

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL DE
HUAMANGA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA DE FORMACIÓN PROFESIONAL DE AGRONOMÍA



“LIBERACIÓN DE *Orius insidiosus* Y USO DE TRAMPAS
PEGAJOSAS PARA EL CONTROL DE *Frankliniella* sp. EN
Opuntia ficus indica Mill, HUANTA - AYACUCHO”

TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO AGRÓNOMO

PRESENTADO POR:

EDWIN JAVIER EVANAN QUICAÑO

AYACUCHO - PERÚ

2014

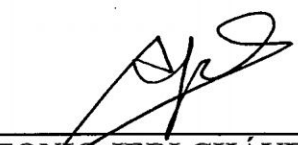
Tesis
Ag 1086
Eva
Ej-2

**“LIBERACIÓN DE *Orius insidiosus* Y USO DE TRAMPAS
PEGAJOSAS PARA EL CONTROL DE *Frankliniella* sp. EN *Opuntia
ficus indica* Mill, HUANTA – AYACUCHO”**

Recomendado : 03 de setiembre de 2014
Aprobado : 04 de diciembre de 2014




M.Sc. JULIO DANILO VILCA VIVAS
Presidente del Jurado



Dr. ANTONIO JERI CHÁVEZ
Miembro del Jurado



M.Sc. FRANCISCO CONDEÑA ALMORA
Miembro del Jurado



Ing. EFIGENIO QUISPE CURI
Miembro del Jurado



Dr. ROMULO AGUSTIN SOLANO RAMOS
Decano de la Facultad de Ciencias Agrarias

DEDICATORIA

A mis padres, Dionisio Evanan y Asteria Quicaño

A ellos por siempre mi agradecimiento

y afecto.

Con gratitud y cariño a mis hermanos:

Rolando, Rubén, Albina, Amelia, Dreiser

y Teófilo.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, Facultad de Ciencias Agrarias, Escuela de Formación Profesional de Agronomía, alma mater de mi formación profesional.

A los docentes de la Facultad de Ciencias Agrarias por sus enseñanzas, conocimientos y experiencias brindadas para mi formación profesional.

Al Ing. Agr. Dr. Antonio Jerí Chávez, por brindarme su asesoramiento y orientación en el desarrollo y conducción del presente trabajo. Por su calidad humana y sencillez, cualidades que contribuyeron para salir adelante con el presente trabajo y por su amistad y acertados consejos.

Al señor Carlos Quinteros y Flora Torres por facilitar sus plantaciones de tuna en Huanta, al Laboratorio de Crianza de Insectos Útiles de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, por permitir el uso de sus instalaciones.

A mi familia por el apoyo incondicional.

A mis amigos: Yanett Navarro, Gerardo Gutiérrez, Juan Tumbalobos, Dionisia Serna, Félix Yucra y Alexander Aponte, por su apoyo moral e incondicional que me brindaron en todo momento.

A todas aquellas personas que directa e indirectamente contribuyeron en la materialización del presente trabajo.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
RESUMEN	10
INTRODUCCIÓN	12
CAPÍTULO I: REVISIÓN DE LITERATURA	15
1.1 LOS TRIPS (<i>Frankliniella</i> sp.).....	15
1.1.1 Morfología.....	16
1.1.2 Ciclo de vida.....	16
1.1.3 Daños causados por trips en los frutales.....	19
1.1.4 Métodos de Control del Trips.....	21
1.2 CONTROL ETOLÓGICO.....	23
1.2.1 Uso de las trampas.....	23
1.2.2 Trampas pegajosas de color.....	24
1.2.3 Pegamento para trampas.....	27
1.3 CONTROL BIOLÓGICO.....	29
1.3.1 Modalidades del control biológico.....	32
1.3.2 Efecto de las Perturbaciones del Ecosistema Agrícola.....	33
1.3.3 Incremento artificial de los enemigos naturales.....	33
1.3.4 Introducción de nuevos enemigos biológicos.....	34
1.3.5 Consideraciones para la introducción de insectos benéficos.....	34
1.3.6 Compatibilidad climática.....	35
1.3.7 Características deseables de un insecto benéfico.....	35

1.3.8 Efectividad de enemigos biológicos introducidos.....	36
1.3.9 Interacciones entre plagas y enemigos biológicos.....	36
1.3.10 Factores bióticos y abióticos que influyen en la eficiencia de establecimiento de los enemigos naturales.....	37
1.3.11 Evaluación del Control Biológico.....	41
1.4 EVALUACIÓN DE PLAGAS.....	42
1.4.1 Principios Básicos Relacionados con la Evaluación de Insectos.....	43
1.4.2 Técnicas de Muestreo de Insectos en el Agroecosistema.....	45
1.5 CRIANZA DE <i>Sitotroga cerealella</i> y <i>Orius insidiosus</i>	48
1.5.1 La Polilla: <i>Sitotroga cerealella</i>	48
1.5.2 Importancia económica.....	48
1.5.3 Predador <i>Orius insidiosus</i>	49
1.5.4 Morfología.....	50
1.5.5 Biología, Crianza y actividad predatora.....	52
1.5.6 Técnicas para la Conservación, Almacenaje, Empaque y Transporte en Campo de <i>Orius insidiosus</i>	56
1.6 LA TUNA (<i>Opuntia ficus indica</i> L. Mill).....	59
1.6.1 Características y uso de la tuna.....	59
1.6.2 Clasificación Taxonómica.....	60
1.6.3 Composición química y nutricional.....	60
1.6.4 Importancia y usos de la tuna.....	61
1.6.5 Mercado de tuna fruta.....	62

1.6.6 Características Morfológicas.....	64
A. Yemas florales.....	64
B. Estados fenológicos de la yema frutera de la tuna.....	65
C. Flor.....	66
D. Fruto.....	67
E. Variedades.....	68
1.6.7 Daños del trips según el desarrollo de los frutos de la tuna.....	73
1.6.8 Cosecha y Manejo Postcosecha de la Tuna Fruta.....	74
CAPITULO II: MATERIALES Y MÉTODOS.....	76
2.1 UBICACIÓN DEL ENSAYO.....	76
2.1.1 Del campo.....	76
2.1.2 De los trabajos de laboratorio.....	77
2.2 CARACTERÍSTICAS CLIMATOLÓGICAS.....	77
2.3 MATERIALES, CONFECCIÓN DE TRAMPAS Y LIBERACIÓN DE PREDADOR.....	78
2.3.1 Materiales para la Confeccion de Trampas Pegajosas.....	78
2.3.2. Materiales para la crianza y liberación de <i>Orius insidiosus</i>	81
2.3.3 Materiales para la crianza de <i>Sitotroga cerealella</i>	81
2.3.4 Materiales para la evaluación de trampas pegantes, trips por flor y <i>Orius</i> <i>insidiosus</i> por flor y registro de daños en el fruto.....	83
2.3.5 Confección de Trampas Pegajosas.....	84
2.3.6 Liberación de <i>Orius insidiosus</i>	85

2.4 METODOLOGÍA DE ESTUDIO.....	87
2.4.1 Instalación y evaluación.....	87
2.4.2 Factores e indicadores estudiados.....	89
2.4.3 Evaluación estadística.....	89
2.4.4 Características de los campos.....	90
2.4.5 Criterios de Evaluación.....	90
2.4.6 Fenología de la Floración del Cultivo de Tuna en Ichpico, Huanta.....	95
CAPÍTULO III: RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	97
3.1 FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE TRIPS Y <i>Orius insidiosus</i> POR FLOR DE TUNA.....	97
3.2 FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE TRIPS Y <i>O. insidiosus</i> EN RELACIÓN CON LA TEMPERATURA, PRECIPITACIÓN Y FENOLOGÍA DE LA FLOR DE TUNA.....	108
3.3 EFECTO DE LAS TRAMPAS PEGAJOSAS AMARILLAS EN LA POBLACIÓN DE TRIPS Y <i>Orius insidiosus</i>	113
3.4 EFECTO DE <i>Orius insidiosus</i> Y TRAMPAS PEGAJOSAS AMARILLAS EN LA POBLACIÓN DEL TRIPS Y EN LA CALIDAD DE LA FRUTA.....	116
3.4.1 Porcentaje de incidencia de daño en el fruto de la tuna (%ID).....	116
3.4.2 Grado de daño promedio en el fruto de la tuna (GD).....	117
3.4.3 El grado de daño en los frutos de la tuna según el criterio de comercialización.....	120

3.5 LOS COSTOS QUE DEMANDA EL CONTROL DE TRIPS EN UNA HECTÁREA DE PLANTACIÓN DE TUNALES EN PRODUCCIÓN....	128
CAPÍTULO IV: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	136
4.1 CONCLUSIONES.....	136
4.2 RECOMENDACIONES.....	137
BIBLIOGRAFÍA.....	138
ANEXOS.....	146

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1.1: Composición nutricional del fruto de la tuna.....	61
Cuadro 2.1: Temperatura Máxima, Mínima, Media mensual y Balance Hídrico correspondiente al año 2011 – 2012.....	79
Cuadro 2.2: Factores e indicadores estudiados.....	89
Cuadro 2.3: Grado y porcentaje de superficie dañada del fruto y sus características producidos por <i>Frankliniella</i> sp.....	95
Cuadro 3.1: Porcentaje de incidencia de daño en frutos de tuna (% ID), según los tratamientos y meses del año.....	117
Cuadro 3.2: Grado de daño de los frutos de la tuna según el mes del año (GD).	119
Cuadro 3.3: Costos de producción por hectárea del cultivo de tuna con presencia de trampas pegajosas y liberación de <i>O. insidiosus</i>	131
Cuadro 3.4: Ingreso por venta de tuna, Costos de producción y Utilidad bruta con presencia de trampas y liberación de <i>O. insidiosus</i>	131
Cuadro 3.5: Costos de producción por hectárea del cultivo de tuna con liberación de <i>O. insidiosus</i>	132
Cuadro 3.6: Ingreso por venta de tuna, Costos de producción y Utilidad bruta con liberación de <i>O. insidiosus</i>	132
Cuadro 3.7: Costos de producción por hectárea del cultivo de tuna sin presencia de trampas pegajosas y sin liberación de <i>O. insidiosus</i>	133
Cuadro 3.8: Ingreso por venta de tuna, Costos de producción y Utilidad bruta	

presencia de trampas pegajosas y sin liberación de <i>O. insidiosus</i>	133
Cuadro 3.9: Costos de producción por hectárea del cultivo de tuna con presencia de trampas pegajosas y sin liberación de <i>O. insidiosus</i>	134
Cuadro 3.10: Ingreso por venta de tuna, Costos de producción y Utilidad bruta con presencia de trampas y sin liberación de <i>O. insidiosus</i>	134
Cuadro 3.11: Resumen de costos de producción, venta de tuna, utilidad bruta y rendimiento por hectárea del cultivo de tuna con diferentes tratamientos.....	135

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1.1: Ciclo de vida del trips: <i>Frankliniella</i> sp.....	18
Figura 1.2: Clasper genital de <i>Orius</i> spp.....	52
Figura 1.3: Ciclo biológico de <i>Orius insidiosus</i>	54
Figura 1.4: Evolución del desarrollo y maduración de frutos de tuna (<i>Opuntia ficus-indica</i>) antes de la antesis; Estadios de maduración: V (fruto verde); IP (inicio de la pigmentación amarillo); VA (verde amarillado) e AV (Amarillo verde).....	70
Figura 1.5: Seguimiento de la apertura floral con duración de dos días.....	71
Figura 1.6: Seguimiento de la apertura floral con duración de tres días.....	72
Figura 2.1: Balance Hídrico.....	80
Figura 2.2: Escala diagramática para evaluar severidad de daños en el fruto de <i>Opuntia ficus-indica</i>	94
Figura 2.3: Promedio del número de flores por cladodio, en los tres campos...	96
Figura 3.1: Número de Trips y <i>Orius insidiosus</i> por flor, en el campo con presencia de trampa y liberación de <i>Orius insidiosus</i>	99
Figura 3.2: Número de Trips y <i>Orius insidiosus</i> por flor en el campo de tuna con liberación de <i>Orius insidiosus</i>	102
Figura 3.3: Número de Trips y <i>Orius insidiosus</i> por flor en el campo testigo...	103
Figura 3.4: Fluctuación poblacional de trips en los tres campos: Trampa + <i>O. insidiosus</i> , <i>O. insidiosus</i> y Testigo.....	107

Figura 3.5: Fluctuación poblacional de <i>O. insidiosus</i> en los tres campos de cultivo de tuna: Trampa + <i>Orius insidiosus</i> , <i>Orius insidiosus</i> y Testigo.....	108
Figura 3.6: Fluctuación poblacional mensual de trips y <i>O. insidiosus</i> en relación con la precipitación, en el cultivo de tuna. Huanta.....	110
Figura 3.7: Fluctuación poblacional mensual de trips y <i>O. insidiosus</i> en relación con la temperatura, en el cultivo de tuna. Huanta.....	111
Figura 3.8: Fluctuación poblacional mensual de trips y <i>O. insidiosus</i> en relación con la floración de tuna. Huanta.....	112
Figura 3.9: Número de Trips y <i>Orius insidiosus</i> por trampa amarilla pegajosa.....	115
Figura 3.10: Porcentaje de frutos de tuna dañados por trips, según el criterio de su comercialización, en el campo 1 (trampa pegajosa + <i>O. insidiosus</i>). Huanta.....	122
Figura 3.11: Porcentaje de frutos de tuna dañados por trips, según el criterio de su comercialización, en el campo 2 (<i>O. insidiosus</i>). Huanta.....	122
Figura 3.12: Porcentaje de frutos de tuna dañados por trips, según el criterio de su comercialización, en campo 3 (Testigo). Huanta.....	123
Figura 3.13: Porcentaje de frutos según el Grado de daño, en los tres campos, en el mes de <i>febrero</i> - Huanta.....	124
Figura 3.14: Porcentaje de frutos según el Grado de daño, en los tres campos, en el mes de <i>marzo</i> - Huanta.....	125

Figura 3.15: Porcentaje de frutos según el Grado de daño, en los tres campos, en el mes de <i>abril</i> - Huanta.....	125
Figura 3.16: Porcentaje de frutos según el Grado de daño, en los tres campos, en el mes de <i>setiembre</i> - Huanta.....	126
Figura 3.17: Porcentaje de frutos según el Grado de daño, en los tres campos, en el mes de <i>octubre</i> - Huanta.....	127
Figura 3.18: Porcentaje de frutos según el Grado de daño, en los tres campos, en el mes de <i>noviembre</i> - Huanta.....	128
Figura 3.19: Porcentaje de frutos según el Grado de daño, en los tres campos, en el mes de <i>diciembre</i> - Huanta.....	128

RESUMEN

El problema que enfrenta el productor de tuna (*Opuntia ficus-indica* L. Mill) son los daños ocasionados por el trips a las flores y frutos recién cuajados de tuna, este ovoposita y raspa la epidermis, ocasionando abultamientos, manchas blanco-plateadas y oscuras, conocida comúnmente como “caracha”; en consecuencia la fruta pierde calidad.

La investigación tuvo como objetivos: determinar la fluctuación poblacional, por flor, de trips y de *Orius insidiosus* luego de su liberación, en un campo con y sin presencia de trampas pegajosas; determinar el efecto de las trampas pegajosas amarillas en la captura de la población de trips y de *Orius insidiosus*; establecer el efecto de *Orius insidiosus* y trampas pegajosas amarillas en la población del trips y su repercusión en la calidad de la fruta.

Para el desarrollo del trabajo se tuvo tres campos. Campo 1: Con trampas pegajosas y liberación de *Orius insidiosus*; Campo 2, sin trampas pegajosas y con liberación de *Orius insidiosus*; Campo 3: testigo relativo.

La población de trips en las flores disminuye paulatinamente desde el mes de octubre siendo la más baja en enero y febrero, para luego aumentar gradualmente de marzo a setiembre. La menor floración de octubre a marzo y la precipitación pluvial de enero y febrero son las principales causas de la disminución poblacional. La floración de abril a junio es la principal causa del incremento poblacional. El predador *Orius insidiosus* liberado en dos oportunidades ha sido detectado en densidades mínimas en las flores solo en dos muestreos durante el año (0.03 - 0.2/flor).

La captura de trips por la trampa amarilla varía según la estación del año y está en relación a la cantidad de trips presentes en la flor, es menor en la estación lluviosa de enero a marzo (13 trips/trampa), y mayor en primavera (316 trips/trampa). El predador liberado *Orius insidiosus* no es capturado por las trampas.

Las trampas logran incrementar entre 8.3 a 41.7% los frutos con menos del 5% de su superficie dañada en las cosechas de febrero a abril y de setiembre a diciembre, y disminuyen de 2.9 a 16.7% los frutos de descarte (con más del 32% de superficie dañada). Con el uso de las trampas no se incrementa las utilidades frente al testigo.

INTRODUCCIÓN

La tuna (*Opuntia ficus-indica* L. Mill) es un recurso potencial de gran importancia en los sistemas agrosilvopastoriles de los andes peruanos. Esta cactácea se encuentra ampliamente distribuida en el Perú, específicamente en los valles interandinos donde ha encontrado las condiciones adecuadas para su establecimiento.

Sus frutos son consumidos en forma natural por campesinos y pobladores locales y comercializados en los principales mercados del País, también sirven para elaborar productos derivados como mermeladas, bebidas y otros.

Las exportaciones de tuna fruta aún son mínimas pero el consumo nacional y local, concentrado sobre todo en Lima, es de aproximadamente US\$ 11.65 millones, con una demanda que crece en un 5% anual (Solid-Perú, 2008).

El problema que enfrenta el productor son los daños ocasionados por el trips a los frutos tiernos en plena floración al raspar su cáscara, formando una mancha blanco-plateada, conocida comúnmente como “caracha”; como consecuencia la fruta pierde calidad.

El daño que causa los trips, según INFOAGRO (2012), son agallas punteadas o abultamientos durante las puestas, en los lugares en que se depositaron los huevos y que son de mucha importancia en los frutos que disminuye su valor comercial considerablemente.

GRAIN (2002) citado por Nolasco (2008), reporta que en América Latina entre 1983 y 1993 el uso de insecticidas aumentó en 67%, esta situación ha generado fuertes impactos ambientales, como la pérdida de biodiversidad, daños y contaminación de ecosistemas naturales y de fuentes de agua, resistencias de plagas a insecticidas, enfermedades y problemas de salud pública por intoxicaciones y por efectos residuales en los alimentos.

Por ello se busca alternativas adecuadas para el control del trips diferentes al control químico, éstas son el control etológico mediante el uso de trampas pegantes de colores y el control biológico con la liberación del predador *Orius insidiosus*.

Las trampas consisten en paneles de plástico amarillo cubiertos con una sustancia pegajosa, las cuales son fáciles de armar y son más económicas. La sustancia pegajosa puede ser un pegamento especial de larga duración o simplemente aceites o grasas vegetales o minerales. Se estima un doble efecto de estas trampas; un efecto directo al reducir la población de trips y, un efecto indirecto al contribuir a preservar los enemigos naturales, por el no uso de plaguicidas (Cisneros, 1995).

Orius insidiosus (chinche pirata), es un predador de fases inmaduras y adultos de trips, huevos y larvas pequeñas de especies minadoras de hojas, mosca blanca, áfidos, ácaros, araña roja y primeros estadios larvales de *Spodoptera* (Salas, 1995) citado por Nolasco (2008).

Muchas veces, por razones diversas, la proporción adecuada entre la densidad de los enemigos naturales y la densidad de la plaga no se logra oportunamente. Entonces es necesario aumentar la población de los enemigos biológicos mediante liberaciones masivas de individuos que, generalmente, son criados en el laboratorio (Cisneros, 1995).

Para la crianza masiva de *Orius insidiosus* en condiciones de laboratorio es necesario la cría de la plaga *Sitotroga cerealella*; a pesar del daño económico que causa esta plaga, se ha podido criar de forma benéfica, utilizando sus huevecillos como medio de reproducción de especies parasitoides usadas para el control biológico, tales como el *Trichogramma* sp., así como alimentar a los predadores como *Orius insidiosus*, *Crysoperla externa* y otros.

