icheumonoidea	Chalcidoidea	Oestroidae
Familia	Ichneumonidae	Ichneumonidae	Braconidae	Braconidae	Encyrtidae	Tachinidae
Sub Familia	Banchinae	Campopleginae	Meteorinae	Microgastrinae	Encyrtinae	Tachininae
Genero	<i>Deleboea sp.</i>	<i>Venturia sp.</i>	<i>Meteorus sp.</i>	<i>Cotesia sp.</i>	<i>Copidosoma sp.</i>	<i>Phytomyptera sp.</i>

Fuente: Elaboración propia a base de comparaciones de muestras y llaves taxonómicas (2016)

6.8. Descripción de parasitoides

6.8.1. *Deleboea sp.* (Cameron) 1903 (Hymenoptera: Ichneumonidae)

El género *Deleboea sp.*, pertenece a la subfamilia Ichneumoninae, la hembra de *Deleboea sp.*, realiza la parasitación a larvas de *Eurysacca melanocampta*, la larva del parasitoides se desarrolla en el hospedero poco protegido, cuando la larva de *Deleboea sp.* ha llegado a su ultimo estadio la larva empieza salir de la larva de *Eurysacca melanocampta* antes de que llega a la formación de pupa.

Cantor *et al.*, (2006), indica que la familia Ichneumonidae se caracterizan por ser endoparasitoides, koinobiontes, las larvas son solitarias y gregarias, son parasitoides de larvas del orden Lepidóptera.



6.8.1.1. Características físicas del adulto, larva y cocón de *Deleboea* sp.

➤ Adulto

La longitud promedio es de 4,50 mm, el largo de antena de 2,91 mm de forma filiforme, su abdomen de 2,23 mm en promedio, de color negro dorsalmente y de color verde-amarillo ventralmente, en el dorso del abdomen hay 6 líneas de color verde-amarillo (Fotografía 17). Su ovipositor mide en promedio 2,83 mm. Largo de ala de 6,26 mm y ancho de 1,48 mm en promedio.



Fotografía 17. Adulto de *Deleboea* sp.

➤ Larva

Las larvas son de forma himenopteriforme, alargado, de color blanco, hasta la formación de la pupa.

➤ Cocón

En estado de cocón es de color blanco en forma de cono truncado con un largo promedio de 6,26 mm, un ancho dorsal de 2,51 mm y el ancho ventral de 2,51 mm (Fotografía 18). El tiempo que pasara es aproximadamente de 8 a 9 meses en este estado, porque en este estado entra en diapausa, al colectar las pupas de marzo y abril se observa que *Deleboea* sp. adultos emergen entre los meses de noviembre-



diciembre. Al momento de emerger el adulto empieza a morder la parte dorsal del cocon en forma circular, haciendo un orificio de 1,33 mm en promedio del cual empieza a salir el adulto comenzando por la cabeza.



Fotografía 18. Cocon de *Deleboea sp.*

6.8.2. *Venturia sp.* (Schrottky) 1902 (Hymenoptera: Ichneumonidae)

El género *Venturia sp.*, pertenece a la subfamilia Campopleginae, la hembra de *Venturia sp.*, realiza la parasitación en larvas de primeros estadios de *Eurysacca melanocampta*, esta larva se desarrolla en el hospedero poco protegido hasta llegar al último estadio, es ahí donde la larva de *Venturia sp.* emerge de la larva de *Eurysacca melanocampta*. Cantor *et al.*, (2006), menciona que se caracterizan por ser endoparasitoide, koinobionte, las larvas son solitarios o gregarios, parasitoides de larvas de del orden Lepidóptera.

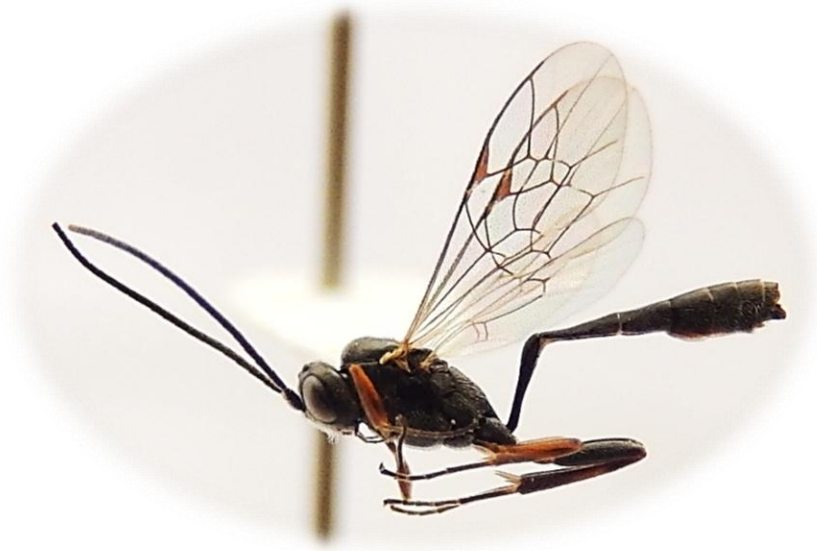
6.8.2.1. Características físicas del adulto, larva y cocón de *Venturia sp.*

➤ Adulto

Los adultos tienen una longitud promedio de 5,50 mm y un ancho de 0,76 mm, el ovipositor de promedio de 2,05 mm, las antenas en promedio de 2,28 mm de forma filiforme, la cabeza, el tórax y en el metasoma son de color negro, este último tiene 4 líneas de color blanquecino que lo bordean en forma de anillo, la ala tiene un largo de



4,03 mm y un ancho de 1,61 mm (Fotografía 19). Los adultos aparecen en los meses de febrero, intensificándose en los meses de marzo y abril (Mamani, 1998).



Fotografía 19. Adulto de *Venturia sp.*

➤ **Larva**

Su larva es de forma vermiforme y es solitaria, es decir que cada uno se desarrolla en un solo hospedero.

➤ **Cocón**

Es de forma elipsoide achatado, mide en promedio el largo de 5,10 mm y ancho de 1,89 mm, es de color blanquecino al inicio de su formación del cocón y antes de la emergencia del adulto se pone de un color negro oscuro con una franja blanca en la parte central (Fotografía 20). La duración en este estado es de aproximadamente de 10 a 15 días.





Fotografía 20. Cocón de *Venturia* sp.

6.8.3. *Meteorus* sp. (Haliday) 1835 (Hymenoptera: Braconidae)

Este parasitoide pertenece a la subfamilia Meteorinae, la hembra de *Meteorus* sp., realiza la parasitación en larvas de primeros estadios de *Eurysacca* spp, la larva se desarrolla en el hospedero poco protegido, cuando la larva ha llegado a su ultimo estadio, la larva de *Meteorus* sp. emerge de la larva de *Eurysacca melanocampta*, formando un capullo separada del cadáver del hospedero.

Asi mismo Cantor *et al.*, (2006), menciona que el género *Meteorus* sp., se caracterizan por ser endoparasitoides koinobiontes, solitarios o gregarios de larvas de Coleóptera y Lepidoptera; *Meteorus* incluye a unas 47 especies, algunas de ellas han sido usadas para programas de control biológico.