Por las consideraciones anteriores el presente trabajo de investigación plantea los siguientes objetivos:

1. Determinar la fluctuación poblacional de trips y de *Orius insidiosus* por flor de tuna luego de su liberación en un campo con y sin presencia de trampas pegajosas.
2. Determinar el efecto de las trampas pegajosas amarillas en la captura de la población de trips y *Orius insidiosus* luego de su liberación.
3. Establecer el efecto de *Orius insidiosus* y trampas pegajosas amarillas en la población del trips y en la calidad de la fruta.
4. Evaluar los costos que demanda el control de trips en una hectárea de plantación de tunales en producción.

CAPÍTULO I

REVISIÓN DE LITERATURA

1.1 LOS TRIPS (*Frankliniella* sp.)

Según Ayau (2007) el trips pertenece a las siguientes categorías taxonómicas:

Reino : Metazoa
Phylum : Artrópoda
Clase : Insecta
Orden : Thysanoptera
Familia : Thripidae
Género : *Frankliniella*
Especie : *occidentalis*
robustus Uzel.
temicornis Uzel
fusca (Hinds)
tritici Fitch

1.1.1 Morfología

Planes y Carrero (2008), afirman que los trips son insectos muy pequeños de cuerpo largo y aplanado de 1 a 5 mm de longitud. Caracterizados por tener los dos pares de alas casi de igual tamaño (en los Tenebrantia el primer par de alas es mayor que el segundo) muy estrechas y largas, orladas por un fleco marginal de largas sedas repartidas regular y uniformemente. En reposo las alas se disponen planas sobre el abdomen. Tienen antenas y patas bien desarrolladas, están provistos de ojos compuestos y ocelos y su aparato bucal es del tipo picador-chupador. Para picar usa el cono bucal sobre la epidermis del vegetal y con el estilete mandibular (a modo de banderilla) rompe la membrana celular del tejido, envía saliva y con una bomba salival análoga a la de los hemípteros absorbe junto con la saliva el contenido de las células vegetales.

En los adultos el mesotórax y metatórax están fusionados dando lugar a pterotorax. En muchos casos los machos pueden ser braquípteros o ápteros, las hembras siempre son normales. El ovopositor está presente en algunas especies de *Thrips*, en otras, el tipo de abdomen es tubular y el ovopositor está ausente (Mound y Tulong 1995) citado por Cano (2007).

1.1.2 Ciclo de vida

Planes y Carrero (2008), menciona que la forma de reproducción normal es la sexual pero, en determinados casos, se puede dar la partenogénesis facultativa tanto la telitoquia (*Heliothrips haemorrhoidalis* Bouch., *Taeniothrips inconsequens*) como arrenotoquia (*Thrips simplex*, *Limothrips denticornis*) e incluso la cíclica (*Euthrips tritici*).

Las larvas de coloración verde-amarillenta, son muy semejantes a los imagos con coloración más oscura e incluso negros, de los que se distinguen con dificultad, tienen metamorfosis sencilla, son la transición de hetero a holometábolos.

En su desarrollo pasan por los siguientes estadios:

- Huevo

- Larva de 1° edad (o primer estado)

- Larva de 2° edad (o segundo estado)

- Pre ninfas (se observan vestigios de vainas alares)

- Ninfas (las vainas alares son casi tan largas como el abdomen)

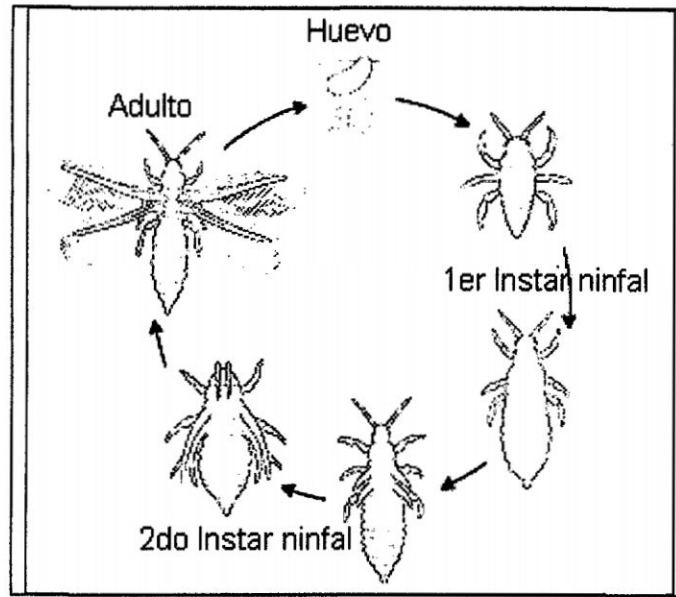
- Imagos o estado adulto

En los estadios de preninfas y ninfas no se alimentan y permanecen inmóviles, aunque si se les molesta pueden moverse un poco. *Heliethrips haemorrhoidalis* y algunas especies más, ninfan sobre la planta huésped, aunque lo normal es que para hacerlo busquen abrigos entre la vegetación o en el suelo.

Los trips para desplazarse, caminan, vuelan poco, aunque algunas especies como *Limothrips cerealium* efectúan grandes vuelos masivos en tiempo caluroso.

Ayau (2007), reporta que la reproducción de los trips puede ser sexual o asexual. Cuando la hembra no está fecundada tiene una descendencia masculina y cuando está fecunda, su descendencia está compuesta por un tercio de machos y dos tercios de hembras. Los trips se reproducen por huevos, estos son periformes, blanco hialino y

tienen una longitud aproximada de 200 micras. Las hembras insertan los huevos dentro del tejido vegetal (Figura 1.1).



Fuente: Ayau

Figura 1.1: Ciclo de vida del trips: *Frankliniella* sp.

Las hembras insertan los huevos en forma aislada, aproximadamente en un número de 40 a 300 huevos a lo largo de su vida; la fecundidad oscila de 33 a 135 huevos por hembra. Del huevo emerge la larva neonata que empieza su alimentación desmedida. Cuando pasan a los instares ninfales dejan de alimentarse y pasan por un estado de inmovilización que lo desarrolla en el suelo húmedo a una profundidad de 15 mm. Los trips colonizan la parte superior de la planta, teniendo como principal alimento las flores y su polen. Cuando provocan daño a la planta, los trips están en el estado de larvas y adultos.

El ciclo de vida del trips (Figura N° 1.1) depende grandemente de la temperatura, pues se desarrollan rápidamente cuando las temperaturas son de 30°C, si sube a 35°C su desarrollo se paraliza por completo, siendo óptima para la reproducción del trips de 20 a 25°C, si baja a 18°C el tiempo requerido para su desarrollo es más largo.

Cuando la temperatura se mantiene a 25°C el tiempo que necesita para completar su ciclo es de 13 a 15 días, su longevidad como adultos oscila entre 32 a 57 días (Ayau, 2007).

1.1.3. Daños causados por los trips en los frutales

Sánchez (1994), menciona que la cuantía y forma de los daños varían según el tipo de planta de la que se trate y según la clase de trips. Normalmente, los adultos y las larvas del trips, perjudican a la planta absorbiendo su jugo celular y rasgando la capa externa de células de las hojas, flores y frutos. Esto facilita la entrada de aire en el tejido vegetal, provocándose la aparición de manchas plateadas. Cuando el ataque es muy fuerte las hojas se cubren de zonas necróticas y la planta termina muriendo. Las hojas de las plantas atacadas aparecen con manchas claras, se estropean y deforman, su crecimiento se ve impedido. Los tallos se atrofian. Las flores se ensucian con el polen que el trips hace caer y con sus excrementos; se marchitan paulatinamente; los pétalos se afean y estropean. Los frutos no resisten en la planta y caen, o si permanecen en ésta pierden su calidad.

Metcalf (1962), indica que los trips son fitófagos que atacan a las hojas o flores, vacían el contenido de numerosos células epidérmicas y provocan la aparición de pequeñas manchas blanquecinas o amarillentas que posteriormente pardean. En las hojas gruesas las células muertas se van superponiendo, los excrementos forman pequeñas masas negras fuertemente adheridas al substrato que desmerecen a las plantas de flor.

Los trips en las flores raspan y lesionan la superficie de ovarios y base de anteras y también se alimentan de polen. Una alta población puede producir la muerte de

flores. Una flor que mantiene una población baja de trips, pasa a fruto cuajado sin problemas, pero los trips continúan reproduciéndose. Los daños mencionados se dan en diversos grados por lo que pueden ser confundidos con los de *Phytonemus pallidus* y otros agentes bióticos y abióticos. Por esta razón es importante tomar decisiones evaluando la población de los trips en flores y no en base al daño (Gonzales, 1995).

Ayau (2007) e Infoagro (2012), mencionan que los daños que causan los trips a las plantas se clasifican como directos e indirectos. Los daños directos los causan las larvas y los adultos al raspar y succionar el contenido celular de los tejidos vegetales. Estos daños producen lesiones superficiales blanquecinas en la epidermis de hojas y frutos, conforme pasa el tiempo estas lesiones forman una placa plateada, que al final se necrosan, provocando la muerte de la planta. Los daños pueden ser también por la formación de agallas, también punteaduras o abultamientos en los lugares donde ovopositaron, situación que es de mayor importancia cuando ocurre en los frutos. Cuando los frutos son dañados se deprecia la calidad.

Los daños indirectos son los producidos por la transmisión de virus que causan enfermedades. Los trips tienen la característica de ser transmisores de enfermedades, porque cuando se alimentan inyectan saliva contaminada y succionan los contenidos celulares de las hojas y frutos. Se les asocia a la transmisión del Virus Bronceado del Tomate (TSWN, Tomato Spotted Kilt Virus).

Leiva (2011), reporta que los trips en Gulupa, se alimentan principalmente de estructuras florales y frutos. Se ubican en el envés de las hojas y llegan a causar deformaciones cuando éstas son jóvenes. En los frutos jóvenes ocasionan daños en la

epidermis, parecidos a la picadura de un alfiler, y raspaduras que facilitan la penetración de algunos patógenos, además de ser vectores de virus. En los brotes jóvenes y meristemas, se observa encrespamiento de los tejidos y deformación y reducción en el tamaño de las plantas. Estos daños afectan la producción y la rentabilidad del cultivo.

Davidson (1992), reporta que el trips del peral *Taeniothrips inconsequens* (Uzel); el daño más serio lo causa el adulto que se alimenta de los brotes en desarrollo lo cual causa mal formaciones en las hojas e inflorescencias. Tanto ninfas como adultos pueden producir costras, manchas de color café rojizo y malformaciones en los frutos jóvenes.

El daño en los cítricos por *Scirtothrips citri* (Moulton), se debe a que las ninfas y adultos raspan la superficie del follaje y los frutos y succionan el contenido celular. Esto detiene el crecimiento y aspecto costroso o rasposo a los frutos. Los brotes frecuentemente son exterminados; las nuevas hojas se atrofian, se deforman y desarrollan un característico color gris.

1.1.4. Métodos de control del trips

Planes y Carrero (2008), indica que la lucha biológica para el control del trips puede ser del siguiente modo:

Ácaros predadores: *Amblyseius degerans*, *Amblyseius cucumeris*, *Amblyseius swirskii*, *Hipoaspis miles*, e insectos depredadores *Aeolothrips intermedius*, *Nesidiocoris termis*, *Orius laevigatus*, *Orius insidiosus* Say, *Orius maiusculus* y *Orius albidipennis* Reut que, aun cuando no consiguen controlar de forma

satisfactoria la plaga, sí que rebajan su densidad poblacional de forma tal que sus daños permanecen por debajo del nivel de tolerancia.

El complejo *Amblyseius* spp., *Orius* spp., *Nesidiocoris* sp., e *Hypoaspis* sp., son magníficos auxiliares en la lucha contra trips y no debemos realizar tratamientos que pueden diezmar su población.

Leiva (2011), menciona que se debe tomar las siguientes medidas para el control del trips:

- Controlar en forma oportuna las malezas que son hospederas de los trips, especialmente en las flores.
- Realizar monitoreo permanente, observando las plantas o terminales con daño. Seguimiento de la presencia de huevos, ninfas o adultos del trips. Las flores y brotes apicales se revisan sacudiéndolos sobre un cartón de color blanco para detectar presencia de adultos.
- Instalar algunas trampas plásticas de colores azul o blanco, mínimo de 50 x 50 cm, cubiertas con adherentes agrícolas; las trampas se deben desplazar gradualmente del centro del cultivo a la periferia.
- Implementar control biológico mediante predadores de trips como *Chrisopa* sp. y el *Orius* sp., contando con la asesoría de un ingeniero agrónomo.
- Aplicar agentes microbiológicos como el entomopatógeno *Lecanicillium* (*Verticillium*) *lecani*, siguiendo las indicaciones del asistente técnico.
- En caso de altas poblaciones de trips, se requiere la intervención mediante control químico con productos a base de insecticidas recomendados por un ingeniero agrónomo.

Glacoxan (2013), menciona que dentro de los enemigos naturales que pueden disminuir las densidades poblacionales se hallan los siguientes predadores: el neuróptero *Chrysoperla externa*, el hemíptero *Orius insidiosus*, el coleóptero coccinéido *Hippodamia convergens* y especies de trips predadoras.

1.2 CONTROL ETOLÓGICO

Cisneros (1992) menciona, que la etología es el estudio del comportamiento de los animales en relación con el medioambiente. De modo que por control etológico de plagas se entiende la utilización de métodos de represión que aprovechan las reacciones de comportamiento de los insectos. El comportamiento está determinado por la respuesta de los insectos a la presencia u ocurrencia de estímulos que son predominantemente de naturaleza química, aunque también hay estímulos físicos y mecánicos. Cada insecto tiene un comportamiento fijo frente a un determinado estímulo. Así una sustancia química presente en una planta puede provocar que el insecto se sienta obligado a acercarse a ella. Se trata de una sustancia atrayente. En otros casos el efecto puede ser opuesto; entonces se trata de una sustancia repelente.

Desde el punto de vista práctico, las aplicaciones del control etológico incluyen la utilización de feromonas, atrayentes en trampas y cebos, repelentes, inhibidores de alimentación y sustancias diversas que tienen efectos similares (Cisneros, 1992).

1.2.1 El uso de las trampas

Santamarina (2004), reporta que el uso de las trampas consiste básicamente en una fuente de atracción, que puede ser un atrayente químico o físico (la luz), y un mecanismo que captura a los insectos atraídos. Las trampas son dispositivos que atraen a los insectos para capturarlos o destruirlos. Comúnmente se utilizan para

detectar la presencia de los insectos o para determinar su ocurrencia estacional y su abundancia, con miras a orientar otras formas de control.

Cisneros (1995), menciona que cualquiera sea el objetivo de la trampa, su ubicación y la altura son factores importantes para su eficiencia. Las trampas con atrayentes químicos se colocan en el lado de donde viene el viento, en cambio las trampas luminosas son más eficientes viento abajo.

Las trampas de detección "monitoreo" o seguimiento sirven para determinar el inicio de la infestación estacional de una plaga, sus variaciones de intensidad durante la estación y su desaparición al final de la campaña. Esta información permite orientar la conveniencia y oportunidad de las aplicaciones de insecticidas u otros métodos de control (Cisneros, 1995).

Las trampas de control tienen por finalidad bajar la población de la plaga en el campo y disminuir sus daños. Para matar a los insectos puede usarse insecticidas de cierta volatilidad como el diclorvos, naled o fentió colocados en el recipiente de la trampa; algún otro sistema como superficies con sustancias pegajosas, parrillas electrizadas, o simplemente un recipiente con agua más aceite, querosene o petróleo, o agua con detergente (Cisneros, 1995).

1.2.2 Trampas pegajosas de color

Cisneros (1995), menciona que muchos insectos son atraídos por una diversidad de colores; la selección de los colores depende de la longitud de la onda de luz en relación con los ojos del insecto. Por ejemplo, el color amarillo atrae a la mosca minadora, cigarritas, mosca blanca, mosca de la fruta; el color azul al trips.

Care-Peru (2006), señala que las trampas se fabrican con plástico de un determinado color que se untan con alguna sustancia pegajosa para atrapar al insecto y se usan para monitorear y controlar los insectos plagas. En la costa del Perú, por ejemplo, se usa trampas pegajosas de color amarillo para el control de la mosca minadora y la mosca blanca.

El número de trampas por hectárea de cultivo depende de la población de la plaga. Las trampas se colocan en el campo desde la emergencia del cultivo hasta la cosecha y se renuevan periódicamente, de acuerdo con el tipo de pegamento. Se recomienda colocar trampas en los bordes de los campos al comienzo del cultivo para impedir el ingreso de las plagas de los campos aledaños (Care-Peru, 2006).

Metcalf (1994), menciona que las trampas pegajosas se concibieron como una variante de las trampas ventanal, en las que el vidrio, tela de mosquitero o cualquier otra superficie es cubierta con alguna sustancia suficientemente pegajosa para sostener al insecto donde choque, en vez de que este caiga en el preservativo. Las trampas pegajosas se emplean para muchas especies que no pueden ser capturados mediante las trampas de ventanal. Puesto que los insectos son capturados en el sitio de contacto, la sustancia pegajosa puede ser aplicada en casi cualquier cosa o cualquier lugar.

Yufera (1991) citado por Conga (2006), indica que las trampas adhesivas deben ser inodoros, duraderos (no secarse, no polimerizarse) y en su caso tener suficiente fuerza para mantener pegadas los insectos. Se usan placas de madera cartón o plástico, recubierta de sustancia adherente que se cuelgue verticalmente y también cobijos de distintas formas en los que se introduce papel o cartulina adhesiva.

La RAAA (2001) y Cisneros (1995) citado por Conga (2006), considera que en la costa del Perú se está usando con resultados positivos trampas pegantes de color amarillo para capturar la mosca minadora en papa y otros cultivos. Las trampas consisten en pedazos de plástico amarillo cubiertos con una sustancia pegajosa. También pueden ser plástico de (14x21 cm), las cuales son fáciles de armar y son más económicas. Hay trampas fijas colocadas en el campo con marcos y estacas de caña, y trampas móviles que el agricultor pasa periódicamente sobre el cultivo. La sustancia pegajosa puede ser un pegamento especial de larga duración o simplemente aceites o grasas vegetales o minerales. Se estima un doble efecto de estas trampas; un efecto directo al reducir la población de moscas adultas y, un efecto indirecto al contribuir a preservar los enemigos naturales, por el no uso de plaguicidas. La desventaja de las mantas o trampas móviles es que también atrapan diversos controladores biológicos.

Planes y Carrero (1995), menciona que el instinto de los insectos puede estar acondicionado por los colores del medio ambiente donde se alimentan, es así que las flores de la tuna que son de color amarillo, indujeron a los insectos hacia paneles de este color. Lo mismo sucede con el color rojo presente en los pétalos cuando la flor recién inicia a formarse y cuando se cierra luego de ser fecundada. Los trips prefieren las flores donde se alimentan raspando los pétalos y consumiendo el polen.

González (1999), en estudio realizado sobre la selección de trampas de color y fluctuación poblacional de trips del aguacate, reporta que las trampas adhesivas de color amarillo tuvieron las más altas capturas de trips, seguidas de las azules y blancas, aunque no hubo diferencias significativas entre las primeras dos trampas, la altura de las trampas a las que se capturaron los trips no tuvieron diferencias

estadísticas, sin embargo, se sugiere colocar las trampas, en este caso las amarillas a los 2 m, pues fue a esta altura es donde más se capturaron en ese color de trampa.

Larraín *et al.*, (2002), en estudio realizado sobre el efecto del color de trampa en la captura de *Frankliniella occidentalis* en pimiento (*Capsicum annuum*), menciona que en cultivos de pimiento al aire libre, las trampas blancas, blancas con fondo azul y azul, permitieron capturar un número significativamente mayor de trips que las trampas amarillas, cuando las poblaciones fueron superiores a los 300 trips por semana.