6.8.3.1. Características físicas del adulto, larva y cocón de *Meteorus* sp.

➤ Adultos

Los adultos tienen una longitud promedio de 3,66 mm y ancho de 0,83 mm, el ovipositor mide 1,60 mm en promedio, las antenas miden en promedio de 2,53 mm de forma filiforme, su cabeza, torax y metasoma son de color negro metálico (Fotografía 21). Los Meteorinae son braconidos no ciclóstomos. Sus principales caracteres diagnósticos son: primer tergo metasomal (T1) peciolado; ala anterior con vena transversal 2cu-a ausente, motivo por el cual la celda 1M es abierta; vena Rs recta, alcanzando el ápice del ala; vena transversal r-m presente; celda 1+2Rs romboide o



cuadrada típica; carena longitudinal media del propodeo dividida en el extremo del ápice (Maetô 1990; S. Shaw, 1997, mencionados por Campos y Sharkey 2006); el largo de la ala en promedio es de 4,60 mm y un ancho de 1,62 mm.

Los adultos aparecen en los meses de febrero, intensificándose en los meses de marzo abril y el tiempo de vida es de aproximadamente de 25 días, (Mamani, 1998), sin embargo Plaza, (1998), menciona que el periodo donde aparece como adulto son entre los meses de marzo y abril, e indica que el tiempo de vida de los adultos en condiciones de laboratorio con alimento es de 24 días en promedio y sin alimento 13 días en promedio.



Fotografía 21. Adulto de *Meteorus sp.*

➤ **Larva**

Su larva es vermiforme solitaria, es decir cada larva se desarrolla en cada hospedero

➤ **Cocón**

Es de forma elipsoide achatado, mide en promedio el largo de 4,60 mm y ancho de 1,62 mm (Fotografía 22), al terminar su estadio final de la larva de *Meteorus sp.* la larva emerge de la larva *E. melanocampta* específicamente de la parte del cuello de larva, haciendo un orificio, al salir la larva a su lado empieza a formar su capullo, mientras la



larva de *E. melanocampta* muere lentamente a su lado envolviendo al cocón, este es de color blanquecino al inicio de su formación y antes de la emergencia del adulto se pone de un color naranja amarillo. Se puede mencionar además que antes de la emergencia el cocón se vuelve un poco más traslucido y se nota el desarrollo y formación del adulto.

La duración del estado en cocón es aproximadamente de 20+- 3 días, pero según Mamani, (1998), es de 30 +- 10 días y no entran en diapausa.

En un intento de criar esta especie Plaza, (1998), menciona en su trabajo de evaluación de dos tecnologías para cría de dos parasitoides endémicos de la polilla de la quinua, que el parasitoide *Meteorus sp.* puede criarse bajo condiciones de laboratorio, con el método de cría en jaulas, llegando a parasitar 16 individuos en promedio durante toda su vida, también indica que para la producción de 464 individuos se necesita alrededor de 41 días con un costo aproximado de 29,2 \$us.



Fotografía 22. Cocón de *Meteorus sp.*

6.8.4. *Cotesia sp.* (Cameron) 1891 (Hymenoptera: Braconidae)

El género *Cotesia sp.*, pertenece a la subfamilia Microgastrinae, la hembra de *Cotesia sp.*, realiza la parasitación en larvas de primeros estadios de *Eurysacca melanocampta*, la larva se desarrolla en el hospedero poco protegido, cuando la larva ha llegado a su ultimo estadio la larva de *Cotesia sp.* emerge de la larva de *Eurysacca melanocampta*, específicamente de la parte del cuello de larva, haciendo un orificio, al salir la larva a su lado empieza a formar su capullo, mientras la larva de *E. melanocampta* muere lentamente a su lado, su ciclo es holometábolo.



Bajonero *et al.*, (2010), menciona que el género *Cotesia sp.* se caracterizan por ser endoparasitoides, koinobiontes, las larvas son solitarios o gregarios, parasitoides de larvas de del orden Lepidóptera, las especies de este género son comunes y se encuentran especialmente en zonas templadas; mientras que a excepción de lo mencionado, se encontró en el Altiplano Boliviano, donde las condiciones son zonas frías, el mismo autor indica que este género son también usadas para programas de control biológico.

6.8.4.1. Características físicas del adulto, larva y cocón de *Cotesia sp.*

➤ Adultos

Los adultos tienen una longitud promedio de 2,31 mm y ancho de 0,84 mm, el largo del metasoma mide en promedio 1,06 mm, el ovipositor mide 0,44 mm promedio, la antena es de forma filiforme y miden en promedio 2,13 mm, la cabeza, el tórax y abdomen son de color negro, la ala en promedio mide el largo de 3,41 mm y ancho de 1,36 mm (Fotografía 23). Los adultos aparecen en los meses de octubre, noviembre y diciembre, reduciéndose en los meses de febrero, marzo y abril (Mamani, 1998).



Fotografía 23. Adulto de *Cotesia sp.*

➤ Larva

Su larva es solitaria, es decir cada larva se desarrolla en cada hospedero, su larva es del tipo himenopteriforme, el color de la larva al principio es de un color blanquecino al



momento de emerger de la larva de *E. melanocampta*. El gancho caudal se transforma en una vesícula anal de gran tamaño que cumple una función respiratoria y está asociada con el sistema circulatorio, presentando la apariencia de una agalla sanguínea, hacia la fase tardía se puede observar el tubo digestivo claramente, el color es transparente al inicio y se torna opaco hacia el final de este instar (Narayanan *et al.*, 1956; Cardona y Oatman, 1975, mencionado por Bajonero *et al.*, 2008).

➤ **Cocón**

Es del tipo exarata o libre, de forma elipsoide achatado, mide en promedio el largo de 3,41 mm y ancho de 1,36 mm, es de color blanquecino al inicio de su formación de pupa y antes de la emergencia del adulto se pone de un blanco turbio, está cubierta de un capullo cilíndrico formado por hilos blancos brillantes (Fotografía 24).

La duración del estado en cocón es aproximadamente de 6 días, pero según Mamani, (1998), es de 30 días y no entran en diapausa.



Fotografía 24. Cocón de *Cotesia sp.*

6.8.5. *Copidosoma sp.* (Ratzeburg) 1844 (Hymenoptera: Encyrtidae)

El género *Copidosoma sp.*, pertenece a la subfamilia Encyrtinae, la hembra de *Copidosoma sp.*, realiza la parasitación en huevos de *Eurysacca melanocampta*, la larva se desarrolla en el hospedero poco protegido, cuando la larva ha llegado a su último estadio la larva de *Copidosoma sp.* empieza a momificar en su último estadio larva de *Eurysacca melanocampta* antes de que llega a la formación de pupa.



Así mismo Cantor *et al.*, (2006), menciona que esta familia de Encyrtidae se caracteriza por ser endoparasitoides, koinobiontes, las larvas son solitarias y gregarias, parasitoides de huevos o larvas del orden Lepidóptera, Coleóptera, Díptera, muchas de estas especies de este género son exitosos en el control biológico mediante la introducción.

6.8.5.1. Características físicas del adulto, larva, momia y cocon de *Copidosoma sp.*

➤ **Adulto**

Longitud en promedio es de 1,45 mm, con un ancho de 0,74 mm, con un largo de ovopositor de 0,22 mm en promedio, con un largo de antena de 0,59 mm, cuerpo de color verde metálico, con un lustre cobrizo, cabeza con margen occipital aguda (Fotografía 25).