Conga (2006), menciona que para el control de trips en la tuna se debe utilizar trampas de color amarillo, rojo y anaranjado, con preferencia el amarillo por tener mayor resistencia a la decoloración.

Evanan (2013), indica que en un ensayo realizado sobre la preferencia de color por el trips en el cultivo de tuna, la trampa de color rojo fue la más atractiva para el trips, luego la amarilla y azul; la menos atractiva para el trips fue la trampa de color negro.

1.2.3 Pegamento para trampas: TEMO - O - CID

Maruplast Internacional EIRL (2012) da a conocer las características del pegamento:

Nombre comercial del producto

- TEMO - O – CID

Propiedades físicas y químicas

- Estado físico: líquido denso

- Color: incoloro
- Olor: a disolvente
- pH: 6-8
- Punto de ebullición: no aplicable
- Punto de fusión: no aplicable
- Punto de inflamabilidad: < 21° C
- Solubilidad en agua: no aplicable
- Solubilidad en otros solventes: hexano
- Densidad: 0,75 kg/l a 20° C
- Volatilidad: no aplicable
- Viscosidad: no aplicable
- Residuo seco (105° C): 63.8%

Medidas contra incendio

- Punto de inflamabilidad: es inflamable a temperaturas superiores a 21°C.
- Precauciones: mantener alejado del fuego y llamas chispeantes.
- Medios de protección: los responsables contra incendios llevarán medios de protección de las vías respiratorias y de los ojos.
- Control exposición personal / protección individual:

Información de prevención

- No tocar con manos sin protección y evitar que entre en contacto con la ropa o la piel.
- protección de las vías respiratorias: ninguna
- protección cutánea: guantes.

Manipulación y almacenaje

- Manejo: proteger las manos con guantes.
- Almacenaje:

Temperatura máxima de almacenaje: 45°C

Temperatura mínima de almacenaje: 5°C

Almacenar en lugares frescos y cerrados; no manipular sin protección en las manos.

Características

Es una cola con capacidad de capturar moscas y otros insectos aprovechando el factor mecánico, con poder adhesivo y las particulares propiedades de atracción.

TEMO-O-CID se utiliza en la agricultura en la lucha con los insectos parásitos que atacan las plantas en general y las plantas frutales en particular.

Modo de empleo

TEMO-O-CID se aplica fácilmente, se puede utilizar por todas partes de modo muy práctico, en finas capas, sin derroche. También es muy útil donde el uso de insecticidas tradicionales resulta peligroso o incluso prohibido.

1.3 CONTROL BIOLÓGICO

Cisneros (1995), menciona que el control biológico es la represión de las plagas mediante sus enemigos naturales; es decir mediante la acción de predadores, parásitos y patógenos. Los parásitos de las plagas, llamados también parasitoides, son insectos que viven a expensas de otro insecto (hospedero) al que devoran progresivamente hasta causarle la muerte. Durante ese tiempo completan su propio

desarrollo larval. Los predadores son insectos u otros animales que causan la muerte de las plagas (víctimas o presas) en forma más o menos rápida succionándoles la sangre o devorándolos.

El control biológico se considera natural, cuando se refiere a la acción de los enemigos biológicos sin la intervención del hombre; y se le denomina artificial o aplicado cuando, de alguna manera, es afectado o manipulado por el hombre. Según Cisneros (1995), el control biológico tiene características propias que lo distinguen de otras formas de control de plagas, particularmente del control químico:

- El control biológico tiende a ser permanente, aunque con fluctuaciones propias de las interacciones entre parasitoides y hospederos, y los efectos de las variaciones físicas del medioambiente.
- Los efectos represivos del control biológico son relativamente lentos en contraste con la acción inmediata de los insecticidas.
- La acción del control biológico se ejerce sobre grandes áreas, de acuerdo a las condiciones climáticas y biológicas predominantes.

A estas tres características esenciales se agregan otras que pueden separarse en favorables y desfavorables. Entre las características favorables se encuentran las siguientes:

- Los parásitos y predadores buscan a sus hospederos y presas en los lugares donde éstos se encuentran, incluyendo sus refugios.
- Los enemigos biológicos, a diferencia de los pesticidas, no dejan residuos tóxicos sobre las plantas ni contaminan el medioambiente.

- La acción de los enemigos biológicos tiende a intensificarse cuando las gradaciones de las plagas son más altas.
- Los enemigos biológicos no producen desequilibrios en el ecosistema agrícola.
- Las plagas no desarrollan resistencia a sus enemigos biológicos. Existe el fenómeno de "encapsulamiento" que consiste en la formación de un tejido especial o sustancia que rodea al huevo del parásito, o a su larvita recién emergida, causándole la muerte; pero no se conocen casos en que este fenómeno se haya incrementado como una manera de adquirir resistencia.

Entre las características desfavorables del control biológico, además de su efecto represivo lento, se señalan las siguientes:

- Los enemigos biológicos son influenciados por las condiciones climáticas y biológicas del lugar, las que en gran proporción escapan al control del hombre. No todas las plagas poseen enemigos biológicos eficientes desde el punto de vista económico.

Van Driesche (s.f.), indica que el control biológico involucra el uso, de alguna manera, de poblaciones de enemigos naturales para reducir poblaciones de plagas a densidades menores, ya sea temporal o permanentemente. En algunos casos, las poblaciones de enemigos naturales son manipuladas para causar un cambio permanente en las redes alimenticias que rodean a la plaga. En otros casos no se espera que los enemigos naturales liberados se reproduzcan por lo que sólo los individuos liberados tienen algún efecto.

1.3.1 Modalidades del control biológico

Cisneros (1995), indica que el manejo del control biológico moderno se hizo notorio desde comienzos del presente siglo con la introducción de enemigos biológicos de la queresa algodonosa de los cítricos de Australia a California. Un análisis general sobre la falta de eficiencia en el control biológico natural de una plaga nos lleva a considerar tres posibles causas:

- Que existiendo enemigos naturales intrínsecamente eficientes, su acción se ve limitada por presentarse factores locales naturales o artificiales que resultan adversos.
- Que los enemigos naturales presentes tienen limitaciones intrínsecas que no permiten bajar las densidades de las plagas a niveles sin importancia económica. Puede tratarse de una demora entre el incremento de la plaga y la respuesta numérica del enemigo biológico, o que la condición de equilibrio entre el enemigo natural y la plaga se alcanza cuando la plaga tiene un nivel que todavía resulta perjudicial económicamente.
- Que en la localidad no existen enemigos naturales para la plaga.

Además, Cisneros (1995), considera que las medidas que tienden a corregir las situaciones planteadas corresponden a las tres modalidades u orientaciones fundamentales del control biológico aplicado:

- La conservación y protección de los enemigos naturales presentes
- El incremento artificial de los enemigos naturales, y

- La introducción de nuevos enemigos naturales o Control Biológico Clásico.

1.3.2 Efecto de las perturbaciones del ecosistema agrícola

Cisneros (1995), menciona en relación a las perturbaciones del ecosistema agrícola, es interesante anotar que los éxitos de control biológico más frecuentes se dan en cultivos donde esas perturbaciones son mínimas, es decir en cultivos perennes, como frutales y forestales, y en menor proporción en cultivos anuales o de ciclos cortos. Puede conjeturarse que la interrupción de los cultivos anuales deja inconcluso el desarrollo de los agentes biológicos o afecta la sucesión de sus generaciones. De la misma manera la interrupción de los cultivos, ampliado con prácticas de campo limpio y rotación de cultivos, también desfavorece el desarrollo de las plagas. Por eso, en última instancia, sólo la experiencia local puede determinar el verdadero significado que tienen las interrupciones de los cultivos sobre la intensidad de la plaga que es lo que interesa desde el punto de vista práctico. En cuanto a la experiencia lograda en el país, la continuidad de cultivos anuales sin interrupciones normalmente conduce a problemas de plagas más serios que cuando se aplican las medidas de campo limpio entre campañas, o se implementa la rotación de cultivos.

1.3.3 Incremento artificial de los enemigos naturales

Cisneros (1995), afirma que muchas veces, por razones diversas, la proporción adecuada entre la densidad de los enemigos naturales y la densidad de la plaga no se logra oportunamente. Una razón común es la demora natural de la respuesta numérica de los parasitoides y predadores al incremento de la plaga. Entonces es necesario aumentar la población de los enemigos biológicos mediante liberaciones masivas de individuos que, generalmente, han sido criados en insectarios. Algunos

autores suelen distinguir los incrementos inundativos (gran número de enemigos naturales que tienen un efecto rápido como en el caso de *Trichogramma*) y los incrementos inoculativos (un menor número de enemigos naturales con un efecto más lento pero más prolongado como en el caso de *Paratheresia*).

1.3.4 Introducción de nuevos enemigos biológicos

Cisneros (1995), indica que los casos más notorios de la eficiencia del control biológico se han logrado con la introducción de parasitoides y predadores desde otros países o territorios. A este procedimiento se le suele llamar Control Biológico Clásico. La mayoría de las plagas combatidas por este medio, han sido especies de insectos introducidos desde lejanas áreas y que se encontraban desprovistas del complejo parasitario que las limitaban en su lugar de origen.

1.3.5 Consideraciones para la introducción de insectos benéficos

Cisneros (1995), menciona que los factores que determinan el éxito de la introducción de enemigos biológicos no son siempre bien comprendidos. Ni el establecimiento de una especie necesariamente asegura la disminución de la densidad de la plaga. De allí que casi toda la técnica de introducción de enemigos naturales permanece hasta la fecha en el campo empírico; se trata de recolectar e introducir tantos enemigos naturales como sea posible, con la esperanza de que algunos de ellos resulten eficientes. Hay quienes preconizan un estudio minucioso de las características biológicas y ecológicas de las especies benéficas antes de su introducción a un nuevo territorio, considerando que ésta es la única manera de establecer bases científicas para esta técnica.

1.3.6 Compatibilidad climática

Cisneros (1995), afirma que las condiciones climáticas pueden resultar barreras infranqueables para el establecimiento de un parasitoide o predador. Es condición básica que exista compatibilidad entre el clima del área original del parásito y el clima del área de introducción. La compatibilidad climática parece ser más exigentes cuando se trata de zonas templadas, en las que la alternancia de temperaturas máximas y mínimas diarias y estacionales es muy marcada.

Van Driesche (s.f.), indica que para establecer poblaciones viables, los insectos requieren de condiciones climáticas adecuadas para su reproducción y desarrollo. La temperatura, en particular, es uno de los factores climáticos claves que afecta el establecimiento y la dispersión, junto con la cantidad de lluvia, los patrones de precipitación, la humedad y el pH del suelo, y el fotoperíodo.

1.3.7 Características deseables de un insecto benéfico.

Cisneros (1995), indica que un parásito eficiente, además de desarrollarse normalmente en las condiciones climáticas de la nueva zona y sincronizar su ocurrencia estacional con la del hospedero, debe tener los siguientes atributos: (a) una gran capacidad de multiplicación, (b) ser relativamente específico que permita una rápida respuesta numérica a los incrementos de la población del hospedero, (c) tener una gran movilidad y capacidad de búsqueda de su presa u hospedero y (d) estar libre de hiperparásitos.

1.3.8 Efectividad de enemigos biológicos introducidos

Cisneros (1995), afirma que desde el punto de vista práctico, la única manera real de evaluar la eficiencia de una importación de parasitoides es comparando los niveles de infestación de la plaga en los años anteriores a la introducción, con los niveles de infestación posteriores a ella. Desde el punto de vista experimental este método tiene ciertos reparos, por cuanto ignora otros factores que también pueden haber actuado con el tiempo, como cambios climáticos, de cultivo, rotaciones, etc.

1.3.9 Interacciones entre plagas y enemigos biológicos

Cisneros (1995), indica que una de las características de los enemigos biológicos es reaccionar a los cambios de densidad de sus hospederos o de sus presas. Esta reacción suele consistir en que el porcentaje de mortalidad se incrementa al incrementarse la densidad de la plaga. Se dice por eso que el control biológico es un factor dependiente de la densidad; a diferencia de los factores físicos o químicos, como la temperatura o la aplicación de insecticidas, que tienden a mantener un porcentaje de mortalidad, cualquiera que sea la densidad de la población; razón por la cual se les considera factores independientes de la densidad. La reacción de los enemigos biológicos ante las densidades de la plaga tiene dos aspectos, una respuesta funcional y una respuesta numérica. Por la primera un predador o un parasitoide atacan un mayor número de presas u hospederos cuando las poblaciones de éstos son más altas. Por la respuesta numérica, las poblaciones de parasitoides o predadores se incrementan al incrementarse la población de los hospederos.

Es natural que la reacción funcional sea inmediata mientras que la reacción numérica sea un tanto retardada puesto que implica la reproducción de los enemigos

biológicos. Esta reacción numérica suele ser la más importante. La prontitud de la respuesta está asociada con la capacidad de multiplicación de los enemigos biológicos e influye en la amplitud de las fluctuaciones de las poblaciones. La capacidad de multiplicación es mayor cuando los ciclos de desarrollo son más cortos, el número de huevos por hembra es mayor, y existe una mayor proporción de hembras en la descendencia (Cisneros, 1995).

1.3.10 Factores bióticos y abióticos que influyen en la eficiencia de establecimiento de los enemigos naturales

Van Driesche (s.f.), menciona que el establecimiento de los enemigos naturales en el campo es un paso crítico del control biológico porque sin él no hay posibilidad de dispersión y consecuentemente no hay impacto. Las liberaciones pueden fallar por muchas razones, algunas de las cuales están relacionadas con el agente, otras con el sitio o comunidad receptora y algunas con las técnicas usadas.

A. Limitaciones del agente de control o de la comunidad receptora

Van Driesche (s.f.), indica que las características biológicas inadecuadas del agente de control o la falta de correspondencia entre el agente y la comunidad receptora pueden ser causas significativas del fracaso en su establecimiento.

B. Manejo de sitios de liberación

Van Driesche (s.f.), menciona que las poblaciones pequeñas de enemigos naturales son vulnerables al disturbio y a los eventos fortuitos. Para minimizar el potencial de disrupción, los sitios de liberación deberían ser escogidos para proporcionar al enemigo natural suficientes insectos hospederos o plantas para su alimentación, y ser

manejados para proteger el sitio de los plaguicidas, fuego, inundaciones o la destrucción deliberada.

C. Calidad de la liberación

Van Driesche (s.f.), afirma que la calidad de una liberación para el control biológico puede ser afectada por: el número de individuos liberados, su diversidad genética, salud, nutrición y estatus de apareamiento, el acondicionamiento previo al hospedero, la protección adecuada durante el transporte, y la elección apropiada del estado de vida por liberar.

D. Número liberado

Clark *et al.*, (2001) y Memmott *et al.*, (2005) citado por Van Driesche (s.f.), indica que es más probable que un agente se establezca si es liberado en números grandes, en muchos sitios y en varios años seguidos.

Para algunas especies, la liberación de más insectos por sitio no es lo mejor, habiendo un mínimo necesario para ser liberado Center *et al.*, (2000) citado por Van Driesche (s.f.).

Un número más grande de liberaciones por sitio, sin embargo, puede acortar el tiempo que lleva a un agente para alcanzar los niveles que causen impactos visibles sobre la plaga De Clerck-Floate *et al.* (2005) citado por Van Driesche (s.f.).

E. El estado físico y la salud de los agentes de control

Van Driesche (s.f.), reporta que los enemigos naturales usados para una liberación necesitan estar en buena salud al tiempo de las liberaciones, libres de infecciones de

patógenos, bien alimentados, apareados (si son liberados los adultos), además de tener una amplia representación de las características genéticas de la población original de campo que fue la fuente para la cría.

F. Protección durante el transporte al sitio de liberación

Van Driesche (s.f.), menciona que durante el transporte al sitio de liberación, los agentes de control deben ser colocados en recipientes aislados para prevenir el sobrecalentamiento. Si el transporte o envío requiere más de unas pocas horas, también deben tener agua y alimento. Se debe evitar la baja humedad excesiva durante el envío. Las liberaciones deben tomar lugar, si es posible, temprano en la mañana o en la tarde para evitar extremos de temperatura. Las liberaciones a campo abierto al anochecer pueden inhibir la dispersión de las especies que son voladores fuertes. Los enemigos naturales deben ser liberados hacia las plantas con refugios. Las liberaciones no deben ser hechas inmediatamente después de llover (cuando el follaje está húmedo) o cuando haya amenaza de tormenta.

G. Elegir el estado de vida usado en la liberación

Van Driesche (1993), indica que algunos estados de vida pueden estar disponibles para la liberación y las ventajas varían según la especie. Los adultos pueden atacar inmediatamente a la plaga, pero las especies altamente móviles pueden sobredispersar a su progenie, haciendo difícil encontrar pareja después de la emergencia. Los estados inmaduros pueden ser un producto abundante, más durable, en algunos programas de cría masiva. Sin embargo, por su limitada movilidad y capacidad de defensa, los estados inmaduros están en riesgo de morir por la depredación o por otras causas, antes de madurar y reproducirse.

H. Persistencia y confirmación.

Van Driesche (s.f.), indica que la colonización de un agente de control puede requerir de repetidos intentos, con variaciones sobre los enfoques usados, antes de que se logre el éxito en el establecimiento. Debe tenerse material biológico para hacer muchas liberaciones repetidas, si es necesario. Después de que se han hecho las liberaciones de un enemigo natural, son necesarios los monitoreos para detectar su reproducción, dispersión e impacto.

Una especie recién liberada puede ser considerada tentativamente como establecida si es detectada después de un período de al menos dos años. Sin embargo, la carencia de la detección en este período de tiempo no es evidencia concluyente de fracaso porque, en algunos casos, la primera recuperación de un agente liberado puede ocurrir después de varios años (Van Driesche, s.f.).

I. Disponibilidad de alimento para los adultos.

La carencia de néctar o alguna fuente de alimento para los parasitoides o predadores adultos llegan a disminuir la capacidad de parasitismo y búsqueda Stiling (1993) citado por Salas y Salazar (2003).

J. Baja tasa de reproducción.

El insecto benéfico puede presentar una tasa de reproducción menor a la del insecto plaga, lo que ocasiona que el impacto de las liberaciones no sea eficiente Stiling (1993) citado por Salas y Salazar (2003).

K. Migración.

Es común que las poblaciones de parasitoides o predadores liberados emigren hacia zonas distantes donde se encuentran las poblaciones del insecto plaga; esto hace que la densidad liberada disminuya y el impacto sea deficiente Stiling (1993) citado por Salas y Salazar (2003).

1.3.11 Evaluación del control biológico

Cisneros (1995), indica que una de las razones que hace difícil demostrar la importancia del control biológico es la dificultad para evaluar su eficiencia. Se pueden distinguir tres casos distintos a este respecto: evaluación de una introducción de parásitos, evaluación del total de enemigos naturales existentes, y evaluación de la eficiencia de una sola especie benéfica.

A. Experimentos de campo para evaluar el control biológico de insectos

- Diseño “antes y después”

Si la introducción de un enemigo natural nuevo no ha ocurrido, las parcelas pueden ser establecidas y muestreadas por varias generaciones de la plaga para generar datos de base sobre la densidad de la plaga antes de la liberación (la estimación del “antes”). Los valores de densidad pueden ser comparados después a la densidad de la plaga y tasas de sobrevivencia en las parcelas donde los enemigos naturales han sido liberados, establecidos y para darles tiempo de incrementar su número. Debido al hecho de que algunas parcelas pueden perderse inevitablemente a través del curso de evaluación multi-años, debía establecerse un gran número de parcelas (8-10 por tratamiento). Este diseño trabaja mejor con insectos sedentarios que tienen muchas

generaciones por año, porque las diferencias se desarrollan más rápido y las densidades locales son influenciadas principalmente por los procesos locales. Para plagas tales como los Lepidóptera, en los que los adultos se dispersan a grandes distancias, las densidades locales de los estados inmaduros en las parcelas pueden ser influenciados fuertemente de un año a otro por el movimiento de los adultos, haciendo más difícil medir el impacto de los enemigos naturales (Van Driesche, s.f.).

- Diseño espacial

Cuando no se dispone de tiempo para coleccionar datos antes de la liberación en una serie de sitios, las parcelas “con” y “sin” pueden ser creadas estableciendo una serie de sitios de estudio, liberando al nuevo agente en algunos (escogidos al azar) y reservando los otros como testigos sin liberación. Debido a la dispersión exitosa de los enemigos naturales, algún sitio testigo puede ser invadido por ellos. Para compensar esto, los sitios testigo deben ser localizados tan lejos como sea posible de los sitios de liberación, sin cambiar las condiciones básicas geográficas, climáticas o ecológicas. No hay una respuesta clara a la pregunta de qué tan lejos es suficiente entre los sitios de liberación y los testigos porque el poder de dispersión de un enemigo natural posiblemente es desconocido al inicio. De 5 a 15 kilómetros es razonable, pero mayores distancias pueden ser deseables en algunos casos (Van Driesche, s.f.).

1.4 EVALUACIÓN DE PLAGAS

Según Sarmiento (1985) los criterios a tomar en cuenta dentro de la evaluación de plagas son:

La simple presencia de insectos dentro de un campo de cultivado no indica que la actividad de los mismos esté causando daños al mismo, ya que para ello es necesario identificarlos, determinar su densidad poblacional y las características de su distribución.

Los procedimientos que permite calcular o estimar la densidad de las poblaciones de insectos u otros organismos vivientes se conocen como técnica de muestreo o evaluación.

Los conocimientos del nivel de la población de insectos tienen diferentes propósitos u objetivos los cuales se separan en dos grandes grupos:

1. Para investigación básica en distintas áreas desde la entomología.
2. Para la toma de decisiones en la ejecución de programas de control integrado o de manejo de plagas.

La evaluación con fines de investigación básica, requiere de estimados precisos y frecuentes de la densidad de la población y es esencial para determinar las fluctuaciones estacionales, niveles de daño económico, resistencia de plantas al ataque de insectos, eficiencia de enemigos naturales, etc. (Sarmiento, 1985).

1.4.1 Principios básicos relacionados con la evaluación de insectos.

Sarmiento (1985), señala que una metodología de evaluación para ser lo más precisa posible debe considerar en su estrategia un conocimiento previo de tipos de distribución de la población, de los métodos de muestreo de los factores que pueden influenciar el mismo.

- Tipo de distribución espacial:

1. Distribución al azar
2. Distribución regular o uniforme
3. Distribución agregada o contagiosa.

- Tipos de muestreo

A. Muestreo al azar simple o irrestricto

Es aquel que permite seleccionar unidades dentro N posibles, teniendo cada una las mismas probabilidades de ser elegidas (Sarmiento, 1985).

B. Muestreo al azar estratificado

Es aquel en que el hábitat o campo se divide en estratos debido a la preferencia que tienen los individuos por un hábitat especial. En cada estrato se toman unidades al azar de tal forma que la muestra total está constituida por unidades de cada estrato. Por ejemplo dividir la planta en tercios para evaluar pulgones o dividir un árbol en cuadrantes para evaluar queresas (Sarmiento, 1985).

C. Muestreo sistemático

Es aquel en que la muestra se toma de acuerdo a un criterio preestablecido ya sea en el espacio o tiempo. Por lo general la elección de la primera unidad determina la posición de las demás. Por ejemplo cuando se establece que para evaluar poblaciones de larvas de mosca minadora en papa se debe tomar una de cada 10 plantas seleccionando la tercera hoja del tercio inferior (Sarmiento, 1985).

1.4.2 Técnicas de muestreo de insectos en el agroecosistema

Hay tres grandes hábitats que pueden ser muestreados en el agroecosistema que son: la planta, el suelo y el aire; algunos autores consideran un cuarto que es interface suelo- aire para referirse a la superficie del suelo y la vegetación pegado al suelo. También hay tres procedimientos bien definidos para determinar el número de individuos que son: por observación o contaje directo, por captura o trapeo y por observación o contaje indirecto (Sarmiento, 1985). Considerando la mayor parte de alternativas la evaluación podría resumirse de la siguiente manera:

A. Evaluación directa de la población

A.1 En la planta

- Por contaje directo o in situ
- Por colección y contaje en laboratorio

A.2 En el suelo

- Sobre la superficie del suelo.
- Dentro del suelo

A.3 En el aire

- Captura por intercepción.
- Captura o trapeo con atrayentes y/o intercepción
- Captura con atrayentes o atractantes.

B. Evaluación indirecta de la población

- Por contaje de residuos
- Por determinación de daños.

C. Evaluación en la planta

La planta es el hábitat donde la mayoría de las plagas y sus enemigos naturales pasan la mayor parte de su vida, en especial los estados de desarrollo dañino. En la planta los insectos pueden estar en el exterior o en el interior de los tejidos. Es el hábitat más difícil de muestrear debido a que la planta está constantemente cambiando e influyendo sobre las poblaciones de insectos de acuerdo a los estados fenológicos (Sarmiento, 1985).

D. El porcentaje de plantas infestadas o atacadas

Para tal fin se tiene un ejemplo para *Diatraea saccharalis* con el objetivo de evaluar la intensidad de daños del cañero se toma el número no menor de 50 plantas y se cortan las cañas a todo lo largo para contar el número de entrenudos barrenados y determinar el Porcentaje de entrenudos dañados, según Sarmiento (1985) se calcula mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de infestación} = \frac{\text{N}^\circ \text{- de entrenudos dañados}}{\text{N}^\circ \text{- total de entrenudos}} \times 100$$

Se interpreta como el porcentaje de plantas infestadas.

E. Grado de infestación

Es uno de los métodos para evaluar más comunes para evaluar pulgones, especialmente cuando las poblaciones son abundantes o los niveles de daño económico son altos (Sarmiento, 1985).

La elaboración de la escala es arbitraria y depende fundamentalmente de la experiencia que se tenga en las distintas zonas y cultivos.

Una escala propuesta para el cultivo de algodón en la costa central es la siguiente:

Grado 1.- No existen pulgones

Grado 2.- De 1 a 5 pulgones por hoja

Grado 3.- De 6 a 10 pulgones por hoja

Grado 4.- De 11 a 25 pulgones por hoja y presencia de melaza

Grado 5.- De 26 a 50 pulgones por hoja, presencia de ligera fumagina y ligero encarrujamiento de las hojas.

Grado 6.- Más de 50 pulgones por hoja; evidente presencia de melaza y fumagina y de regular a fuerte encarrujamiento de las hojas.

El grado promedio de infestación se puede obtener mediante la fórmula del promedio ponderado, sobre todo cuando se requiere hacer comparaciones estadísticas entre tratamientos, contajes, etc. (Sarmiento, 1985).

$$GI = \frac{N^{\circ} \text{ de hojas con G1 (1)} + \dots + N^{\circ} \text{ de hojas con G6 (6)}}{N^{\circ} \text{ de total de hojas observadas.}}$$

1.5 CRIANZA DE *Sitotroga cerealella* y *Orius insidiosus*

1.5.1 La Polilla: *Sitotroga cerealella*

Según Animalandia (2012), *Sitotroga cerealella* pertenece a las siguientes categorías taxonómicas:

Reino	: Metazoa
Subreino	: Eumetazoa
Rama	: Bilateria
Grado	: Coelomata
Serie	: Protostomia
Phylum	: Arthropoda
Subphylum	: Mandibulata
Clase	: Insecta
Subclase	: Holometábola
Orden	: Lepidóptera
Suborden	: Glossata
Superfamilia	: Gelechioidea
Familia	: Gelechiidae
Género	: <i>Sitotroga</i>
Especie	: <i>cerealella</i>

1.5.2 Importancia económica

Moreira y Maldonado (1986) citado por Pérez y Pacheco (2002), indican que la *Sitotroga cerealella* (Lepidoptera: Gelechidae), es un insecto cosmopolita, que se encuentra difundido a escala mundial atacando, tanto en el campo y almacenes,

granos de trigo, cebada, maíz, sorgo, etc. Sus huevos de color blanco son puestos por la hembra en grupos o aislados; los mismos sufren cambios tornándose rojizos, eclosionando de 4 - 10 días después.

El daño más fuerte que hace este insecto, tiene lugar, precisamente, en las capas superiores de los granos o en la parte exterior de los envases o costales, así como en la parte superior de las trojas, silos o almacenes. El daño a los granos por esta plaga siempre lo hace en el estado larvario. Cuando inician los ataques de esta plaga, las infestaciones son difíciles de poderse detectar, ya que larva perfora los granos y pasa casi toda su vida dentro de ellos. Cuando ha llegado a su madurez, forma un pequeño cocón o capullo, en el cual pasa el estado pupa, de la cual, finalmente, emerge el adulto.

Cano (1988) citado por Pérez y Pacheco (2002), indica que a pesar del daño económico que causa esta plaga tanto en los almacenes como en el campo, se le ha podido explotar de forma benéfica, utilizando como medio de reproducción de especies parasitoides usadas para el control biológico, tales como el *Trichograma* sp, así como alimentar a los depredadores como *Orius insidiosus*, *Crysoperla externa* y otros.

1.5.3 Predador *Orius insidiosus*

Según Wikipedia (2012), *Orius insidiosus* pertenece a la siguiente clasificación taxonómica:

Reino : Animalia
Filo : Arthropoda
Clase : Insecta

Orden : Hemiptera
Familia : Anthocoridae
Género : *Orius*
Especie : *insidiosus*

1.5.4 Morfología

KELTON (1963) citado por Salas (1995), señala lo siguiente:

Macho: La longitud del cuerpo varía entre 1,75-1,96 mm; ancho de 0,70-0,94 mm. La cabeza es negra, generalmente presentando el área comprendida entre la base de las antenas y la punta de la cabeza de color crema claro; la frente posee esculturas, los acelos son prominentes. La pubescencia en la cabeza es corta, esparcida y de color crema claro. La pubescencia de las antenas es plateada y densa. El rostro varía de 0,42-0,45 mm de longitud alcanzando las coxas anteriores y de color marrón claro a negro.

El pronoto mide de 0,27-0,31 mm de longitud y de 0,61-0,70 mm de ancho, es de color negro, presenta unos abultamientos con esculturas finas y con una depresión poca profunda en su parte posterior, llamados callos. Los márgenes laterales del pronoto son débilmente sinuosos, finos, siendo el margen basal cóncavo. La pubescencia es amarilla-plateada, corta y esparcida.

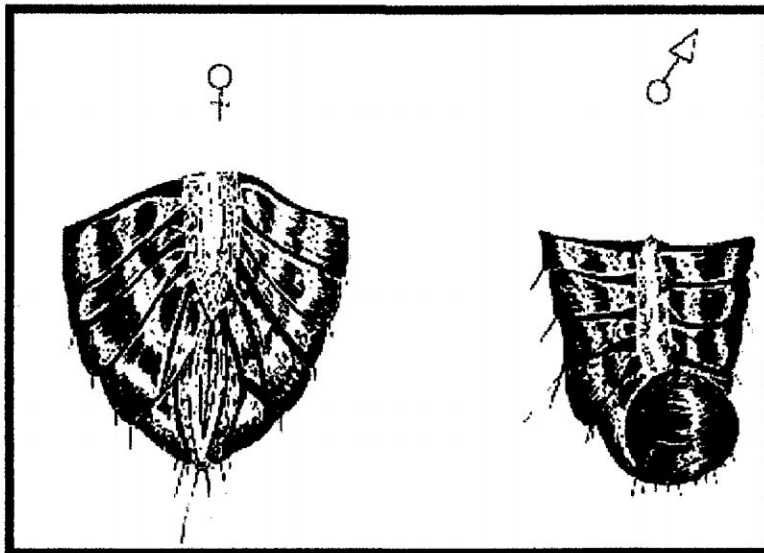
El escutelo es similar al pronoto en color y pubescencia. Su parte anterior presenta hendiduras circulares, la parte media posee una depresión y la porción apical rugosidades transversales.

Los hemiólitros son marrón amarillento claro; el clavus es negro en la base, el cuneus completamente negro y la membrana de color claro transparente. La pubescencia en las alas anteriores es similar al pronoto.

La parte ventral del cuerpo es negra. Las patas son negras, excepto los fémures y tibias anteriores. Generalmente, las bases de las tibias medias y posteriores son de color crema claro.

Hembra: La longitud del cuerpo varía entre 1,82 y 2,17 mm, mientras que el ancho oscila entre 0,77 y 0,98 mm. Es muy similar al macho, pero más robusta en aspecto y las patas son más oscuras.

El clasper genital con 2 estructuras anchas en su base y puntiagudas, muy similares en estructura y tamaño (Figura 1.2).



Fuente: Kelton (1963)

Figura 1.2: Clasper genital de *Orius* spp.

Molinari (2009), reporta que el *Orius insidiosus* es una chinche pequeña que vive entre las flores y partes terminales de plantas. El adulto mide 1.5 a 2 mm y su cuerpo presenta colores blanco y negro. Las ninfas de 1°, 2° y 3° estadios son de color anaranjado y las de 4° y 5° marrones.

1.5.5 Biología, crianza y actividad predadora

Barber (1936) citado por Salas (1995), señala que el huevo es de forma subcilíndrica, con una longitud de 0,47 mm y 0,17 mm de ancho, presentando en uno de sus extremos un área redondeada con bordes salientes en forma de una tapa que mide 0,10 mm diámetro. Dicha área es conocida como opérculo, la cual generalmente sobresale del tejido vegetal y a través de ella emerge el primer instar ninfal. El huevo es extraordinariamente grande en comparación con el tamaño del adulto. El integumento es liso y traslúcido. A medida que el embrión se desarrolla, el color del huevo se torna rojo. Los huevos eclosionan al cabo de 3 ó 4 días, dependiendo de la temperatura. Son colocados en forma aislada o en masas pequeñas dentro del tejido vegetal. Este insecto pasa a través de 5 instares ninfales y que el tiempo de desarrollo total desde huevo hasta adulto varía entre 11 y 18 días, las ninfas en sus primeros instares se alimentan primordialmente de material vegetal, sin embargo, los 2 últimos instares además consumen alimento animal (huevos, ninfas, larvas pequeñas, etc).

Presentan varias generaciones al año. En condiciones de laboratorio, el desarrollo desde huevo hasta adulto dura 20 días aproximadamente. Las hembras ponen un promedio de 130 huevos durante su vida. Las ninfas desarrollan a través de cinco etapas. Los adultos viven 35 días en promedio. Para favorecer su conservación se

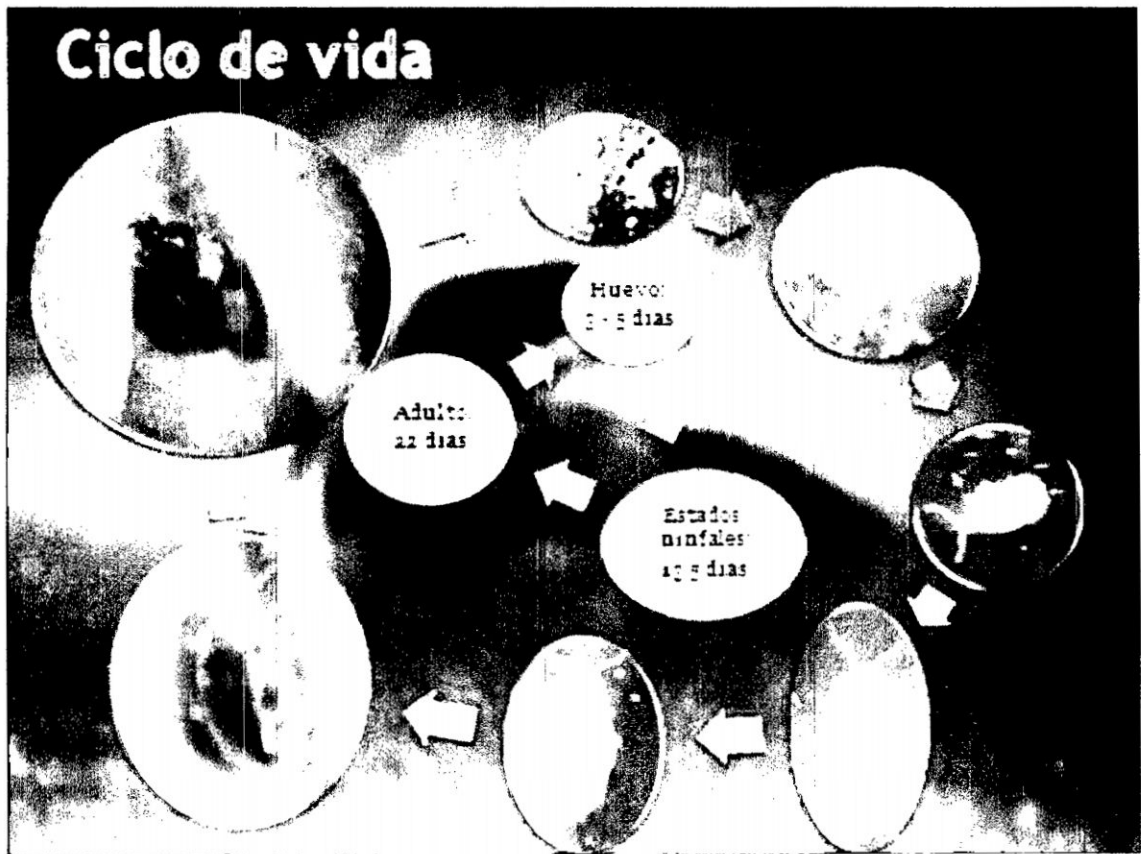
recomienda la diversificación de cultivos (Askari y Stern, 1972 citado por Nájera y Souza, 2010).

Urbaneja *et al.*, (2005), indica que los anthocóridos, son pequeños predadores con un elevado grado de polifagia, ya que pueden alimentarse de un gran número de presas, como pueden ser numerosas especies de trips, pulgones, huevos y pequeñas larvas de lepidópteros, ácaros, etc. Además, pueden alimentarse también de polen, lo cual es una gran ventaja para su mantenimiento en el cultivo en periodos de ausencia de plaga.

Adultos y ninfas se alimentan al succionar los líquidos internos de su presa. La succión se realiza a través de una modificación del aparato bucal en forma de pico que insertan en su presa, característica de todas las chinches. (Wright, 1994 citado por Nájera y Souza, 2010).

Guarin (2003) menciona que en condiciones de campo abierto y sin aplicaciones de insecticidas *Orius* sp. y *C. asoralis* se presentan como buenos reguladores de las poblaciones de *T. palmi*. Los cambios poblacionales de *Orius* sp. y *C. asoralis* están estrechamente relacionados con la disponibilidad de la presa y el manejo que el agricultor realiza en su cultivo.

Orius insidiosus inserta los huevos en la epidermis de la planta hospedera, siendo visible sólo el collar del opérculo que es de color blanco; presenta cinco estadios ninfales, los primeros tres son de color amarillento y tienen una glándula odorífera naranja distintiva, el cuarto y quinto estadio son de color carmelina claro a oscuro y la glándula odorífera dorsal es mucho menos discernible (Massó *et al.*, s.f. citado por Nolasco, 2008).



Fuente: Joya

Figura 1.3: Ciclo biológico de *Orius insidiosus*.

Orius insidiosus es predador de fases inmaduras y adultos de trips, huevos y larvas pequeñas de especies minadoras, mosca blanca, áfidos, ácaros, arañita roja y primeros estadios larvales de *Spodoptera* (Salas, 1995 citado por Nolasco, 2008).

Bush (1993) citado por Massó *et al.*, (s.f.), determinó un período de oviposición de 3.8 a 4.7 días en chinches criadas con huevos de *H. virences* y las vainas de habichuelas como sustrato de ovoposición y un tiempo de desarrollo de 11.1 días. Los huevos por día/hembras fueron 6.8 y la fecundidad de 121.1 y la longevidad de la hembra de 26.1 día.

El ciclo de vida es de 39-40 días, los huevos eclosionan de tres a cinco días después de la ovoposición, en estado ninfal dura 13.5 días y en estado adulto alrededor de 22 días (Massó *et al.*, s.f. citado por Nolasco, 2008).