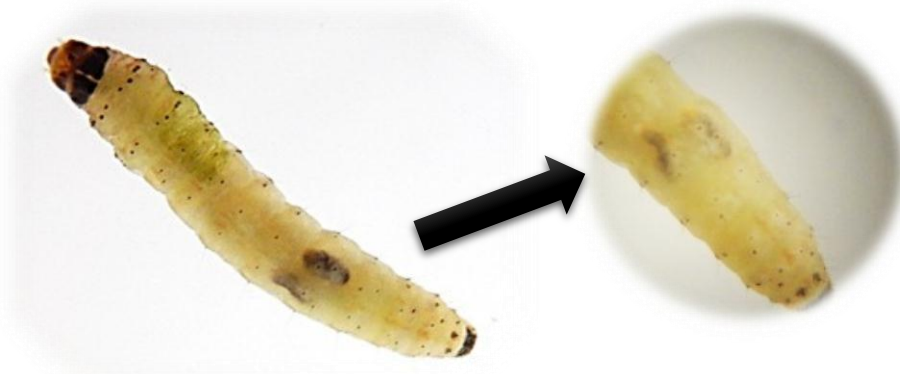
Fotografía 25. Adulto de *Copidosoma sp.*

➤ **Larva**

La larvas son de forma encirtiforme, alargado, de color blanco cremoso, mide en promedio 1,1 mm de largo.



Antes de formación de la momia se observa que en la larva hay dos puntos negros que se mueven, el cual es un indicador de la maduración de la larva de *Copidosoma* sp. y pronto a formar la momia, esta observación se encuentra y se forma en la parte dorsal posterior de la larva de *E. melanocampta*, en los dos lados sublaterales en el 7mo y 8vo segmento (Fotografía 26).



Fotografía 26. Larva de *Eurysacca melanocampta* con signos de parasitación por *Copidosoma* sp.

➤ **Momia y cocón**

La momia mide en promedio 8,34 mm de largo y 1,72 mm de ancho, al inicio de su formación es de color blanquecino, para luego ser de color amarillo crema y a medida que va madurando llega a un color amarillo oscuro y se va notando los cocones maduros hasta formarse de color negro (Fotografía 27), pasara un tiempo aproximado de 8 meses en este estado, el número de individuos que pueden desarrollarse dentro de larva de *Eurysacca* es de 28 a 32 larvas en promedio por hospedero, el cocón mide en promedio 1,41 mm de largo y 0,63 mm de ancho (Fotografía 28).





Fotografía 27. Maduración de la momia de *Copidosoma sp.*



Fotografía 28. Adulto de *Copidosoma sp.*

6.8.6. *Phytomyptera sp.* (Rondani) 1845 (Diptera: Tachinidae)

El género *Phytomyptera sp.*, pertenece a la subfamilia Tachinidae, la hembra de *Phytomyptera sp.*, realiza la oviposición en larvas de primeros estadios de *Eurysacca melanocampta*, al eclosionar, la larva ingresa al interior de la larva de *E. melanocampta* donde se desarrolla, la larva crece en un ambiente poco protegido, su ciclo es holometábolo, Calvo, (2014), menciona que se caracterizan por ser endoparasitoides, koinobiontes, las larvas son solitarias y gregarias, son parasitoides de larvas del orden Lepidóptera y Coleóptera.



6.8.6.1. Características físicas del adulto, larva y pupario de *Phytomyptera* sp.

➤ **Adulto**

El adulto tiene mide en promedio una longitud de 3,41 mm y ancho de 1,46 mm, con un largo de abdomen de 1,19 mm, tiene una antena aristada de tamaño de 0,58 mm en promedio, la cabeza, tórax y abdomen son de color negro, el tamaño de la ala en promedio es de largo 2,83 mm y 1,43 mm (Fotografía 29). Los adultos aparecen en los meses de marzo y abril (Mamani, 1998).



Fotografía 29. Adulto de *Phytomyptera* sp.

➤ **Huevo**

Es monoembrionica el adulto desova sobre la parte dorsal de la larva entre el 8vo y 9no segmento, en el estadio de la larva a un no se es muy preciso, al colocarla el huevo sobre la larva, le garantiza al embrión a completar su desarrollo y así luego pueda penetrar e invadir los tejidos de su hospedero para alimentarse de este durante su ciclo larval. Este mecanismo de ovipositar sobre la larva es muy característico de las especies parasíticas Koinobiontes endoparasitoide (Calvo, 2014).



➤ **Larva**

Su larva es del tipo vermiforme, su desarrollo es solitaria, es decir cada larva se desarrolla en cada hospedero.

➤ **Pupario**

Es de forma elipsoide alargado, es de color marrón a guindo vino, longitudinalmente mide 4,05 mm y de ancho 1,64 mm en promedio (Fotografía 30). En este estado dura 5 días aproximadamente; aunque Mamani, (1998), indica que en este estado pasa aproximadamente dos meses.



Fotografía 30. Pupario de *Phytomyptera* sp.



7. CONCLUSIONES

Sobre la base de los resultados obtenidos y bajo las condiciones en las que se realizó el presente trabajo de investigación, se llega a las siguientes conclusiones:

Durante las evaluaciones de las superficies de ovoposición de la polilla de la quinua, en la campaña agrícola 2012-2013, se observó una preferencia de oviposición sobre las plantas vivas, a comparación al grano de quinua y papel sabana, además se observa que bajo las condiciones ambientales de 25°C y 70% HR en promedio, existen mayores posibilidades para su multiplicación. Mencionar que este año los tratamientos no salieron bien, ya que se tropezó que la especie es muy sensible a la cría en laboratorio.

Para la cría de la polilla de la quinua para la gestión agrícola 2013-2014 las condiciones ambientales de invernadero son más favorables en comparación a las condiciones de laboratorio.

Bajo el método combinado de laboratorio-invernadero, se obtuvo una primera generación de *Eurysacca melanocampta* con 849 larvas bajo condiciones de invernadero- laboratorio y 45 larvas bajo condiciones de laboratorio, las diferencias son altamente significativas.

Se pudo desarrollar un protocolo de cría masiva para la polilla de la quinua (*Eurysacca melanocampta*) con un método de dos etapas combinada (invernadero y laboratorio), el cual consiste que los estados de adultos, huevo y primeros estadios larvales pasen en condiciones de invernadero, y los estados de larvas a partir de 3er y 4to estadio, hasta a formación de pupa y emergencia del adultos pasen en condiciones de laboratorio, estas dos condiciones ayudan a que se desarrolle una cría constante.

Se presenta un dimorfismo sexual en estado de pupa y adulto de la polilla de la quinua, donde para pupa el poro genital para las hembras se encuentran en el 8vo segmento y para los machos en el 9no; para el estado de los adulto la forma de la terminación del abdomen es una característica: en machos es en forma de brocha y en hembras



en forma de cuello de botella; además se observa una diferenciación por la espina del acoplamiento alar, siendo 1 espina para los machos y de 3 espinas para las hembras.

El registro de cópulas, donde se observó en mayor cantidad fue en condiciones de invernadero (31,9°C y 54,4 % HR, fluctuante) con 21 copulas, mientras que en laboratorio (9,7°C y 60,2% HR, constante) solo registro 4, también se observa que la mayor frecuencia de copulas se da entre las 20:00 y 22:30 horas.

Para el manejo de la cría de larvas de la polilla de la quinua en las campañas agrícolas 2012-2013 y 2013-2014, en esta última campaña, se logró mejorar la técnica de cría masiva de larvas en laboratorio (factores de manejo y mecánico durante el proceso), reduciendo la mortandad de 12,1 % a 10,4 %.

El porcentaje de parasitismo fue de 37,6%, donde la especie con mayor porcentaje de parasitismo fue de *Meteorus sp.* con 10,2 % del total colectado, durante la campaña agrícola 2012-2013.

El porcentaje de parasitismo fue de 12,9%, donde la especie con mayor porcentaje de parasitismo fue *Deleboea sp.* con 5,3 % del total colectado, durante la campaña agrícola 2013-2014.

La especie *Copidosoma sp.* en ambas campañas agrícolas es el segundo parasitoide en porcentajes de parasitismo, donde el año 2012-2013 tiene 9,2 % del total, mientras que en el año 2013-2014 llega a 2,5 % del total.

Se encontró seis parasitoides las cuales se clasifican taxonómicamente en: 5 del Orden Hymenoptera: 2 de la familia Ichneumonidae: *Deleboea sp.*, y *Venturia sp.*, 2 de la familia Braconidae: *Meteorus sp.* y *Cotesia sp.* y 1 de la familia Encyrtidae: *Copidosoma sp.*, y 1 del Orden Díptera: familia Tachinidae : *Phytomyptera sp.*



8. RECOMENDACIONES

Optimizar la cría de la polilla de la quinua, para lo cual se requiere optimizar la proporción sexual de adultos conjuntamente con nuevos prototipos de jaulas más pequeñas para la cría dentro del invernadero.

Realizar costos de producción de la cría de la polilla de la quinua, para las condiciones de invernadero y condiciones de laboratorio.

Hacer ensayos de dieta artificial para la alimentación de estadios larvales de la polilla de la quinua, para una optimización de la cría.

Realizar ensayos con número de cópulas que puede realizar una hembra en toda su vida adulta, asociado con el número de huevos que podría colocar bajo condiciones controladas.

Probar nuevos métodos de cría para las condiciones de laboratorio, enfatizando las condiciones óptimas para los estados de adulto-huevo.

Realizar trabajos sobre taxonomía, juntamente con estudios de biología, ecología y comportamiento de cada una de las especies, lo que ayudaría a manejarlos y desarrollar un manejo integrado de plagas.

Se recomienda desarrollar métodos y protocolos de cría masiva de los parasitoides nativos de la polilla de la quinua.



9. BIBLIOGRAFIA

Arragan, F. 2010. Nivel de daño económico de la polilla de la quinua (*Eurysacca quinoa*) en la localidad de Jalsuri – Altiplano Central. Tesis para Lic. Ing. Agro. La Paz – Bolivia. Facultad de Agronomía, UMSA. 76 – 77 P.

Avalos, F. 1996. Ciclo biológico, fluctuación poblacional e identificación de la *kcona kcona*, plaga del cultivo de la quinua. Tesis para Lic. Ing. Agro. La Paz – Bolivia. Facultad de Agronomía, UMSA. 69 – 77 P.

Bajonero, J; Cordova, N.; Cantor, F.; Rodriguez, D.; Cure, J. 2008. Biología y ciclo reproductivo de *Apanteles gelechiidivoris* (Hymenoptera: Braconidae), parasitoidede *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae). Revista Agronomia. Colombia. Nro. 26 (3). 2008. 417 - 423 p.

Bar, M. 2009. Clase insecta, Orden Lepidópteros. Biología de Artropodos. 3 p.

Blajos, J.; Ojeda, N.; Gandarillas, E.; Gandarillas, A. 2014. Economía de la quinua: Perspectivas y desafíos. Revista de agricultura. Bolivia. Nro. 54. Julio de 2014. 3 - 8 p.

Bedregal, D. 2006. Manual del manejo agroecológico de plagas. AEDES (ASOCIACION ESPECIALIZADA PARA EL DESARROLLO SOSTENIBLE). Primera edición, 2006. Arequipa, Perú. Litographic impresiones. 14, 18 p.

Bernal, J. 2007. Teoría y Aplicación del Control Biológico. Biología. Ecología y Etología de Parasitoides. Capítulo 5. Rodríguez-del-Bosque, L. A. y H. C. Arredondo-Bernal (eds.). Sociedad Mexicana de Control Biológico, México. p 62 – 70 p.

Boquin, G. 2002. Estudios de la crianza masiva de *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) en laboratorio. Tesis para Lic. Ing. Agro. Universidad de Zamorano – Honduras. Carrera de Ciencia y Producción Agropecuaria Honduras. 13 p.

Cantor F., Cure J. y López-Ávila A. 2006. Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Hymenoptera «Parasitica» como agentes de control biológico en



Colombia. Ed. Fernandez, F.; Sharkey, M. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia. 2006. Bogotá D. C.; 174, p.

Cardenas, M., Aquino M., Costa, J. s.f. Ciclo biológico de la polilla de la quinua: *Eurysacca melanocampta Meyrick* (Lepidoptera: Gelechiidae) y proporción de sexos en adultos en el cusco. Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco. Cusco, Perú. Facultad de Ciencias Biológicas, Laboratorio de Entomología, Ambiente C-333. 1p.

Cisneros, V. Fausto, H. 1980. Principios del control de plagas agrícolas. Lima 1980, pp. 1-2.

Crispín, A. 2009. Impacto de la fluctuación poblacional de la polilla (*Eurysacca melanocampta Meyrick*) y complejo ticonas en el rendimiento productivo de cuatro variedades de quinua en la comunidad ñacamaya del departamento de la paz. Tesis para Lic. Ing. Agro. La Paz – Bolivia. Facultad de Agronomía, UMSA. 58 p.

Coscolla, R. 1980. Incidencia de los factores climatológicos en la evolución de las plagas y enfermedades de las plantas. Boletín, Servicio Plagas, 6: 123-129, 1980. 10 – 14 p.

Costa, j.; Yábar, E.; Gianoli, E. 2009. Parasitismo sobre *Eurysacca melanocampta Meyrick* (LEPIDOPTERA: GELECHIIDAE) en dos localidades de Cusco, Perú. Revista Facultad Nacional de Agronomía, Medellín. vol.62 no.1. 1-9 p.

Cordero y Santolamazza 2009. Ecología de insectos. Efecto de la temperatura en insectos plaga. Cali - Colombia. 44 – 48 p.

Choquehuanca, M. 2011. Ciclo biológico de *Copitarsia incommoda* Walker plaga del cultivo de la quinua en condiciones de laboratorio. Tesis para Lic. Ing. Agro. La Paz – Bolivia. Facultad de Agronomía, UMSA. 29-31 p.

Delgado, PE. 1989. Determinación taxonómica y porcentaje de parasitismo de insectos benéficos sobre *Eurysacca mlanocampta meyrick* “Kcona Kcona” en quinua. Tesis Lic. Puno, PE. Universidad Nacional del Altiplano.



Dughetti, A., Martínez J., Aquino D., Zárate A., 2013. Resúmenes de la V Reunión Argentina de Parasitoidólogos. Presencia de microhimenópteros parasitoides en lepidópteros que atacan a la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.), en la zona de riego del sur bonaerense, Argentina. 53 y 54 p.

Echeverría, B., Enríquez L. 2006. Determinación de parámetros técnicos para crianza masiva de la polilla de la papa (*Tecia solanivora*, Povolny) en la provincia del Carchi con proyección a la producción de baculovirus. Tesis para Licenciatura Ingeniería Agropecuaria. Ibarra – Ecuador. Escuela de Ciencias Agrícolas y Ambientales ECAA, Pontificia Universidad Católica del Ecuador sede Ibarra. 48 - 68, 81 - 83 p.