Saini *et al.*, (2003), menciona que la fecundidad aumenta con el incremento de la temperatura y con el nivel de dieta suministrado. La longevidad de los individuos es afectada en forma inversa por el aumento de la temperatura, independientemente del nivel de dieta, por ello *Orius insidiosus* se desarrolla convenientemente entre los 25 y 30°C, con un suministro de alimento de 3 mg de huevos de *Sitotroga cerealella* por individuo, cada tres días, en recipientes grandes que contienen entre 50 y 100 individuos.

Pumariño (2012), en un estudio realizado sobre el control biológico por conservación y gestión del hábitat concluye que el *Orius insidiosus* responde de manera diferente tanto a las distintas especies vegetales como al acceso a los recursos florales y extra florales y por tanto es muy importante elegir la planta más apropiada para cada programa de conservación. Esto demuestra que la combinación de distintas especies vegetales pueden tener efectos positivos en el desarrollo de *Orius insidiosus*.

Pantoja (2009), en un estudio realizado para determinar la capacidad depredadora de *Orius insidiosus* (Say) sobre *Thrips tabaci* (Lindeman) en condiciones de laboratorio y en un cultivo de pepino bajo invernadero reporta que el consumo promedio de los adultos macho y hembra de *Orius insidiosus* en laboratorio fue de 21.9 *T. tabaci*/día al ofrecer 30 *T. tabaci* como población inicial a los adultos de *Orius insidiosus* es decir el 73% de la población de *T. tabaci* ofrecida fueron consumidas. El promedio

de consumo que presentaron las ninfas de *Orius insidiosus* de quinto, cuarto y tercer estadio fue de un 53, 46 y 36%, respectivamente, de la cantidad de *T. tabaci* ofrecida cuando se usaron 10 *T. tabaci* como población inicial. En condiciones de laboratorio *Orius insidiosus* inicia la búsqueda y consumo de *T. tabaci* en las primeras dos horas de su liberación y reduce su consumo a partir de la tercera hora.

En invernadero *Orius insidiosus* redujo la población de *T. tabaci* durante los dos primeros días después de la liberación de 11.06 *T. tabaci*/hoja a 2.9 *T. tabaci*/hoja es decir una reducción en un 74% de la población inicial y al día 15 se obtuvo una reducción de 35% de la población inicial de *T. tabaci*.

1.5.6 Técnicas para la conservación, almacenaje, empaque y transporte en campo de *Orius insidiosus*.

Trabanino (2010), recomienda para el manejo, uso en campo y transporte de *Orius insidiosus* del siguiente modo:

A. Liberación

Para efectuar las liberaciones en condiciones de campo o bajo invernadero, hay que realizar un monitoreo preliminar de la plaga que se desea controlar, en este caso los trips (*Thrips tabaci*, *Thrips palmi*, *Frankliniella occidentalis*).

B. Muestreo

Los trips ingresan a los cultivos provenientes de las malezas por lo que antes de establecer el cultivo se deben muestrear los bordes de la parcela y a medida que el cultivo se va desarrollando el muestreo debe realizarse en todo el cultivo. Con

el primer muestreo se localizarán los puntos focales o iniciales de trips, donde se debe realizar las liberaciones.

Posterior a las liberaciones es necesario continuar con el monitoreo tanto de la plaga como del predador, lo ideal es que las liberaciones sean continuas en la parcela de acuerdo a la presencia de la plaga, de esta manera se pueden mantener las poblaciones de trips por debajo del nivel crítico.

C. Distribución

Orius insidiosus se distribuyen en frascos de plástico que contienen 500 individuos cada uno. Los frascos se deben girar suavemente manteniéndolos de forma horizontal, para distribuir la chinche uniformemente.

D. Dosis y aplicación

La recomendación para el uso de *Orius insidiosus* en el campo es liberar en grupos de 25 a 50 individuos en las hojas del cultivo para beneficiar el apareamiento. Si se liberan preventivamente, se deben colocar desde la primera floración de 1 a 2 *Orius insidiosus* por metro cuadrado, si se liberan curativamente se recomienda colocar 5 a 10 *Orius insidiosus* por metro cuadrado en los focos de la plaga.

E. Consideraciones a tomar al momento de realizar las liberaciones

- No liberar tres días antes o después de una aplicación de agroquímicos.
- Liberar en las horas frescas del día (entre las 5:30 am-8:30am y entre las 4:00pm – 6:00pm)

- Mantener el frasco a la altura de la cintura y evitar la luz directa a los mismos.
- Mantener siempre en forma horizontal la botella y girarla suavemente esparciendo el material con las chinches sobre el cultivo.

F. Modo de acción

Orius insidiosus cuando encuentra a su presa, la sujeta con las patas delanteras, estira su estilete para perforar el cuerpo de las larvas y/o adultos de trips y succionar así todos sus fluidos.

G. Ventajas

- *Orius insidiosus* puede ser liberado preventivamente en las malezas de los alrededores del cultivo, previniendo que los thrips se muevan al cultivo.
- *Orius insidiosus* puede ser integrado a un plan de manejo integrado de plagas que utiliza plaguicidas.
- Puede alimentarse alternativamente de polen y otros artrópodos como: ninfas de mosca blanca, ácaros y huevos de lepidópteros, lo que facilita su establecimiento donde es muy difícil llegar con plaguicidas.

H. Almacenamiento y transporte

Es necesario que el transporte se realice también bajo condiciones de temperatura baja en una nevera con hielo para asegurarse que los insectos estén vivos al momento de liberarlos.

Los insectos son colocados en envases plásticos con material degradable en su interior que favorece su mantenimiento hasta el momento de su liberación. Lo ideal es liberar los insectos inmediatamente después de recibirlos del proveedor, de no ser posible almacenarlos en una refrigeradora a 8 – 15°C por un periodo no mayor a 24hr.

1.6 LA TUNA (*Opuntia ficus-indica* L. Mill)

1.6.1 Características y usos de la tuna

Solid-Perú (2008), reporta que la tuna (*Opuntia ficus-indica* L. Mill) es un recurso de gran importancia en los sistemas agrosilvopastoriles de los andes peruanos. Es conocida con diferentes nombres en varios lugares del mundo: “tunal”, “tunera”, “nopal”, “chumbo”, “higo español”, “higo de india”, “tuna sin espina”, “tuna con espina”.

1.6.2 Clasificación taxonómica

Según Maldonado (1987)

Reino : Vegetal
División : Antophyta
Clase : Dicotiledónea
Subclase : Archyclamidea o Coripétala
Orden : Opuntiales (Cactales)
Familia : Opuntiaceae (Cactáceas)
Subfamilia : Opuntioideae
Género : *Opuntia*

Especie : *ficus*

Sub especie : *indica*

megacantha (tuna sin espina)

streptocantha

1.6.3 Composición química y nutricional

Solid-Perú (2008), informa que la tuna es una fruta muy cotizada por su sabor, aroma y características nutricionales. El principal aporte nutricional del consumo de tuna es en calorías, agua y un importante contenido de minerales, especialmente calcio y fósforo.

Cuadro 1.1: Composición nutricional del fruto de la tuna

Composición	Variedades de Tuna		
	Blanca	Morada	Amarilla
Química:			
Calorías	58	58	53
Humedad	82.3	83.5	83.5
Proteínas	0.9	0.6	0.6
Grasas	0	0	0
Carbohidratos	15.3	15.5	15.5
Fibra	3.8	3.7	3.7
Minerales (mg):			
Calcio	16	40	38
Fósforo	26	39	39
Hierro	0.3	0.2	0.3
Vitaminas (mg):			
Caroteno	0.01	0.01	0.01
Riboflavina	0.03	0.04	0.04
Ácido ascórbico	13	25.5	25

Fuente: Maldonado G., B.; 1987

Elaboración: Solid Perú, 2008.

1.6.4 Importancia y usos de la tuna

Solid-Perú (2008), reporta que la tuna fruta se utiliza como alimento para ser consumida en fresco; la fruta madura se industrializa en jugos, mermeladas, frutas en almíbar, licores, etc., y los frutos verdes (dos meses de edad) sirven para elaborar fruta abrigantada en almíbar. Las pencas con y sin espinas, se utilizan para alimentar animales (vacas, cabras, ovejas, cuyes, etc.) durante las épocas secas. (Solid-Perú, 2008).

1.6.5 Mercado de tuna fruta

A. Contexto mundial

ASERCA (1999) citado por García *et al*, (2003), indica que la producción de tuna se lleva a cabo en aproximadamente 32 países, siendo seis los principales países en el mundo que producen tuna y concurren al mercado internacional: México, Italia, Sudáfrica, Chile, Israel y E.U.A. Durante los últimos años la superficie cultivada con nopal tunero en éstos se ha ubicado en poco más de 55,500 hectáreas, de las cuales 90% se localizan en México, 4.5% en Italia, 2.7% en Sudáfrica y el resto entre Chile, Israel y Estados Unidos.

Los rendimientos promedio de tuna de los países antes señalados se han ubicado en 14.9 toneladas por hectárea, siendo el principal exportador de tuna en el mundo Italia, alcanzando rendimientos de 20-25 toneladas por hectárea (ASERCA, 1999 citado por García *et al*, 2003).

B. Oferta

Solid-Perú (2008), reporta que las estadísticas de la Dirección Regional de Agricultura de Ayacucho, indican que en la Región existen 20,188 ha con tuna de origen silvestre que producen tuna y cochinilla, de las cuales el 63.41% está en las provincias de Huamanga y Huanta y el 36.59% se distribuye en las 9 provincias restantes.

La mayor parte de las áreas con tuna son silvestres, sólo el 6.62% son cultivadas. Del total, el 96.64% es tuna amarilla, el 1.91% morada y el 1.45% blanca.

Ayacucho produce 13,824 TM de tuna fruta, con un rendimiento de 1,689 kg/ha; las principales provincias productoras de tuna en la Región son Huamanga, Huanta, Cangallo, Lucanas y Víctor Fajardo; en Huanta se registran los mayores rendimientos (Solid-Perú, 2008).

Los tunales cultivados de las variedades morada y blanca existentes en Huanta se cosechan casi todo el año. Las mayores cosechas se dan de abril a junio y de septiembre a diciembre. Sin embargo, la calidad y los volúmenes obtenidos en estos cultivos, son significativamente menores que los registrados en los tunales cultivados en Lima (Solid-Perú, 2008).

C. Demanda

Solid-Perú, (2008), reporta que la demanda de tuna amarilla corriente está relacionada con la oferta y la calidad de la fruta que se cosecha en cada año. En los últimos cinco años la calidad y cantidad de tuna fruta ha disminuido debido a factores climatológicos adversos, a la incidencia de plagas y enfermedades y a la

dificultad de acceso a los centros de producción. Este último aspecto, afecta a la calidad del 39% del producto y genera el incremento de los costos de comercialización.

D. Precio

Solid-Perú, (2008), reporta que el precio de la tuna fruta está relacionado con el volumen de producción, los menores precios se registran entre diciembre y marzo, cuando existe mayor cosecha. La época de precios altos es entre junio y septiembre.

1.6.6 Características morfológicas

A. Yemas florales

FAO (1999), reporta que las yemas axilares en el nopal son aréolas que se han desarrollado muy temprano en la axila del primordio foliar. La aréola comienza a evolucionar como una masa celular que rápidamente se convierte en un meristemo apical de un brote regular con todas sus zonas: túnica, células madres centrales, zonas periféricas y meristemo medular. Las espinas y los gloquidios se desarrollan en una etapa muy temprana. Después de un periodo de tiempo (variable largo a corto) el meristemo en el centro de la depresión de las aréolas cae en dormancia; cuando se activa de nuevo y crece como un brote largo en lugar de un brote corto, forma una rama con hojas y aréolas o produce un tipo de brote super-modificado que es el flor. De estos meristemas se forma solo una flor o un brote de cladodio por aréola.

Varias características hacen única a la flor del nopal: dentro de la copa floral hay un número de segmentos de perianto diferenciados débilmente como pétalos, hay numerosos estambres arreglados en espiral, un pistilo con cuatro o más carpelos

fusionados; el ovario es unilocular con placentación parietal que parece estar embebido al final de una rama modificada. Aún más, el nopal esta entre las pocas especies en donde lo externo del ovario inferior (el receptáculo) muestra hojas y aréolas perfectas; esta estructura se convierte posteriormente en la cáscara del fruto.

En la medida que emerge la yema es posible ver por su volumen espacial de si es vegetativa o reproductiva. La yema reproductiva es más esférica mientras que la vegetativa es más plana; la proporción de yemas florales a vegetativas es de 3:1, y 10 por ciento de los cladodios pueden tener ambos tipos de yemas en igual proporción.

Las flores son hermafroditas y actinomorfas, desarrollándose en la parte superior de cladodios de uno o dos años y ocasionalmente en uno de tres años. Ambos tipos de yemas pueden desarrollarse en la superficie planar más iluminada del cladodio. La diferenciación floral ocurre en un periodo muy corto, de 50 a 60 días después de que el meristemo comienza a activarse hasta la antesis, en contraste con otros frutales (manzano, pera, etc.) donde la diferenciación floral empieza al año anterior. La parte estéril de la flor es representada por el perianto, y hay pocas diferencias entre los sépalos y los pétalos: los sépalos son pequeños, pero ambos son oblongos y fusionados en su base con un color amarillo o rosa brillante; las flores amarillas cambian de color a naranja o rosa después de la fecundación.

B. Estados fenológicos de la yema frutera de la tuna

Según Palomino (1996), el tiempo que transcurre de brotamiento a la apertura del perianto de la flor varía entre 30-40 días y el cierre y caída de la flor y la madurez varia de 90 a 105 días. El tiempo medio que transcurre entre el brotamiento y madurez de la fruta es de 135 días. El tiempo de estas etapas variará de acuerdo a las

condiciones climatológicas y de fertilidad de suelo. Se reportan los siguientes estados fenológicos.

- Floración (30-45 días post-brotamiento)
- Cierre y caída de perianto (55 días post-brotamiento)
- Inicio de madurez (120-150 post-brotamiento).

Según Flores (1998) citado por Conga (2006), en observaciones de campo, considera seis etapas en desarrollo de las flores de la tuna.

Etapa 1 (E-1): se considera cuando la yema de la flor ha crecido a tal punto de los sépalos y pétalos están algo diferenciados por el color verde y amarillo, respectivamente, pero sin indicios de la apertura floral.

Etapa 2 (E-2): cuando en la flor se hace una mayor diferenciación entre sépalos y pétalos por su color verde y amarillo respectivamente, existe indicios de apertura floral.

Etapa 3 (E-3): es la flor abierta de tuna y muestra los órganos sexuales masculinos y femeninos. Los pétalos toman un color amarillo intenso y es receptiva a los insectos polinizadores y otros que se alimentan de su polen.

Etapa 4 (E-4): se trata de un fruto cuajado de la flor donde los pétalos de color amarillo intenso se tornen anaranjados y empiecen marchitarse y encarrujarse.

Etapa 5 (E-5): es el fruto de tuna con pétalos secos, encarrujados y de color pajizo.

Etapa 6 (E-6): es el fruto de la tuna verde que se encuentran al inicio del grado 1 (G1) de madurez de la tuna fruta.

C. Flor

Espinoza (1996) citado por Conga (2006), menciona que son numerosos y se ubican en los bordes de las pencas o cladodios, presentan sépalos amarillos, verdosos y pétalos amarillos claros con abundantes estambres. La flor es hermafrodita lo que permite fructificar sin necesidad de polinización cruzada. La coloración de las flores depende de la variedad, encontrándose flores vistosas de colores brillantes; blancos, amarillas, anaranjada, rosada y roja.

Palomino (1983) citado por Conga (2006), indica que las flores son completas, sésiles con pétalos en número poco variable con un promedio de diez y son más grandes que los sépalos y de un color amarillo pajizo, que vira a un color anaranjado después de la apertura floral, el gineceo constituido por un ovario ínfero unilocular termina en estilo de color blanco y el estigma con ramificaciones que al parecer correlaciona con el número de placentas. La floración inicia desde setiembre hasta diciembre dependiendo del piso ecológico donde se encuentra.

Calzada (1983), señala que aparece en los bordes de los cladodios de dos años de edad en un número que puede hasta doce o más. Son hermafroditas, solitarias y consta de un cáliz soldado al ovario de color variable de acuerdo a la variedad.

Amaya (2009) y Álvarez, (2007), indica que son solitarias, localizadas en la parte superior de la penca, de 6 a 7 cm de longitud. Cada aréola produce por lo general una flor, aunque no en una misma época de floración, unas pueden brotar el primer año, otras el segundo y tercero. Las flores se abren a los 35 a 40 días de su brotación. Sus pétalos son de colores vivos: amarillo, anaranjado, rojo, rosa. Sépalos numerosos de color amarillo claro a rojizo o blanco.

D. Fruto

Fuller (1974) y Espinoza (1996) citado por Conga (2006), mencionan que el fruto de la tuna es una baya polisperma, carnosa, jugosa de forma ovoidal, con aréolas de espinas finas y frágiles. La planta comienza a producir frutos a los dos años de su plantación, dependiendo de la fertilidad del suelo y riego. Los frutos son agradables, dulces y la composición bromatológica del fruto varía a causa de las prácticas agronómicas y de la variedad; contiene un buen porcentaje azúcar reductora que puede ser aprovechada, además de un alto valor nutricional en vitaminas (A1, B12 y C) que juegan un rol importante en la alimentación humana.

Calzada (1983), afirma que el fruto es una baya globosa, cilíndrica de verde cuando es tierna y después se torna blanco-verdosa, amarillento-rojizo hasta violáceo. En el apéndice tiene una depresión en el lugar en donde estuvo insertada la flor. La pulpa es gelatinosa, contiene numerosas semillas pequeñas, arriñonadas de color variable y aceite (20%).

Amaya (2009) y Álvarez (2007), mencionan que es una baya polisperma de forma ovoide esférica de color verde y toma diferentes colores cuando maduran, son comestibles, agradables y dulces; la pulpa es gelatinosa conteniendo numerosas semillas, sus dimensiones y coloración varían según la especie; presentan espinas finas y frágiles de 2 a 3 mm de longitud.

Acosta (2010) citado por Vásquez (2011), define al fruto como una baya carnosa, esférica, cilíndrica o periforme, presenta en el extremo apical una depresión a la que se le denomina “ombigo” y de profundidad variable, mayor en los frutos periformes y menor en los esféricos. Sus dimensiones y coloración varían según la especie;

presentan espinas finas y frágiles. Pulpa gelatinosa. De cascara gruesa, cubierta de gloquidios. De color amarillo canario, amarillo limón, anaranjado, rojo morado, verde tierno, blanco verdoso.