Figuroa, I., Rios, B., Crespo, L., Saravia, R., Quispe, R. (2013). Parasitoides de larvas de polilla de la quinua (*Eurysacca quinoae* P.) perspectiva de control natural en campos de quinua del Altiplano boliviano. Memorias del congreso mundial de la quinua 2013. Ecuador. 78 p.

Figuroa, I., Rios, B., Crespo, L., Saravia, R., Quispe, R. (2013). Parasitoides de larvas de polilla de la quinua (*Eurysacca quinoae* P.) perspectiva de control biológico en quinua orgánica. Memorias congreso científico de la quinua 2013. 14 y 15 de Junio de 2013. La Paz – Bolivia. 359 -361 p.

FUNDACION PROINPA, 2008. Informe de actividades periodo noviembre 2007– junio 2008 “Herramientas para el desarrollo del manejo integrado de plagas en la producción de quinua orgánica” La paz, Julio de 2008, pp19, 34.

FUNDACION PROINPA, 2005. Módulo 2 Manejo Agronómico de la Quinua Orgánica, Primera Edición 2005. Impreso en La Paz – Bolivia, pp. 59 – 60.

Gandarillas, A. 2001. Nueva estructura de generación y transferencia de tecnología en quinua en Bolivia, en Memorias primer taller internacional sobre quinua, La Molina Lima Perú, pp. 315, 317.



Gandarillas, A., Rojas, W., Bonifacio, A., Ojeda N. 2014. La quinua en Bolivia: Perspectiva de la Fundación PROINPA. Capítulo 5. En: Bazile, D. "Estado del arte de la quinua en el mundo". FAO. 411 – 412 p.

Gandarillas, A., Saravia, R., Plata, G., Quispe, R., Ortiz-Romero. 2014. Principales plagas y enfermedades de la quinua. Capítulo 2.6. Bazile D. *Et a.*, 2014 (Ed). Estado del arte de la quinua 2013. FAO (Santiago de Chile) y CIRAD, (Montpellier, Francia):.227 – 235 p.

Gómez, R. 2006. Plan de manejo propuesto para la cría de mariposas promisorias como alternativa productiva para comunidades indígenas de la Amazonia Colombiana. Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa, n1 38 (2006). Entomología Aplicada. 3 – 5 p.

Gutiérrez, A. 2012. Evaluación de dietas y sustratos artificiales de oviposición para la crianza de *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidóptera: Gelechiidae). Tesis para Lic. Ing. Agro. Valdivia – Chile. Escuela de Agronomía. Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Austral de Chile. 9 – 11 p.

Gutierrez, M. 2013. Determinación del umbral y nivel de daño económico de la polilla (*Eurysacca quinoae*) en quinua en la comunidad de Ñacamaya, del Altiplano Central. Tesis para Lic. Ing. Agro. La Paz – Bolivia. Facultad de Agronomía, UMSA. 48 - 68, 81 - 83 p.

Investigaciones de Sanidad Vegetal. Fitosanidad, vol. 11, núm. 1, marzo, 2007, Cuba. 19-24 p.

Ibáñez V. 2000. Aplicaciones estadísticas en ganadería. Primera Edición 2000. Impreso en Puno – Perú, pp. 1 – 3.

Lino, V; Olivera, J.; Saravia, R.; Quispe, Q.; Gandarillas, E.; Crespo L. 2014. Difusión masiva de la estrategia del Manejo Integrado de Plagas (MIP) en quinua. Revista de Agricultura. Bolivia. Nro 54. Julio de 2014. 68 p.



Lutino, S. 2009. Evaluación de la incidencia poblacional de la polilla (*Eurysacca melanocampta* Meyrick) y complejo ticona en cuatro variedades de quinua (*Chenopodium quinoa Willd.*), en Salinas Garci Mendoza, departamento de Oruro. Tesis para Lic. Ing. Agro. La Paz – Bolivia. Facultad de Agronomía, UMSA. 46 - 56, 79 - 80 p.

Maldonado, J. 2005. Dinámica poblacional de insectos beneficios asociados al cultivo de quinua en tres sitios en poscosecha, localidad viroxa, provincia ladislao cabrera del departamento de Oruro. 3 p.

Mamani, D. 1998. Control biológico en forma natural de la polilla de la quinua (*Eurysacca melanocampta* Meyrick) por parasitoides y perspectivas de cria para su manipulación en el Altiplano Central. Tesis para Lic. Ing. Agro. La Paz – Bolivia. Facultad de Agronomía, UMSA. 36 - 45, 68 - 70 p.

Mamani, J. 2009. Evaluar la dinámica poblacional de la polilla de la quinua (*Eurysacca melanocampta* Meyrick) y complejo ticonas en cuatro variedades de quinua en la comunidad Chinchaya del departamento de La Paz. Tesis para Lic. Ing. Agro. La Paz – Bolivia. Facultad de Agronomía, UMSA. 36 - 45, 68 - 70 p.

Mamani, F. 2012. Influencia de la población de *Eurysacca spp.* (LEPIDOPTERA; GELECHIIDAE) sobre la producción de quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) bajo condiciones naturales en tres regiones del Altiplano Boliviano. Tesis para Doctoris Scientiae en ciencia, tecnología y medio ambiente. Puno – Perú. Escuela de post Grado, Programa de Doctorado, Especialidad: en Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente, Universidad Nacional del Altiplano – Puno. 60 – 83 p.

Mamani, F. 2014. Cria de la polilla de la quinua (entrevista). La Paz – Bolivia, Universidad Mayor de San Andrés, Carrera de Ingeniería en Comercialización Agrícola.

Maldonado, A., Zenner, I. (2009). Evaluación de dietas merídicas para la cría en laboratorio de *Spodoptera frugiperda* (j.e. smith) (Lepidóptera:



noctuidae). Revista U.D.C.A Actualidad & Divulgación Científica 12 (1): 79-90. 1 -12 p.

Manzaneda, A. 2012. Evaluación del ataque de parasitoides en la cría de Lepidópteros (Mariposas) en cautiverio proyecto Nayriri, localidad del Chairo, Provincia Nor Yungas, departamento de La Paz. Tesis para Lic. Ing. Agro. La Paz – Bolivia. Facultad de Agronomía, UMSA. 91 p.

Marin, M., Quercetti, M., Diaz, E., Caballero, A. (2002). *Tuta Absoluta*, cría en condiciones de laboratorio. Rev. Facultad de Ciencias Agrarias UNCuyo. Tomo XXXIV. N° 2. Año 2002. 1 – 6 p.

Mujica A. 1993. Manual del cultivo de quinua. Proyecto TTA-AID-INIA. Lima, PE. 32 – 46 p.

Mujica A., Ortiz R., Bonifacio A., Saravia R., Corredor G., Romero A., Jacobsen S. 2006. Agroindustria de la quinua, Puno Perú, 9– 10 p.

Nájera, M. y Souza, B. 2010. Insectos benéficos, guía para su identificación. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP - MEXICO) y la Universidad Federal de Lavras (UFLA - BRASIL), Impreso en México, 35 p.

Nicholls, Cl. 2008. Control biológico de insectos: un enfoque agroecológico. Ciencia y tecnología. Editorial Universidad de Antioquia, Medellín - Colombia, 2008. 69 – 82 p.

Ochoa, R. y Franco, J. 2013. Morfología y biología de la polilla de la quinua *Eurysacca melanocampta Meyrick*, 1917, (Lepidóptera: Gelechiidae), de Cusco (Perú). Bioma feb. 2013: 1-3 p.

Ortiz R. 2001. Nueva estructura de generación y transferencia de tecnología en quinua en Bolivia, en Memorias primer taller internacional sobre quinua, La Molina Lima Perú. 115, 116 p.



Orihuela, S. 2008. Control de la polilla de la quinua (*Eurysacca melanocampta*) con extractos naturales en la localidad de Quipaquipani – provincia Ingavi. Tesis para Lic. Ing. Agro. La Paz – Bolivia. Facultad de Agronomía, UMSA. 68 - 72 p.

Paredes, r. (2013). Influencia de la temperatura en el ciclo de vida de la polilla de la papa (*Phthorimaea operculella* Zeller) bajo condiciones controladas en el municipio de Patacamaya del departamento de La Paz. Tesis para Lic. Ing. Agro. La Paz – Bolivia. Facultad de Agronomía, UMSA. 60 - 70 p.

Povolný, D. 1997. *Eurysacca quinoae* sp. a new quinoa-feeding species of the tribe gnorischemini (Lepidoptera, Gelechiidae) from Bolivia. Steentrupia. 22:41 - 43 p.

PROYECTO DE ALIANZAS RURALES, 2009. Plan de manejo de plagas (Manejo integral de plagas) versión final, Bolivia, pp. 29 – 30.

PROINPA, 2008. Programa de apoyo a la cadena de la quinua - Altiplano Sur. “Herramientas para el desarrollo del manejo integrado de plagas en la producción de quinua organica”. Componente: Investigación para el desarrollo y aplicación efectiva de feromonas para mejorar la producción de quinua orgánica en Bolivia. Informe de actividades Periodo Nov 2007 – Jun 2008. Actividad 2.2. Cria de polillas para la identificación y síntesis de feromona; 19 - 20, p.

Quispe, R. 2002. Dosis de *Baculovirus phthorimaea* para el control biológico de *Eurysacca melanocampta* Meyrick en el cultivo de la quinua. Tesis para Lic. Ing. Agro. La Paz – Bolivia. Facultad de Agronomía, UMSA. 88 p.

Quispe, R.; Saravia, R.; Villca, M.; Lino, V. 2014. Plagas y Enfermedades del cultivo de la quinua. El complejo polilla. Ed. Saravia, R.; Plata, G.; Gandarilas, A. 2014. Cochabamba, BO, Fundación PROINPA; 49 – 62, p.

Rasmussen, C.; Jacobsen, SE; Lagnaoui A., 2001. Las polillas de la quinua (*Chenopodium quinoa* Willd.) en el Perú: *Eurysacca* (Lepidoptera: Gelechiidae). Revista Peruana de Entomología. 42: 57-59.



Rasmussen, C; Lagnaoui, A; Esbjerg, P. (2003). Advances in the Knowledge of Quinoa Pests. Food reviews international. 19 (1 y 2): 61 p.

Ramos, M. y Juárez, D. 2011. Protocolo de identificación de la polilla del tomate (Tuta absoluta Meyrick) Lepidóptera: Gelechiidae. Programa fitosanitario regional de apoyo a la cadena de solanáceas. OIRSA (ORGANIZMO INTERNACIONAL REGIONAL DE SANIDAD AGROPECUARIA). 2 p.

Realpe A., F., Bustillo, P., López, N. (2007). Optimización de la cría de *Galleria mellonella* (L.) para la producción de nematodos entomopatógenos parásitos de la broca del café. Cenicafé 58(2):142-157. 2007. 1 – 16 p.

Rincón D., Lopez-Avila A. 2004. Dimorfismo sexual en pupas de *Tecia solanivora* (Povolný) (Lepidoptera: Gelechiidae). Revista Corpoica. Vol. 5 Nro. 1. octubre de 2004. 1 - 2 p.

SOLID OPD. 2010. “Proyecto integral de quinua” Modulo 2 Manejo Fitosanitario, Primera Edición 2010, Perú, pp. 35 – 38.

Saravia, R.; Quispe, R.; Villca, M.; Lino, V. 2014. Plagas y Enfermedades del cultivo de la quinua. Alternativas del Manejo Integrado del Complejo Noctuido. Ed. Saravia, R.; Plata, G.; Gandarilas, A. 2014. Cochabamba, BO, Fundación PROINPA; 45 – 48 p.

Saravia y Quispe, 2003. Biología y comportamiento de las ticonas. Fundación PROINPA Ficha técnica Nro. 4 – 2013: 1-4 p.

Saravia y Quispe, 2003. Biología y comportamiento de la polilla de la quinua (*Eurysacca melanocampta* Meyrick). Fundación PROINPA Ficha técnica Nro. 5 – 2013: 1-4 p.

Saravia, R., Bonifacio, A. 2002. La poliedrosis nuclear, un control biológico natural del complejo ticonas en las comunidades de Patacamaya, Jalsuri y Belen. Informe de la Fundación Proinpa 2003. 2-4 p.

Saravia R.; García J. s.f. Las plagas de la quinua: Comportamiento de la plagas en el periodo invernal. 4 -6 p.



Toro M., Méndez A. 2007. Influencia de la temperatura media, humedad relativa y precipitaciones en el comportamiento de tres especies de insectos plagas asociados al cultivo del tabaco al sol en el municipio de puerto padre. Red de Revistas Científicas de América Latina, el Caribe, España y Portugal. 20 p.

Valoy, M., Bruno, M., Prado, F.; González, J. 2011. Insectos asociados a un cultivo de quinoa en Amaicha del Valle, Tucumán, Argentina. Acta zoológica lilloana 55 (1): 16–22, 2011. 16 -20 p.



ANEXOS



Anexo 1. Pruebas preliminares para comprobar el efecto de dos condiciones ambientales, superficies de ovoposición y tipos de jaula de cría para la ovoposición de la polilla de la quinua 2012-2013

Con el fin de ajustar la metodología del estudio y probar hipótesis, se realizaron ensayos preliminares para obtener posturas de huevos de la polilla de la quinua en laboratorio.

Ensayo preliminar Nro. 1.- Se utilizó tapers cuadrados (0.16 x 0.16 x 0.7 m) de volumen de 1 kilo, tapado con una de red de malla milimetrada, sujetado con liga, una vez sujetado se colocó encima un disco de papel sabana, donde deberían haber colocado los huevos, esto como se lo realiza en la cría de la polilla de la papa *Phthorimaea operculella* (PROINPA, 2001; Gutiérrez, 2012), donde se liberó 10 parejas. Para este ensayo se realizaron 5 repeticiones con una temperatura promedio de 20 °C y una Humedad Relativa promedio de 30%.

Ensayo preliminar Nro. 2.- Se utilizó envases dulceros de plástico (0,50 x 0.20 x 0.20) con bandas de papel secante colgadas por dentro, el envase se cubrió con una de red de malla milimetrada, sujetado con liga, una vez sujetado se colocó encima un disco de papel sabana, esto como se lo realiza para la cría de ticonas de quinua *Copitarsia incommoda* (PROINPA, 2008), donde se liberó 20 parejas por envase. Para este ensayo se realizaron 5 repeticiones con una temperatura promedio de 20 °C y una Humedad Relativa promedio de 30%.