E. Variedades

Indoagro (1997) citado por Conga (2006), reporta como criterio de clasificación por la coloración de frutos en:

- Blanca: dulce, cristalina, jugosa con espina (mayor aceptación)
- Amarilla: muy dulce, muchas semillas con espinas es la mayor para producir cochinilla.
- Colorada: grande, delicada, arenosa con espina (menor aceptación).
- Morada: mejor calidad, delicada, doble propósito, espinas pequeñas (poca aceptación)

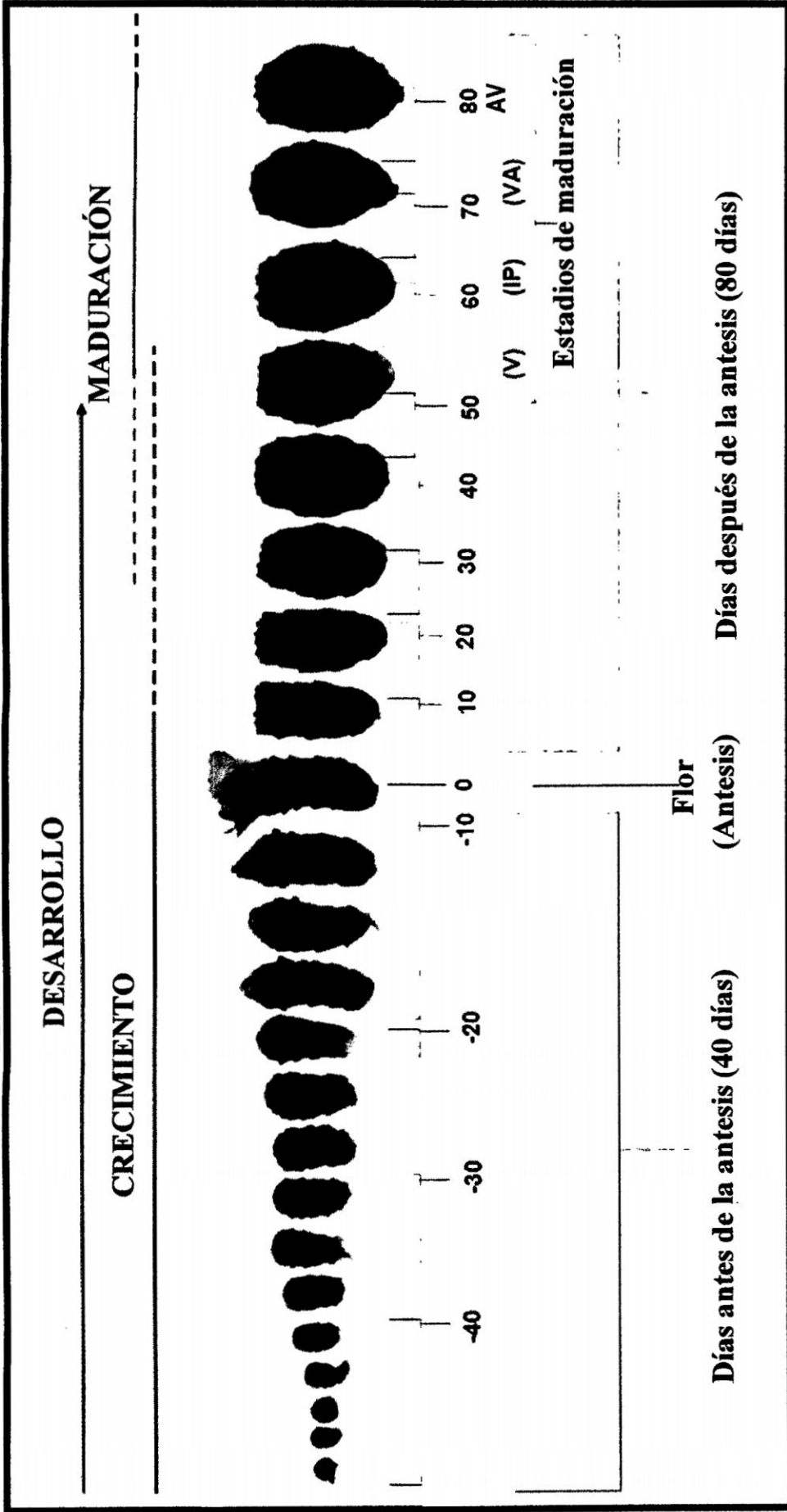
Calzada (1983), indica que las variedades en el Perú se designan según el color del fruto. La variedad “blanca” de la sierra y de la costa es la mejor de las variedades por la calidad del fruto por lo que es más comercial como fruta fresca. Variedad “amarilla” dentro de esto hay tres tipos: “amarillo monte”, “amarrillo de huerta” ambos de la sierra y “amarilla costeña”.

Las amarillas de la sierra son de menor tamaño que la variedad blanca y tienen espinas y pencas suculentas de mayor tamaño.

La variedad “colorada” serrana, tiene pencas gruesas, fruto grande, cascara delgada, no siendo por esto apropiado para el transporte, porque sobre madura rápidamente.


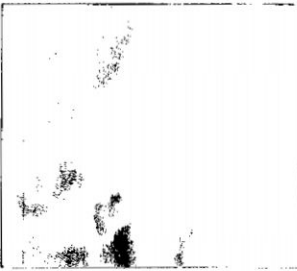

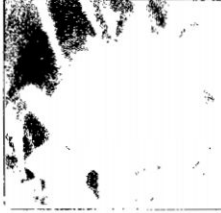


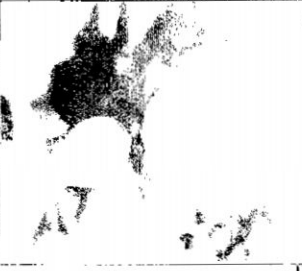

La variedad “morada” serrana, son plantas de gran tamaño, pencas grandes carnosas

con escasas y pequeñas espinas. La variedad “forrajera” sin espinas tienen gran desarrollo vegetativo y de buena aceptación por el ganado pudiendo ser ensilada; produce mayor cantidad de proteínas por hectárea que muchas plantas forrajeras con aceptación de alfalfa.



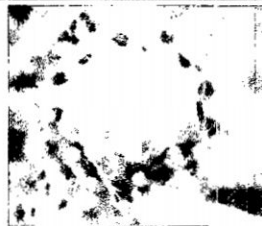

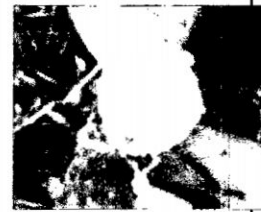


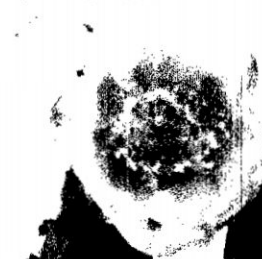
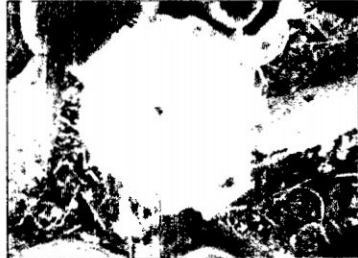



Fuente: (Amaya, 2009)

Figura 1.4: Evolución del desarrollo y maduración de frutos de tuna (*Opuntia ficus-indica*) antes de la antesis; Estadios de maduración: V (fruto verde); IP (inicio de la pigmentación amarillo); VA (verde amarillado) e AV (Amarillo verde).

 <p>(A) 9:11h Emergencia 1er. día tépalos, con color amarillo claro</p>	 <p>(B) 10:00h Los tépalos sobresalen 1cm por encima de las brácteas</p>	 <p>(C) 12:39h Flor abierta; el diámetro de la parte superior de la corola fue 2.78 cm.</p>	 <p>(D) 19:19h Flor cerrada</p>
 <p>(E) 9:05h 2do. Día de apertura. Flor cerrada con rocío en los tépalos color amarillo- limón.</p>	 <p>(F) 11:46h Flor abierta; altura de tépalos 3.55 cm; se observa estigma y anteras</p>	 <p>(G) 18:15h No es posible observar estigma y anteras desde la parte superior, por lo cerrado de los tépalos que presentan un color canelo claro</p>	 <p>(h) 19:15h Flor cerrada con tépalos color canela</p>

Fuente:(Hernández, 2009)

Figura 1.5: Seguimiento de la apertura floral con duración de dos días.

			
<p>(A) 10:02 h Primer día tépalos con similar color a las brácteas</p>	<p>(B) 12:40 h Flor abriendo; el diámetro de la corola 2.64 cm; se observa que las anteras esta junto al estigma.</p>	<p>(C) 17:05 h Flor con cierre incompleto se observa un poro pequeño en la parte superior por el cual no es posible observar el estigma por lo cerrado de los tépalos</p>	<p>(D) 19:21 h Flor cerrada.</p>
			
<p>(A) 9:10 h Segundo día de apertura, flor cerrada con tépalos color amarillo</p>	<p>(B) 11:48 h Flor abierta; diámetro y altura de la corola 4.42 y 3.10 cm; se observa la separación entre estigmas y anteras</p>	<p>(C) 19:20 h Flor con cierre incompleto que no permite observar estigma y anteras; tépalos con una coloración canela</p>	
			
<p>(A) 12:37 h Tercer día, flor cerrada con tépalos color durazno.</p>	<p>(B) 13:10 h La flor abre con un poro de 1.3 cm por el cual es posible observar el estigma y las anteras.</p>	<p>(C) 9:10 h Flor cerrada con tépalos color rojo.</p>	

Fuente:(Hernández, 2009)

Figura 1.6: Seguimiento de la apertura floral con duración de tres días.

1.6.7 Daños del trips según el desarrollo de los frutos de la tuna

Según el trabajo realizado por Laura (1999) citado por Conga (2006), indica que en diferentes métodos de muestreo de trips, se determinó que dicho insecto está presente cuando la tuna está en estado fenológico de botón floral y en mayor cantidad en plena floración.

Tales resultados concuerdan con las afirmaciones de Sarmiento (1993) citado por Conga (2006), quien señala que la cantidad de trips varía según la edad de la flor y prefieren ubicarse en los estambres que en la corola, posiblemente por las condiciones que se encuentra en la flor y disponibilidad de alimento (polen y néctar); de otro lado Metcalf (1994) refieren que los trips al encontrarse en el polen y néctar se alimentan ocasionalmente, la cual a su vez favorece su reproducción. Si los trips tienen polen a su disposición, la reproducción y aumento poblacional se incrementa considerablemente, ya que a 25°C de temperatura la población puede duplicarse en cuatro días en condiciones óptimas (Infoagro, 2012).

También podemos mencionar que el daño que causa este insecto destaca en la formación de agallas, punteadas o abultamientos durante las puestas, y que son de mucha importancia en los frutos que disminuye su valor comercial considerablemente (Infoagro, 2012).

Evanan (2013), señala que los trips que atacan a las flores de la tuna, se ubican preferentemente en los estambres para su alimentación del polen y néctar y; en el receptáculo de la flor ovopositan y también se alimentan donde al principio aparecen como pequeños puntos o abultamientos blanquecinos, una vez que los huevos eclosionan dejan un punto hueco que posteriormente pardean y cuando éstas se

juntan forman las costras que disminuye su valor comercial del fruto. La dimensión de los puntos y las costras depende de la cantidad de la población que se encontraba cuando el fruto fue flor.

El trips ovoposita y se alimentan de la cara o parte de receptáculo que está expuesta a los rayos solares es decir, a la parte donde directamente llegan los rayos solares y a la parte que no llega directamente los rayos del sol la ovoposición y alimentación es menor y por ende el daño.

Barrantes (1996) citado por López (2002), sostiene que las heridas producidas por *Frankliniella* sp., constituyen una vía de acceso para el hongo de género *Trimmatostroma* sp., “Mancha Amarilla”, su biología pasa a través de cuatro fases de desarrollo y se presenta causando daños a nivel de cladodios y frutos. En los cladodios se presenta a manera de puntos granulados de color amarillo y en los frutos los primeros síntomas aparecen cuando los frutos están tiernos y verdes a nivel de brotes y flores, pero permanecen hasta la madurez dando un aspecto áspero “caracha”, a la superficie del fruto.

1.6.8 Cosecha y manejo postcosecha de la tuna fruta

A. Cosecha

La cosecha es la etapa final del manejo fenológico y agronómico en el campo durante el desarrollo y crecimiento del fruto, donde los frutos ya alcanzaron la madurez fisiológica y la madurez de cosecha, aptos para su comercialización (Evanan, 2013).

Una cosecha mal realizada y a destiempo puede reducir considerablemente los rendimientos, la calidad y los precios de la fruta (Condeña, 1997), también indica los

estados de madurez de la tuna fruta son: Frutos semimaduros verdesazón (pintonas), frutos maduros amarillo (entre el verdesazón y anaranjo rojizo) y anaranjado-rojizo (maduros propiamente dicho).

B. Manejo postcosecha

Condeña (1997), menciona las siguientes labores de postcosecha.

Limpieza: es labor una vez cosechado los frutos con “pallana”, a mano y cuchilla, con cosechadoras, etc., son colocados en el suelo y luego inmediatamente desespinaados utilizando “pichanas” a base de ramas y hojas de árboles arbustos.

Selección: los criterios de selección o clasificación de la fruta de tuna aún no está establecida rígidamente como se puede realizar con frutos de otras especies; sin embargo, se recomienda seleccionarlos por su tamaño, longitud, diámetro, estados de madurez, estado sanitario, etc.

Conservación: La fruta cosechada sin desgarramiento de la cascara llega a conservarse a temperatura ambiental aproximadamente entre 12 a 15 días, sin que produzca alteraciones en la cascara y pulpa, pasado este lapso de conservación empieza a deteriorarse tanto la parte externa como la interna; asimismo, cuando se le somete a refrigeración, fácilmente se conserva sin deterioro por mayor tiempo, conservando todas sus cualidades.

Embalaje: Las cajas estándar de embalaje tiene las dimensiones siguientes: largo 51 cm., ancho 21 cm y alto 35 cm. Las cajas en promedio contienen 22 kg de fruta. Actualmente se han construido cajas pequeñas de 10 – 12 kg de fruta (70 a 75 frutos/caja).

CAPÍTULO II

MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. UBICACIÓN DEL ENSAYO

2.1.1 Del campo

El presente trabajo de investigación se realizó desde octubre 2011 a diciembre de 2012, en campos cultivados con tuna en la localidad de Ichpico, perteneciente a la provincia de Huanta, región de Ayacucho; ubicada a una altitud de 2650 m.s.n.m., a 12° 56' 36" Latitud Sur y 74° 15' 25" Longitud Oeste.

Las plantaciones del cultivo de tuna tienen una edad aproximadamente de 10 años, distanciamiento entre surcos de 4.0 metros y entre plantas de 2.50 metros. En el campo de cultivo, también se encuentran en forma dispersa árboles frutícolas y otros (paca, lúcumo, palto, chirimoyo, naranjo, higuera, tara, etc.). Se realiza abonamiento, riego y otras labores agronómicas. Las variedades cultivadas de tuna son la morada y blanca, pero predomina la variedad morada.

2.1.2. De los trabajos de laboratorio

La crianza de *Sitotroga cerealella* para la crianza masiva del predador *Orius insidiosus* se efectuó en el Laboratorio de Crianza de Insectos Útiles perteneciente a Escuela de Agronomía, Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, a una altitud de 2750 m.s.n.m. En la misma instalación también se realizó el contaje trips atrapados en los paneles de color amarillo, número de trips por flor y número de *Orius insidiosus* por flor de tuna y toma de fotografías de los frutos para estimar el grado de daño mediante una escala diagramática.

2.2. CARACTERÍSTICAS METEOROLÓGICAS

Los datos meteorológicos corresponden a la estación meteorológica de Huanta, ubicada a 2722 m.s.n.m. y proporcionados por la Red Hidrometeorológica de la Gerencia de Infraestructura del Gobierno Regional de Ayacucho.

En el Cuadro 2.1 se muestra los datos de temperatura (máxima, mínima y media), precipitación promedio, mensual y anual registrado en la Estación Meteorológica de Huanta a 2772 m.s.n.m. – Ayacucho, datos que sirvieron para elaborar el balance hídrico según la metodología propuesta por ONERN (Oficina Nacional de Evaluación de Recursos Naturales) cuyos resultados se resumen en el Cuadro 2.1 y Figura 2.1.

En el Cuadro 2.1 se observa que la temperatura promedio mensual máxima, mínima y media son 24.3, 9.5 y 16.9 °C, respectivamente. Los meses más cálidos son setiembre, octubre, noviembre, diciembre, enero, febrero, marzo y abril, mientras que los meses mas fríos son mayo, junio, julio y agosto. La temperatura máxima fue de

26.1 y 26.4 °C registrado en noviembre 2011 y 2012, respectivamente, la temperatura mínima fue de 6.6 °C en julio 2012.

La precipitación total registrada desde octubre 2011 a diciembre 2012 fue de 816 mm., con una distribución irregular. Los meses de noviembre y diciembre de 2011 y enero, febrero, marzo, abril, noviembre y diciembre del 2012 indica que hubo exceso de humedad en el suelo, mientras que en el mes de octubre 2011 y meses de mayo, junio, julio, agosto y setiembre de 2012 hubo déficit de humedad.

En cuanto a la precipitación, en el mes de febrero y diciembre 2012 se ha cuantificado 117.4 y 131.3 mm, respectivamente.

2.3. MATERIALES, CONFECCIÓN DE TRAMPAS Y LIBERACIÓN DE PREDADOR

2.3.1 Materiales para la confección de trampas pegajosas

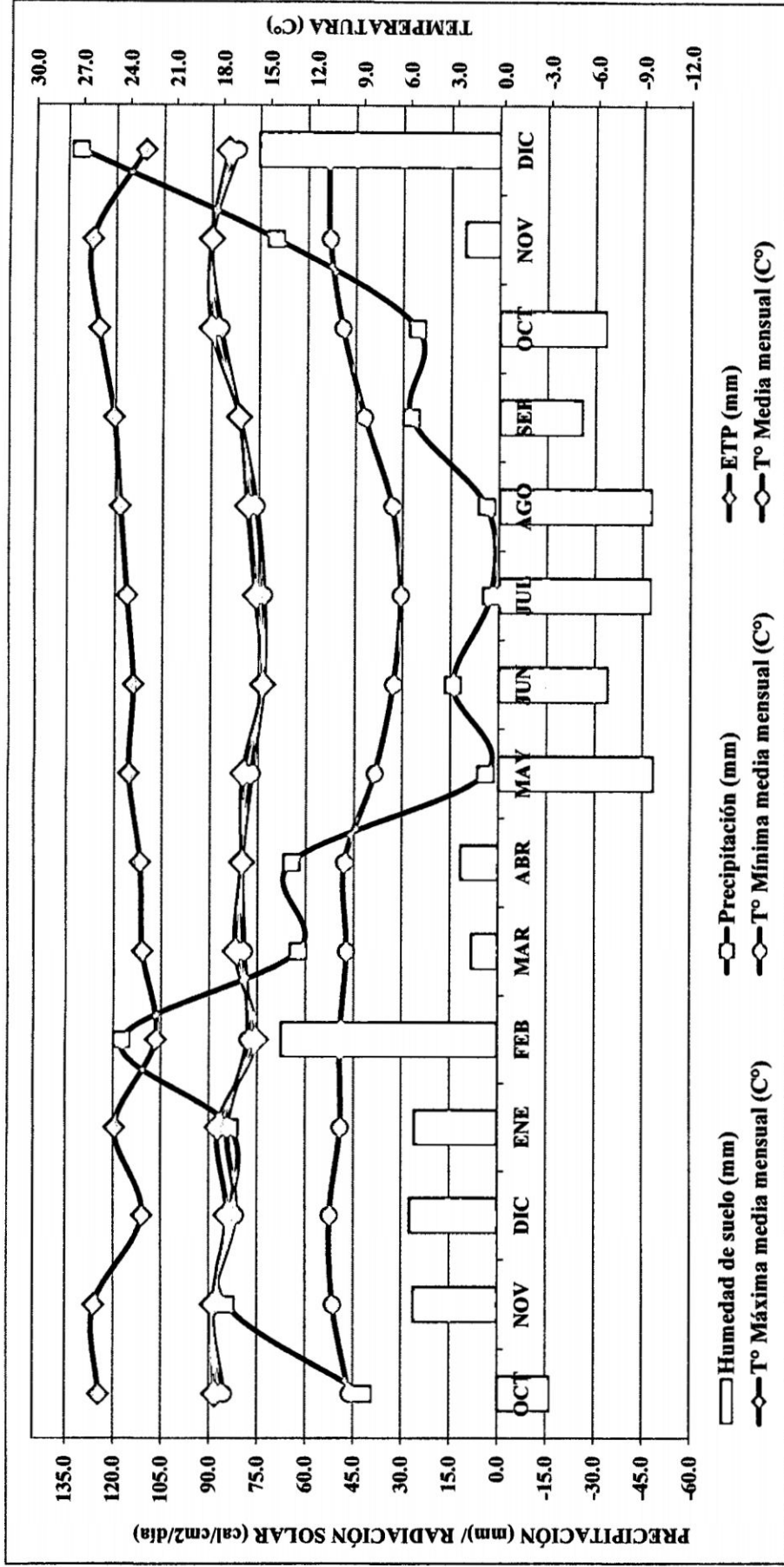
- Palos de carrizo de 2 m de longitud.
- Bolsas de polietileno de color amarillo de 12 x 17 cm.
- Botellas plásticas descartables de 3L.
- Brochas para untar.
- Temocid (pegamento).
- Wincha.
- Barreta.
- Cinta adhesiva
- Liga

Cuadro 2.1. Temperatura Máxima, Mínima, Media mensual y Balance Hídrico correspondiente al año 2011 – 2012 (Estación Meteorológica de Huanta a 2772 m.s.n.m. – Ayacucho).

AÑO	2011												2012												TOTAL	MEDIA
	OCT	NOV	DIC	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SEP	OCT	NOV	DIC											
T° Máxima media mensual (C°)	25.8	26.1	23.0	24.8	22.1	23.0	23.2	23.9	23.7	24.1	24.5	25.0	25.9	26.4	23.0				24.3							
T° Mínima media mensual (C°)	9.7	10.8	11.0	10.3	10.4	10.0	10.1	8.2	7.0	6.6	7.1	8.9	10.3	11.2	11.2				9.5							
T° Media mensual (C°)	17.8	18.5	17.0	17.6	16.3	16.5	16.7	16.1	15.3	15.3	15.8	16.9	18.1	18.8	17.1				16.9							
Factor	4.96	4.8	4.96	4.96	4.64	4.96	4.8	4.96	4.8	4.96	4.96	4.8	4.96	4.8	4.96											
ETP (mm)	88.1	88.7	84.4	87.2	75.5	81.9	79.9	79.7	73.7	76.0	78.5	81.3	89.9	90.1	84.8				84.8							
Precipitación (mm)	41.7	84.6	83.1	83.4	117.4	62.3	64.4	4.0	14.3	2.5	3.9	27.5	25.6	70	131.3				1239.7							
ETP Ajustado (mm)	58.0	58.4	55.6	57.4	49.7	53.9	52.6	52.5	48.5	50.0	51.7	53.5	59.2	59.3	55.8											
Humedad de suelo (mm)	-16.3	26.2	27.5	26.0	67.7	8.4	11.8	-48.5	-34.2	-47.5	-47.8	-26.0	-33.6	10.7	75.5											
Exceso (mm)		26.2	27.5	26.0	67.7	8.4	11.8							10.7	75.5											
Déficit (mm)	16.3							48.5	34.2	47.5	47.8	26.0	33.6													

Fuente: Red Hidrometeorológica de la Gerencia de Infraestructura del Gobierno Regional de Ayacucho.

Figura 2.1: Diagrama Ombrotérmico de Temperatura con respecto a Precipitación y Balance Hídrico correspondiente al 2011 – 2012 (Estación Meteorológica de Huanta a 2772 m.s.n.m. – Ayacucho).



2.3.2 Materiales para la crianza y liberación de *Orius insidiosus*

- *Orius insidiosus* adquiridos de SENASA – Lima.
- Tapers N° 4.
- Esquejes de camote.
- Vainita fresca.
- Huevos de *Sitotroga cerealella* congelados.
- Trips para alimentar.
- Flores de tuna.
- Pinceles.
- Microscopio.
- Vasitos descartables para la liberación.
- Caja de cartón para el transporte al campo del predador.

2.3.3 Materiales para la crianza de *Sitotroga cerealella*

- Compra de huevos de *Sitotroga cerealella* SENASA – Lima.
- Trigo.
- Acaricida.
- Bandejas.
- Olla.
- Bastidores.
- Cámara cilíndrica para la emergencia de adultos.
- Tamices.
- Placas Petri.
- Bolsitas de polietileno.

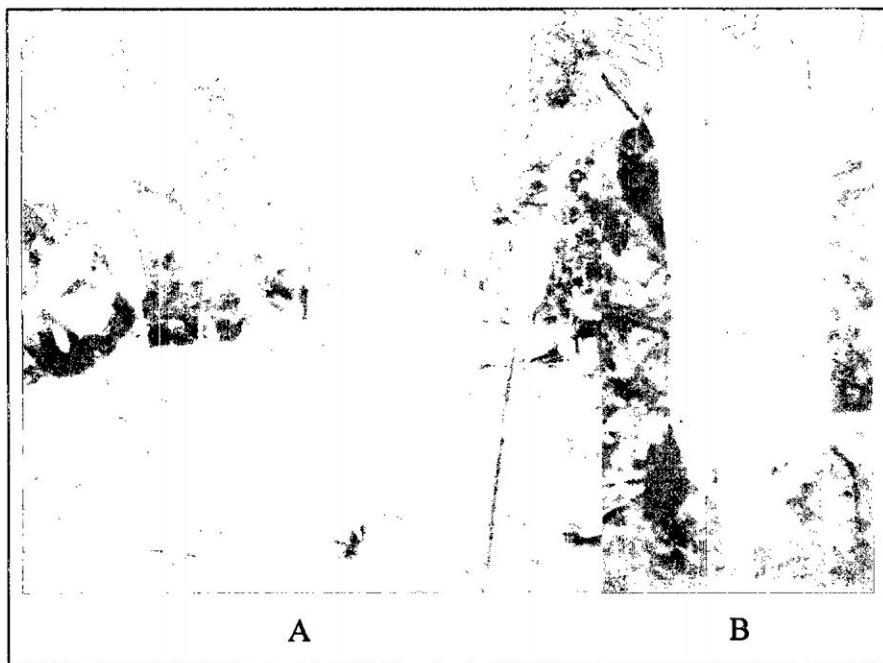
- Bandejas.
- Pinceles.
- Secador.
- Inflador.
- Balanza analítica.
- Refrigeradora.
- Cordel.
- Plásticos.
- Cinta maskin.
- Cinta de embalaje.
- Tela.
- Regla.
- Lapicero.
- Vela.
- Fósforo.
- Envases de polietileno de 0.5 L.
- Guardapolvo.
- Mascarilla.
- Lentes.
- Estereoscopio.
- Envases para la colección de adultos de 2 L.
- Papel tamaño A4.

2.3.4 Materiales para la evaluación de: trampas pegantes, trisp por flor, *O. insidiosus* por flor y registro de daños en el fruto.

- Cuaderno.
- Lupa.
- Bastidor inclinado delimitado en cuadrantes.
- Bandejas.
- Esparadrapo.
- Tijera.
- Cámara fotográfica.
- Cartulina.
- Lapicero.
- Guantes.
- Bolsas de papel de 1 onza.
- Cinta.
- Ligas.
- Cuadernillo.
- Corrector.
- Tijeras.
- Lapicero indeleble.
- Engrapador.
- Bolsas de polietileno de 10 x15 cm.

2.3.5 Confección de trampas pegajosas

Las trampas consistieron en envases descartables de gaseosa de 3L de capacidad, de unos 30 cm de alto, 10 cm. de diámetro en su base y de 5 cm en la parte apical. Fueron forrados con bolsa plástica de color amarillo de 12x17 cm. sujetado con cinta adhesiva y la abertura de las bolsas fueron sujetadas con una liga en la boquilla del envase, finalmente con ayuda de un pincel ancho fue untada con temocid. Las trampas fueron colocadas en parantes de carrizos (1.70 cm de longitud) plantados en el suelo con ayuda de una barreta (Fotografía 2.1). La distancia entre trampa y trampa fue de tres metros.



Fotografía 2.1: A, Distribución de trampas pegantes en el campo; B, trampa con insectos atrapados.

2.3.6 Liberación de *Orius insidiosus*

Primera liberación:

Compra: El predador *Orius insidiosus* fue adquirido de SENASA-Lima en una cantidad de un millar y medio, entre ninfas y adultos.

Recepción: El predador *Orius insidiosus* fue enviado de Lima y recepcionado por SENASA-Ayacucho, un día antes de la liberación y transportado al laboratorio.

En el laboratorio los insectos fueron separados una parte para la liberación y otra fue acondicionada para su reproducción en el laboratorio.

Acondicionamiento para su liberación: Los insectos fueron colocados en vasitos de plástico con la ayuda de un pincel con una porción de huevos de *Sitotroga cerealella* para su alimentación. Esta labor se realizó el día de la recepción del predador y por la tarde (6 -7 pm) éstos vasitos fueron colocados en una caja de cartón para su transporte al día siguiente en la mañana (5 am).

La cantidad de vasitos fueron 63 y en cada vasito se colocó entre 20 a 23 predadores siendo aproximadamente 1325 predadores.

Transporte del predador al campo: Los insectos fueron recogidas a las 5 de la mañana del laboratorio y transportados al campo, llegando aproximadamente a las 6:30 de la mañana.

Liberación propiamente dicha: La liberación se realizó el 14 de octubre del 2011, luego de 15 días de instaladas las trampas pegajosas.

Antes de la liberación en el campo, se procedió a evaluar la presencia de flores, luego se liberó al predador, entre las 8 y las 9 de la mañana.

Para liberar al predador se ensayó pegar los vasitos que lo contenían en las pencas cerca a las flores, el predador debía salir y desplazarse hacia el interior de las flores, pero no sucedió en 30 minutos. Por lo anterior se optó en vaciar los predadores al interior de las flores, logrando introducir aproximadamente entre 20 a 23 predadores por flor.

En la parcela con trampas pegantes se liberó aproximadamente 630 predadores y en la parcela sin trampas se liberó en una cantidad aproximada de 695 predadores.

Segunda liberación:

La liberación se realizó el 15 de mayo de 2012.

Considerando los resultados preliminares de la primera liberación, se planteó no liberar inmediatamente de llegado el predador, si no criarlo para luego liberarlo, por lo que fue necesario realizar la crianza de *Sitotroga cerealella* de cuyos huevos se iba alimentar el predador.

La crianza de *O. insidiosus* y de *Sitotroga cerealella* realizada en el Laboratorio de Crianza de Insectos Útiles de la E.F.P de Agronomía de la UNSCH se detalla en el (Anexo 1 y Anexo 2)

Finalmente la cantidad de *O. insidiosus* conseguido en el laboratorio fue insuficiente por lo que se tuvo que complementar con la compra hecha a SENASA-Lima, tal como se explicó en la primera liberación.

La cantidad de vasitos preparados fueron 60 y en cada vasito se colocó entre 35 - 40 predadores, sumando un total de 2250 predadores.

En el campo se distribuyó al predador vaciando el contenido de los vasitos en cada flor. La cantidad de *O. insidiosus* liberados fue 1125 en el campo con trampas pegantes, y en igual cantidad en el campo sin presencia de trampas pegantes.

2.4. METODOLOGÍA DE ESTUDIO

2.4.1 Instalación y evaluación

A) Campo 1: Con trampas pegajosas y *Orius insidiosus*

Para este estudio se instalaron 72 trampas pegantes de color amarillo, las cuales fueron distribuidas en siete surcos sembrados de tuna, en cada surco se instaló nueve paneles; luego de 15 días (octubre 2011) se efectuó la primera liberación del predador *Orius insidiosus* en una cantidad de medio millar y la segunda liberación se realizó en el mes de mayo de 2012 en una cantidad de un millar.

Los paneles de las trampas fueron retirados del campo y llevados estirados en bastidores previamente diseñados y colocados en un cajón. En el laboratorio de Entomología, fueron colocadas en bastidores inclinados con división en cuadrantes. Con ayuda de una lupa se realizó el conteo en toda su superficie (Fotografía 2.2). Se tomó 3 trampas por surco, en los cuatro surcos centrales es decir, un total de 12 paneles.

Por otro lado tres flores fueron colectadas al azar en cada surco, en cuatro surcos centrales evitando muestrear los surcos del borde del campo, siendo un total de 12

flores por campo. Estas fueron introducidas a bolsitas de papel, codificadas y cerradas. En el Laboratorios se procedió a contar la cantidad de trips mediante golpeo sobre una superficie de una bandeja con fondo oscuro.

Las evaluaciones consistieron en contar el número de *Frankliniella* sp. y *Orius insidiosus* atrapados por panel, y el número de *Frankliniella* sp. y *Orius insidiosus* por flor de tuna cada 15 días, por un periodo de 12 meses.

B) Campo 2: Sin trampas pegajosas y con *Orius insidiosus*

Para este estudio no se instalaron en el campo trampas pegajosas, únicamente se liberó el predador *Orius insidiosus*. La primera liberación se realizó en el mes de octubre de 2011, en una cantidad de medio millar, en los cuatro surcos centrales; la segunda liberación fue hecha en mayo de 2012 en una cantidad de un millar.

Las evaluaciones consistieron en contar el número de trips y *Orius insidiosus* por flor de tuna cada 15 días por un periodo de 12 meses.

C) Campo 3: Sin trampas pegajosas y sin liberación de *Orius insidiosus*

En este campo no se instalaron trampas pegajosas, tampoco se liberó al predador *Orius insidiosus*, y fue considerada como testigo relativo. Las evaluaciones consistieron en contar el número de trips y *Orius insidiosus* por flor de tuna cada 15 días por un periodo de 12 meses.

En los tres campos también se evaluó la fruta que alcanzó la madurez, a los tres o cuatro meses de haber liberado al predador e instalado las trampas pegantes. El tiempo estimado de cosecha fue establecido tomando como indicador las flores marcadas cuando llegaron a ser frutos cosechables. Los 12 frutos embolsados

individualmente por campo fueron evaluados en el laboratorio mediante la toma de fotografías, para luego mediante una escala diagramática estimar el grado de daño.



Fotografía 2.2: Trampas pegantes colocados en el bastidor para el conteo de trips

2.4.2 Factores e indicadores estudiados

Cuadro 2.2: Factores e indicadores estudiados

Factores	Indicadores
Población de trips	Número de trips por flor de tuna Número de trips por trampa pegajosa
Población de <i>O. insidiosus</i>	Número de predadores por flor de tuna Número de predadores por trampa pegajosa
Daño	% de frutos dañados
	% de superficie dañada del fruto

2.4.3 Evaluación estadística

La evaluación de los resultados se realizó mediante la estadística descriptiva, utilizando parámetros como: promedio, porcentajes, diferencias, gráficos de tendencia, escala de daño.

2.4.4 Características de los campos

Campo 1: trampas pegantes + *Orius insidiosus*

Distanciamiento entre plantas	: 2.5m
Distanciamiento entre surcos	: 4m
Edad de la planta	: 10 años
Área total del experimento	: 900 m ²

Campo 2: *Orius insidiosus*

Distanciamiento entre plantas	: 2.5m
Distanciamiento entre surcos	: 4m
Edad de la planta	: 10 años
Área total del experimento	: 900 m ²

Campo 3: Testigo relativo

Distanciamiento entre plantas	: 2.5m
Distanciamiento entre surcos	: 4m
Edad de la planta	: 10 años
Área total del experimento	: 1050 m ²

2.4.5 Criterios de evaluación

A. Fluctuación poblacional de trips y *Orius insidiosus* por flor de tuna

Para determinar la fluctuación poblacional de la plaga con relación al predador se analizaron los datos de: Cantidad de *Frankliniella* sp. y *Orius insidiosus* por flor de tuna por cada campo estudiado, más un análisis comparativo entre los campos.

B. Efecto de las trampas pegajosas amarillas en la población de trips y *Orius insidiosus*.

Para determinar el efecto de las trampas pegantes en la población de la plaga y del predador se analizaron la cantidad de *Frankliniella* sp. y *Orius insidiosus* presentes en las trampas pegantes después de la liberación del predador.

C. Efecto de *Orius insidiosus* y trampas pegajosas amarillas en la población del trips y en la calidad de la fruta.

Para determinar el efecto del predador *Orius insidiosus* y de las trampas pegantes en la población de *Frankliniella* sp., se analizaron los datos obtenidos en los tres campos, para luego hacer un estudio comparativo.

Del mismo modo se analizaron los datos referentes a la incidencia y grado de daño en la superficie del fruto.

D. Costos de control de trips en una hectárea de plantación de tuna en producción mediante liberación y trampas pegajosas.

Para determinar los costos del control de trips, fue calculada considerando los costos de producción de la tuna fruta, donde se incluye el control. La utilidad se calculó mediante la diferencia entre el ingreso por la venta de la tuna fruta y los costos de producción; también se midió la utilidad mediante la eficiencia del predador *Orius insidiosus* y las trampas pegantes sobre la fluctuación de la población del trips en los tratamientos, este efecto se observó en la disminución del porcentaje de frutos de descarte e incremento de volumen del producto para la venta y por ende el ingreso.

E. Incidencia de daño (% ID).

En la cosecha se calculó el porcentaje de incidencia de daño, es decir el porcentaje de frutos dañados, considerando fruto dañado desde el menos dañado hasta el más dañado (Fotografía 2.3).

La fórmula empleada es la siguiente:

$$\% \text{ ID} = \frac{\text{Órganos infestados}}{\text{Total de órganos evaluados}} \times 100$$



Fotografía 2.3: Ejemplo de 100% de incidencia de daño (todos los frutos)

F. Grado de daño (GD)

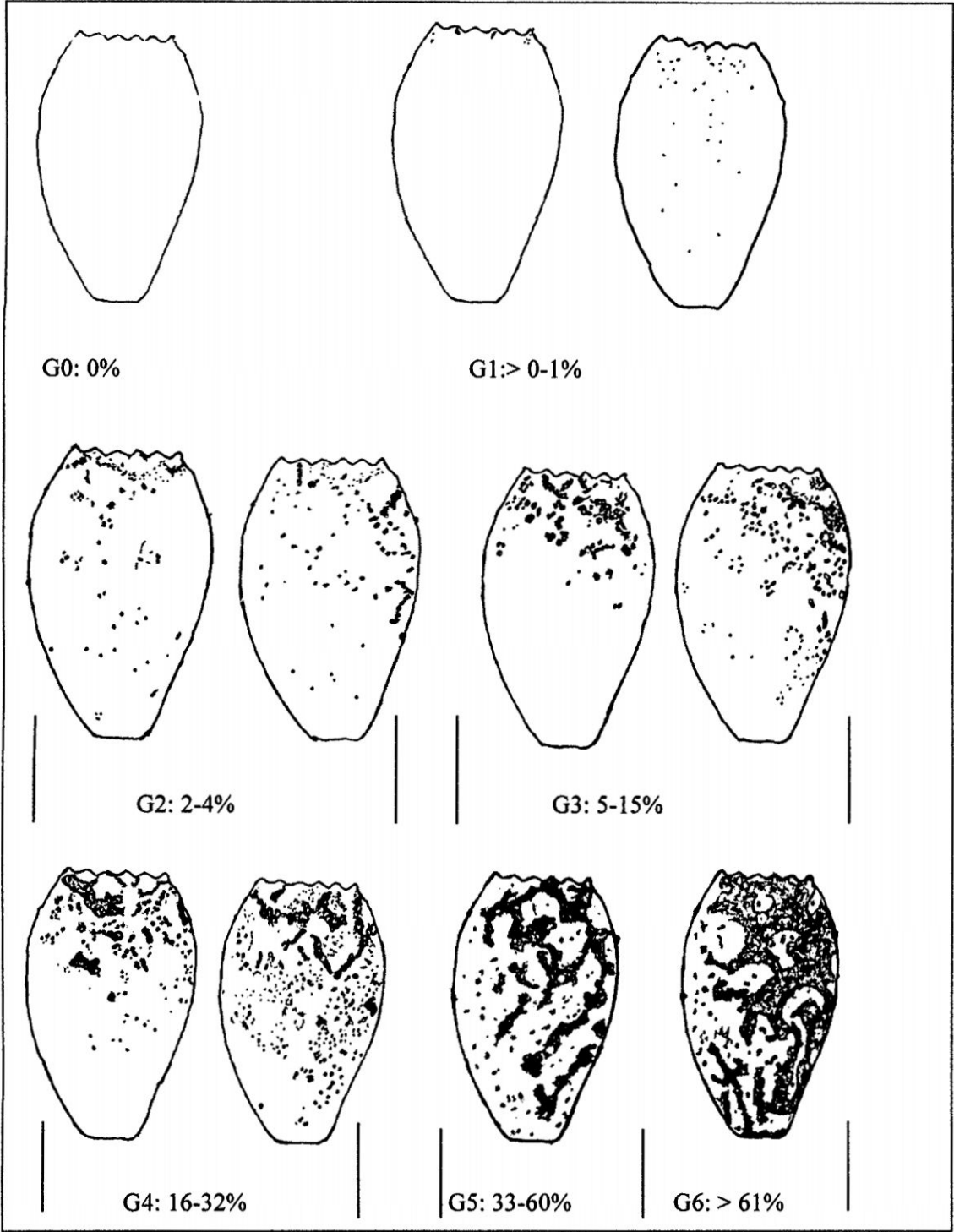
Para establecer el grado de daño (Figura 2.2) se utilizó la escala propuesta por Jerí (2012). El grado cero significa que no hay daño, grado 1 que hay de > 0-1 % de

superficie dañada del fruto, grado 2 que hay de 2-4% de superficie dañada, grado 3 que hay de 5-15% de superficie dañada, grado 4 que del 16-32% de la superficie está dañada, grado 5 que del 33-61% de la superficie está dañada y grado 6 que hay más del 61% de superficie dañada.