Ensayo preliminar Nro. 3.- Se utilizó envases dulceros de plástico (0,50 x 0.20 x 0.20) con bandas de papel sabana corrugado en dobleces, papel secante y tela micropolar color amarillo, el envase se cubrió con una de red de malla milimetrada, sujetado con liga, esto se reajusta como se realiza para la cría de ticonas de quinua *Copitarsia incommoda* (Quispe, 2000, mencionado por PROINPA, 2008), donde se liberó 20 parejas por envase. Esto se lo realizo en dos condiciones ambientales de laboratorio, con 2 repeticiones. Laboratorio 1 con una temperatura promedio de 20+-4 °C y una Humedad Relativa promedio de 25+-8%, laboratorio 2 con una temperatura promedio de 25+-4 °C y una humedad de 35+-8 %.



Resultados de trabajos preliminares para la ovoposición de la polilla de la quinua

Los resultados de los trabajos preliminares fueron:

Ensayo preliminar Nro. 1.- No existió postura de huevos, además se observa que la mortandad de los adultos es antes de los 10 días. Se entiende que algunas condiciones a un no están dadas para las posturas, por lo que se analiza que puede ser por el espacio reducido, ya que los adultos mostraban una especie de conmoción en el vuelo, las condiciones ambientales a un no son propicios para la copula y la oviposición.

Ensayo preliminar Nro. 2.- No se encontraron posturas, pero la actividad de vuelo es más constante y no tan perturbada en el vuelo, el comportamiento de copula a un no se ve, y la mortandad de los adultos es a un antes de los 10 días, lo que se aprende es que las condiciones ambientales a un no son favorables y se debe aumentar o reducir la temperatura y humedad con el fin de poder ver menor mortandad, y que el espacio a un debe aumentar, y las superficies de ovoposición a un no son las correctas para esta especie.

Ensayo preliminar Nro. 3.- En este tratamiento no hubo posturas en ninguna de las superficies ofrecidas, pero las circunstancias de las condiciones ambientales aumentaron la longevidad de los adultos con la condición de laboratorio 2 a 20 días, siendo un paso a mejorar en los laboratorios el aumento de temperatura y humedad. También sigue jugando un papel muy importante el espacio de vuelo en los adultos, algunos autores recomiendan aumentar la densidad de la población, para mejores opciones de copula.



Anexo 2. Pruebas preliminares para comprobar el efecto de dos condiciones ambientales, superficies de ovoposición y tipos de jaula para la ovoposición de la polilla de la quinua 2013 - 2014.

Con el fin de ajustar la metodología para este año y viendo los resultados anteriores, más las observaciones directas, se realizaron ensayos preliminares para obtener posturas de huevos de la polilla de la quinua en laboratorio.

Ensayo preliminar Nro. 1.- Se utilizó jaulas cuadradas de madera (1 x 0.50 x 0.50 m), con bandas colgantes de papel sabana, papel secante y tela micropolar amarillo con implementación de una planta viva, con una temperatura promedio de 25 °C y una Humedad Relativa promedio de 40%, en cada jaula se liberó 60 adultos de polillas, de los cuales se hizo 3 repeticiones.

Ensayo preliminar Nro. 2.- Jaulas cuadradas de madera (1 x 0.50 x 0.50 m), con bandas colgantes de papel sabana, papel secante y tela micropolar amarillo con implementación de una planta viva. Con incidencia de luz roja parpadeante para simulación del atardecer (Mamani, 1996, menciona que al acabar la tarde y el anochecer hay una incitación para la copula) y alimentación de miel con vitamina D (Mamani, 1996, menciona que la incorporación de la vitamina D en el alimento ayuda a la fertilidad), esto se realizó con tres repeticiones y en cada una se liberó 100 adultos de polillas con una temperatura promedio de 30°C y una Humedad Relativa promedio de 50%.

Ensayo preliminar Nro. 3.- Se cosechó plantas enteras de quinua libres de insecticidas, al llegar a laboratorio se colectaron las hojas, tallos y glomérulos por separado, los cuales se licuaron 33 g de cada uno en 250 ml de agua destilada durante 2 minutos. Este jugo se trasladó erlenmeyer de 2000 ml y se lleva a la autoclave a 120 ° C, (presión de 1,05 kg/cm²) durante 20 minutos. A continuación, el jugo se filtro y se remojo con cintas de aluminio de distintos colores (rojo, verde, azul y plateado) de 15 x 12cm. Estas cintas se ponen a secar a temperatura ambiente. Después se cortan en pequeñas bandas (2 cm x 15 cm) y se almacenan en refrigeración hasta su uso. Estas bandas fueron colgando dentro cada jaula de madera, donde se hizo 2 repeticiones.



Se colocó aproximadamente 100 polillas por cada jaula y para su alimentación se utilizó una solución de miel en motas. Las condiciones de laboratorio fue de: la temperatura de 25°C +- 2°C, humedad relativa de 60% +- 5% (metodología tomado de la cría y multiplicación de *Plutella xylostella*).

Resultados de trabajos preliminares para la ovoposición

Ensayo preliminar Nro. 1.- No se pudo observar y registrar huevos, pero si se observó 2 copulas en una de las repeticiones, siendo un factor importante de estimulación la incorporación de la planta y la densidad de adultos, pero a un no es suficiente el número de copulas.

Ensayo preliminar Nro. 2.- Con la implementación de este tratamiento se logra obtener 2 huevos de la planta viva, solo que igual que en el anterior tratamiento se observó 2 copulas en uno de los tratamientos, no mejora las copulas ni reduce la mortandad. La incidencia de la temperatura y humedad hace que las polillas busquen refugios y busquen lugares entre las grietas de la jaula, donde algunas van muriendo por la cantidad de polillas que entran y el espacio muy reducido.

Ensayo preliminar Nro. 3.- Después de hacer las colectas durante 1 semana no se pudo evidenciar en ninguna de las bandas la ovoposición de la polilla, posiblemente por la concentración que se utilizó, ya que esta metodología se tomó como referencia de la cría de la palomilla *Plutella xylostella* plaga del repollo en Centroamérica, donde este procedimiento dio resultados para su multiplicación. Para cerciorarse de que no hubo ovoposición en otra parte de las jaulas, también se revisó detalladamente cada parte y lugar dentro de la jaula, sin resultado ninguno, se podría sugerir que puede hacerse ensayos con diferentes dosis.

Con estas experiencias se fue ajustando que condiciones de ambientes son más favorables para su multiplicación, además se pudo ver las mejores opciones para una jaula de cria, con estas apreciaciones se pudo plantear de una mejor formas los ensayos para la campaña agrícola 2013 – 2014.



Anexo 3. Ciclo biológico de *Eurysacca melanocampta* bajo las condiciones combinadas de invernadero y laboratorio

El ciclo biológico de *E. melanocampta*, criado bajo condiciones de combinadas de invernadero y laboratorio, tiene una duración de 82+-10 días (cuadro 11), distribuidos de la siguiente manera: 6+-1 días para huevos, 28+-2 días larvas, 18+-2 días para pupas y 30+-5 días para adultos, con lo que es posible establecer una nueva generación cada 2.7 meses, aproximadamente.

Ciclo de vida de *E. melanocampta* bajo condiciones combinadas de invernadero y laboratorio

Estado de desarrollo	Duración (días)
Huevo	6+-1
Larva	28+-2
Pupa	18+-2
Adulto	30+-5
Total	82+-10

Elaboración: fuente propia

Estos datos se asemejan a los obtenidos por Avalos, (1996), quien reporta una duración de 78 días para las polillas criadas bajo condiciones de laboratorio, , por su parte Quispe, (2002), dice que el ciclo biológico de la polilla de la quinua dura 75 días si son criados en laboratorio, según Ochoa y Franco, (2013), el ciclo biológico de esta especie puede llegar a durar 113 días, mostrando así que la duración del ciclo varia si varían las condiciones de cria en laboratorio.

Sin embargo para condiciones de campo Quispe, (1979), reporta que el ciclo de la polillas es de 132 días, mientras que Saravia y Quispe, (2003), reportan que el ciclo de vida bajo condiciones de campo es de 114 días.

La variación de los ciclos está influenciado por factores de temperatura y humedad, el cual es particular para cada lugar de investigación que se hizo.



Anexo 4. Proceso de formación de la prepupa

A continuación describimos el proceso de formación de la prepupa y pupa y los cambios de coloración por las que atraviesa esta y las características relacionadas con el dimorfismo sexual de la polilla de la quinua.

Como se sabe los insectos pertenecientes al Orden Lepidóptera tienen una metamorfosis completa y pasan por los estados de huevo, larva, pupa y adulto. El caso de la polilla no es la excepción pero se ha observado que antes de la formación de la pupa propiamente dicha ocurre un cambio dentro la piel de la larva que algunos autores la denomina pre pupa y que consistió en que la larva hace un capullo de seda dentro de la piel de la larva, una vez completada llega a salir de la piel quitinosa de la larva sacándose como una piel o muda, quedando una pupa de color blanco cremosa, la cual es muy delicada al contacto de cualquier objeto.



Fotografía 31. Proceso de la formación de la Pre-pupa a Pupa





Fotografía 32. Foto de prepupa

La coloración de la pupa varía durante el proceso de maduración, empieza desde un blanco cremoso, pasando por un café beis, café marrón, hasta llegar a una coloración grisácea, lo que nos indica que la maduración de la pupa ha concluido y la emergencia del adulto está próxima (foto 38).

Anexo 5. Maduración de la pupa

Otra observación en la maduración de la pupa, son la coloración de los ojos que en un inicio son de color rojo ligero, para pasar a un rojo intenso, y luego a un color gris oscuro y llegar a un color negro, el cual también es un indicador de la maduración de la pupa.



Fotografía 33. Maduración de la pupa de *E. melanocampa*



Anexo 6. Tabla de número de copulas por fecha de evaluación datos, total y promedio.

Laboratorio	Hora	05-may-14	19-may-14	02-jun-14	16-jun-14	30-jun-14	total/hora	Prom. Gral.
	18:00	0	0	0	0	0	0	
	20:00	0	1	1	0	0	2	
	22:00	0	0	1	1	0	2	
	00:00	0	0	0	0	0	0	
	Total/Fecha	0	1	2	1	0	4	0,8
invernadero	Hora	05-may-14	19-may-14	02-jun-14	16-jun-14	30-jun-14	total/hora	Prom. Gral.
	18:00	0	1	1	1	0	3	
	20:00	1	1	2	2	1	7	
	22:00	1	1	2	2	1	7	
	00:00	0	1	1	1	1	4	
	Total/Fecha	2	4	6	6	3	21	4,2



Anexo 7. Seguimiento a la primera generación de *Eurysacca melanocampta* multiplicadas en condiciones de invernadero y laboratorio, con el seguimiento en condiciones de laboratorio de las larvas colectadas

Tratamiento	Nro. de Repetición	Nro. fechas colectadas	Nro. de Adultos liberados	Nro. de larvas vivas	Nro. de larvas muertas	Porcentaje mortandad	Nro. de pupas obtenidas	Sexado de pupas		Nro. de pupas muertas	Porcentaje mortandad	Nro. de Poillillas eclosionadas	Nro. Larvas y Pupas muertas	Porcentaje mortandad	
								M	H						
T1	R1	12-may-14	25 h y 25 m	0	0		0	0	0	0		0	0		
		26-may-14		4	1		3	2	1	0		3	1		
		09-jun-14		4	0		4	2	2	1		3	1		
		23-jun-14		0	0		0	0	0	0		0	0		
		07-jul-14		0	0		0	0	0	0		0	0		
					8	1	12,50	7	4	3	1	14,29	6	2	25,00
	R2	12-may-14	25 h y 25 m	0	0		0	0	0	0	0		0	0	
		26-may-14		5	1		4	2	2	1		3	2		
		09-jun-14		0	0		0	0	0	0		0	0		
		23-jun-14		9	1		8	4	4	1		7	2		
		07-jul-14		0	0		0	0	0	0		0	0		
					14	2	14,29	12	6	6	2	16,67	10	4	28,57
	R3	12-may-14	25 h y 25 m	0	0		0	0	0	0	0		0	0	
		26-may-14		0	0		0	0	0	0		0	0		
		09-jun-14		8	1		7	4	3	1		6	2		
		23-jun-14		0	0		0	0	0	0		0	0		
		07-jul-14		7	1		6	3	3	1	16,67	5	2		
					15	2	13,33	13	7	6	2	15,38	11	4	26,67
	R4	12-may-14	25 h y 25 m	2	1		1	0	1	0		1	1		
		26-may-14		1	0		1	1	0	0		1	0		
09-jun-14		0		0		0	0	0	0		0	0			
23-jun-14		5		0		5	3	2	0		5	0			
07-jul-14		0		0		0	0	0	0		0	0			
				8	1	12,50	7	4	3	0	0,00	7	1	12,50	
TOTAL TRATAMIENTO				45	6	13,33	39	21	18	5	12,82	34	11	24,44	
T2	R1	12-may-14	100 h y 100 m	28	3		25	11	14	1		24	4		
		26-may-14		35	3		32	17	15	2		30	5		
		09-jun-14		52	3		49	23	26	2		47	5		
		23-jun-14		67	2		65	30	35	3		62	5		
		07-jul-14		44	3		41	22	19	1		40	4		
					226	14	6,19	212	103	109	9	4,25	203	23	10,18
R2	12-may-14		15	1		14	8	6	1		13	2			



	26-may-14	23	3		20	10	10	2		18	5	
	09-jun-14	39	3		36	17	19	1		35	4	
	23-jun-14	56	1		55	27	28	2		53	3	
	07-jul-14	41	3		38	21	17	1		37	4	
		174	11	6,32	163	83	80	7	4,29	156	18	10,34
	12-may-14	23	2		21	12	9	2		19	4	
	26-may-14	30	2		28	13	15	3		25	5	
R3	09-jun-14	59	3		56	27	29	4		52	7	
	23-jun-14	78	3		75	40	35	4		71	7	
	07-jul-14	38	3		35	18	17	1		34	4	
		228	13	5,70	215	110	105	14	6,51	201	27	11,84
	12-may-14	19	3		16	9	7	1		15	4	
	26-may-14	27	3		24	11	13	2		22	5	
R4	09-jun-14	46	2		44	20	24	3		41	5	
	23-jun-14	71	3		68	35	33	2		66	5	
	07-jul-14	58	2		56	27	29	2		54	4	
		221	13	5,88	208	102	106	10	4,81	198	23	10,41
TOTAL TRATAMIENTO		849	51	6,01	798	398	400	40	5,01	758	91	10,72



Anexo 8. Fotografías del trabajo de tesis