El grado de daño (GD) se calcula con la siguiente fórmula:

$$GD = \frac{N^{\circ} \text{ de frutos con } G_0 (0) + \dots + N^{\circ} \text{ de frutos con } G_6 (6)}{N^{\circ} \text{ de total de frutos observados.}}$$

El procedimiento seguido para establecer el grado de daño del fruto y luego obtener un promedio del grado de daño o severidad fue el siguiente: El fruto fue comparado con la escala diagramática de la Figura 2.2, luego todos los datos fueron promediados mediante la fórmula descrita anteriormente. Finalmente con el promedio obtenido se estimó su aceptación en el mercado considerando el Cuadro 2.3 y Fotografía 2.4.

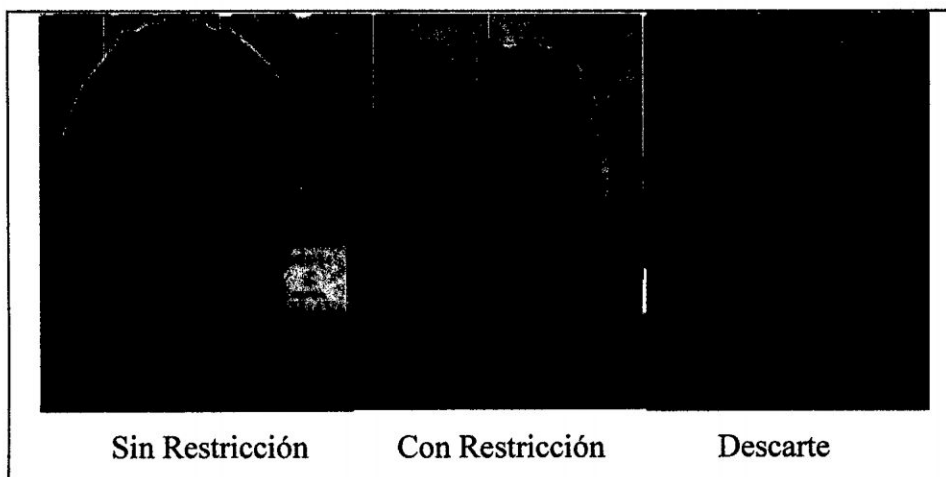


Fuente Jeri (2012)

Figura 2.2: Escala diagramática para evaluar severidad de daños en el fruto de *Opuntia ficus-indica*.

Cuadro 2.3: Grado y porcentaje de superficie dañada del fruto y sus características producidos por *Frankliniella* sp. (Jerí, 2012).

Grado	% de superficie dañada	Características del daño en el fruto de la tuna causado por trips	Comercialización
0	0	Sin daño.	Sin restricción para el mercado nacional
1	> 0-1	Algunos puntos o círculos pequeños observables en el tercio superior, a veces dispersos hasta el tercio inferior del fruto.	
2	2-4	Muchos puntos, algunos círculos pequeños, algunas costras muy pequeñas.	
3	5-15	Muchos círculos medianos, algunas costras pequeñas.	Con restricción para el mercado nacional
4	16-32	Muchos círculos medianos en todo el fruto, costras anchas en el tercio superior.	
5	33-61	Costras anchas en el tercio superior, medio e inferior.	Descarte
6	> 61	Costras muy anchas que abarcan casi todo el fruto.	



Fotografía 2.4: Frutos con diferentes grados de daño

2.4.6. Fenología de la floración del cultivo de tuna en Ichpico, Huanta

Para determinar el promedio del número de flores por cladodio se contó el número de flores de tres cladodios por planta, en cada surco se tomó tres plantas al azar, es decir se tomó 12 plantas y en total se realizó el conteo del número de flores en 36 cladodios por campo. Este criterio fue tomado para los tres campos. En la Figura 2.3 se muestra el promedio del número de flores por cladodio desde octubre 2011 a setiembre 2012 en los tres campos.

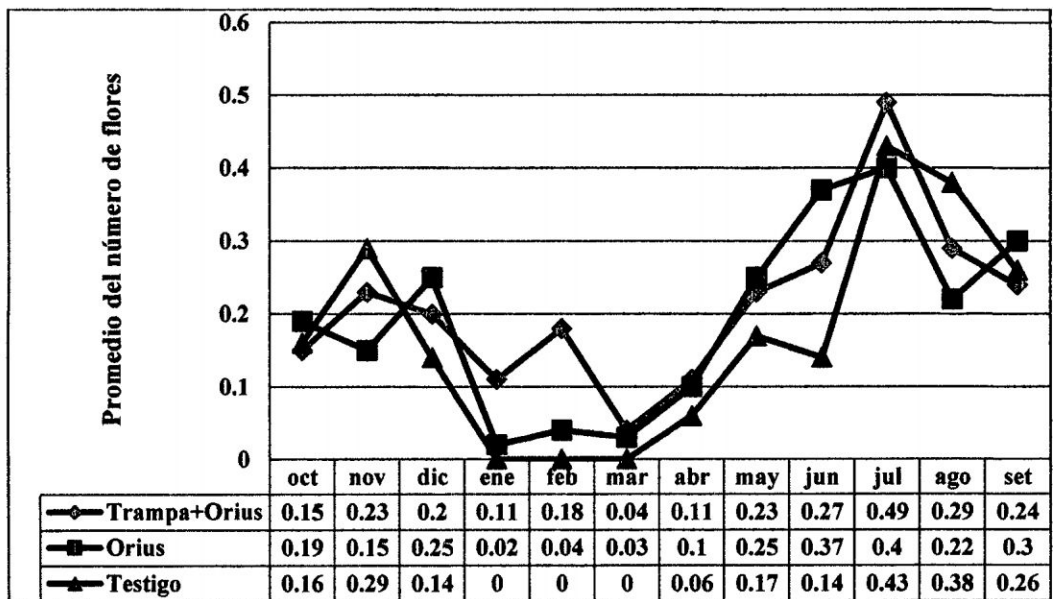


Figura 2.3: Promedio del número de flores por cladodio, en los tres campos.

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIONES

3.1 FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE TRIPS Y *Orius insidiosus* POR FLOR DE TUNA.

- Campo con trampas pegajosas y *Orius insidiosus*

En la Figura 3.1 las líneas representan la población de *Frankliniella* sp. y *Orius insidiosus* por flor de tuna desde el mes de octubre 2011 a setiembre de 2012 correspondiente al campo donde se instalaron las trampas pegajosas y se liberó el predador.

La población de trips por flor en promedio en el mes de octubre antes de la liberación del predador fue de 92.5 trips y después de la liberación fue de 84.08; en el mes de noviembre fue 30.58, en el mes de diciembre 60.83, en enero 4.79, en febrero 23.63, en marzo 32.66, en abril 95.5, en mayo 117.83, en junio 179.83, en julio 84.29, en agosto 198.08 y en el mes de setiembre fue de 255.08 trips por flor.

La población de *Orius insidiosus* por flor no se encontró en los meses de octubre, noviembre diciembre, enero, febrero, marzo, abril y mayo; en junio fue 0.042, en julio, agosto y setiembre tampoco se encontró, es decir el predador no fue recuperado en los muestreos realizados.

Desde el mes de octubre la población de trips tiende a disminuir, especialmente por la menor presencia de flores y mucho más se reduce la población de la plaga en los meses de enero a marzo por efecto de las lluvias propias de la estación. La escasez de alimento y muerte por efecto de las gotas de lluvia hicieron que la población de trips disminuyera en el campo de cultivo.

Considerando que el agricultor entre los meses de abril y mayo riega y abona el cultivo de tuna para inducir a la floración, la población de trips se incrementa al haber mayor presencia de alimento y sustrato de ovoposición (polen, tálamos de flores y botones florales).

La curva de la población de *Orius* no fluctúa siguiendo al del trips tal como se esperaba según lo manifestado por Cisneros (1995), en consecuencia el predador ha migrado o muerto en el campo de cultivo por no adaptarse.

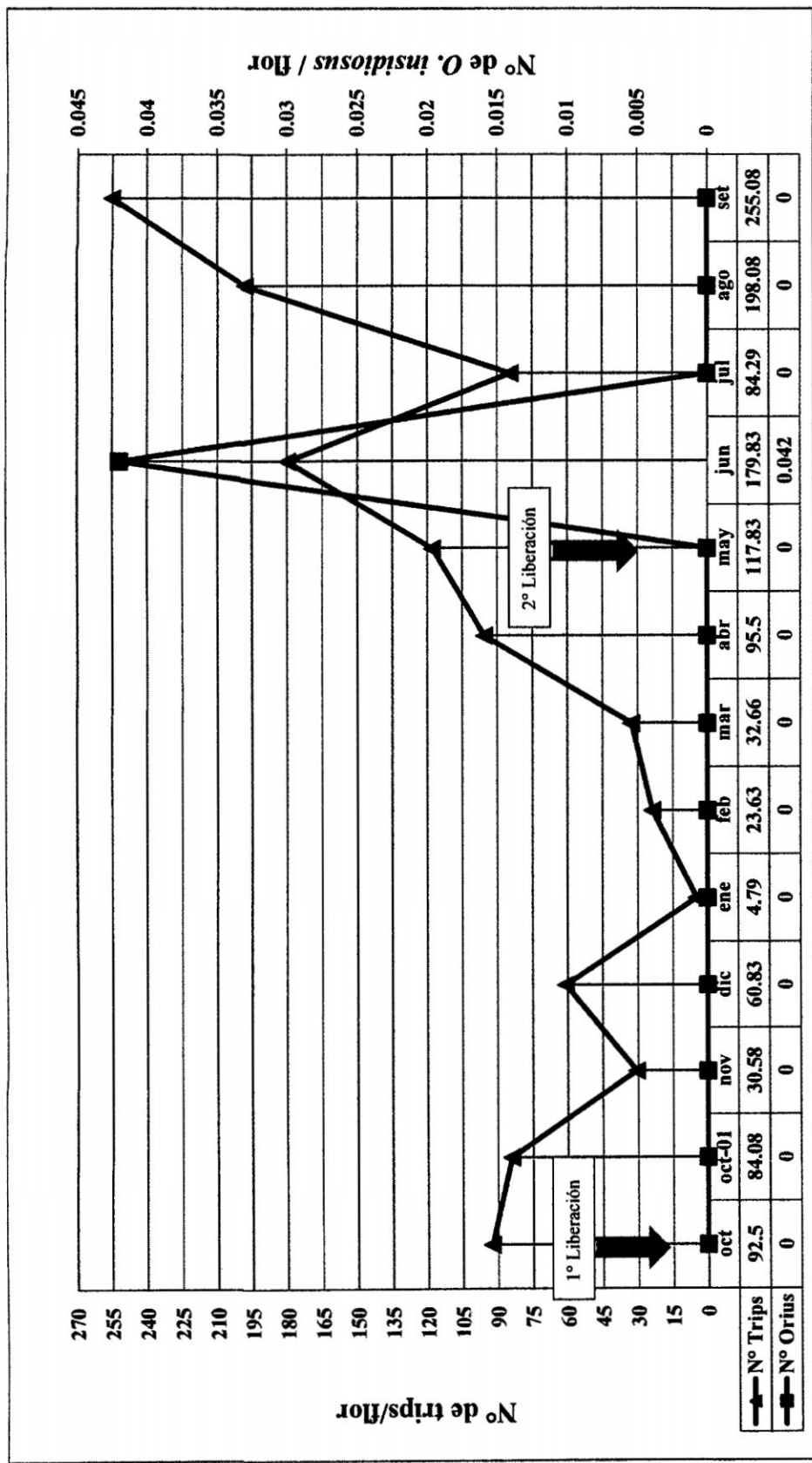


Figura 3.1: Número de Trips y *Orius insidiosus* por flor, en el campo con presencia de trampa y liberación de *Orius insidiosus*

- Campo sin trampas pegajosas y con *Orius insidiosus*

En la Figura 3.2 se muestra la cantidad de trips y *Orius insidiosus* por flor de tuna de octubre 2011 a setiembre de 2012 correspondiente al campo donde se liberó *Orius insidiosus* y no estaban instaladas las trampas pegajosas. La población de trips por flor en promedio en el mes de octubre antes de la liberación fue de 158.92 trips y después de la liberación fue de 107.75; en noviembre 73.13, en diciembre 68.92, en enero 8.67, en febrero 25.33, en marzo 25.32, en abril 55.21, en mayo 107.17, en junio 211.03, en julio 115.67, en agosto 212.92 y en el mes de setiembre fue de 259.88 trips por flor.

La cantidad de *Orius insidiosus* por flor en el mes de octubre antes de la liberación fue de 0.208 y después de la liberación no se encontró, en el mes de noviembre fue 0.042. En los meses de diciembre, enero, febrero, marzo, abril, mayo, junio, julio y agosto tampoco fue hallado, mientras que en el mes de setiembre fue 0.042.

La curva de fluctuación poblacional de trips por flor de tuna es similar al anterior campo con presencia de trampas pegajosas, la población disminuye de octubre a diciembre, siendo muy escasa en los meses de verano, para luego incrementarse de abril a setiembre. Las razones de esta fluctuación son también las mismas explicadas anteriormente.

El predador *Orius* también al igual que en el campo con presencia de trampas pegajosas, no sigue la tendencia poblacional del trips, por ser prácticamente inexistente en las flores, pero con mayor atisbos de su presencia, detectado hasta en dos oportunidades después de su liberación. Esto confirmaría que hay factores que

impide el eficiente establecimiento del predador en el campo de cultivo de tuna como indica Van Driesche (s.f.).

- Campo sin trampas pegajosas y sin liberación de *Orius insidiosus* (testigo)

En la Figura 3.3 se reporta la cantidad de trips y *Orius insidiosus* por flor de tuna correspondiente al campo sin trampas pegajosas y sin liberación de *O. insidiosus*. La cantidad de trips por flor en promedio en el mes de octubre fue de 135.08 y después a los quince días fue de 55.67, en el mes de noviembre fue 16.54, en el mes de diciembre 12.64, en enero 4.0, en febrero 4.83, en marzo 20.92, en abril 96.50, en mayo 137.06, en junio 198.83, en julio 87.92, en agosto 175.63 y en el mes de setiembre fue de 396.38 trips por flor.

La cantidad de *Orius insidiosus* por flor en promedio en el mes de octubre fue de 0.208, durante los meses de noviembre, diciembre, enero, febrero, marzo, abril y mayo no fue encontrado; en los meses de junio y julio fue de 0.083, y en los meses de agosto y setiembre tampoco fue hallado. Esta relativa mayor presencia del predador en este campo puede deberse a la migración o dispersión de los predadores liberados, como mencionan Van Driesche (s.f.), por la distancia que fue cerca entre este campo y los otros dos estudiados.

En general en el campo de cultivo de tuna sin presencia de trampas y donde no se liberó el predador *Orius insidiosus*, la fluctuación poblacional del trips es de la misma tendencia que en los otros campos, pero de octubre a diciembre es menor el nivel poblacional.

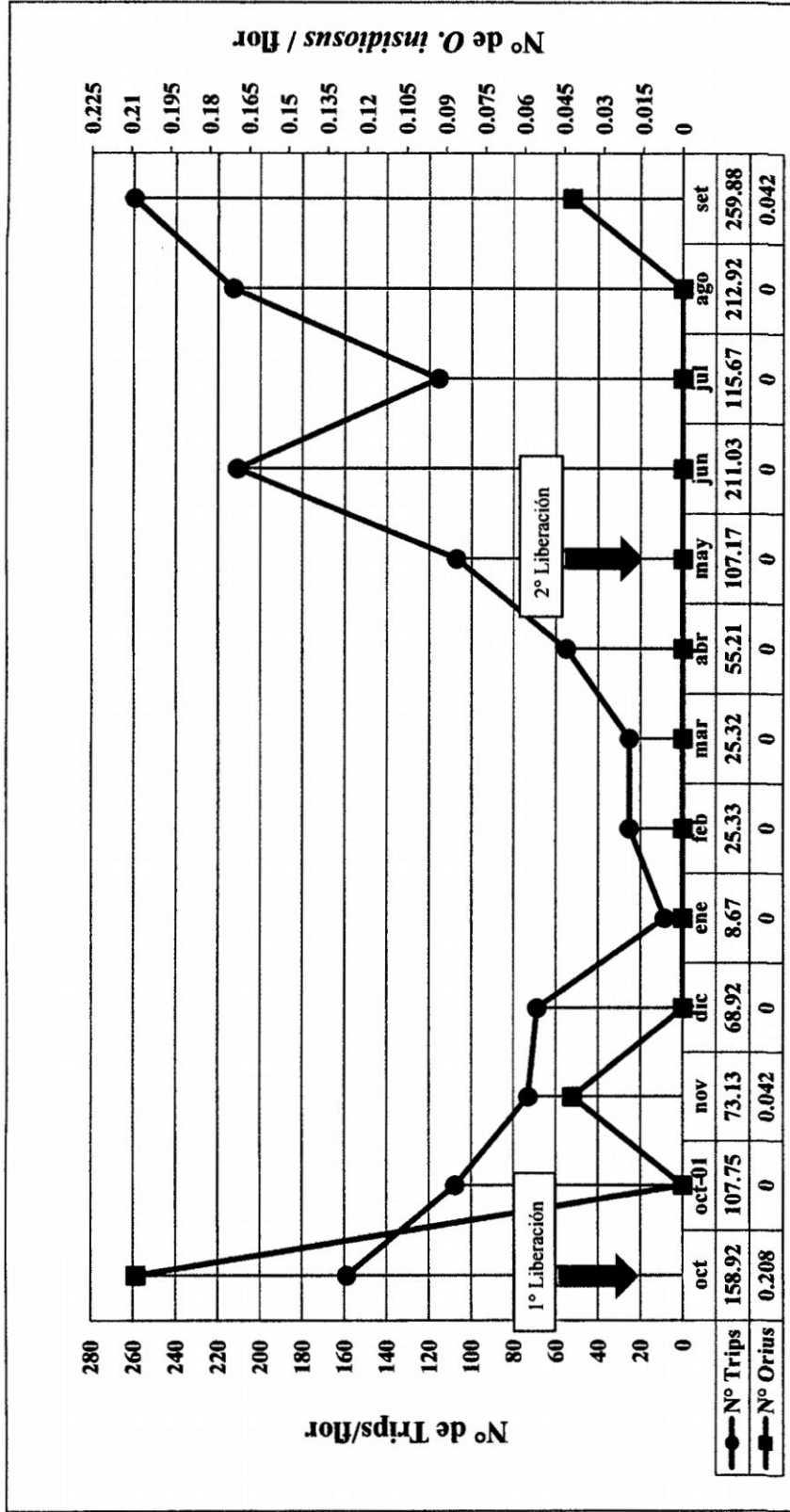


Figura 3.2: Número de Trips y *Orius insidiosus* por flor en el campo de tuna con liberación de *Orius insidiosus*

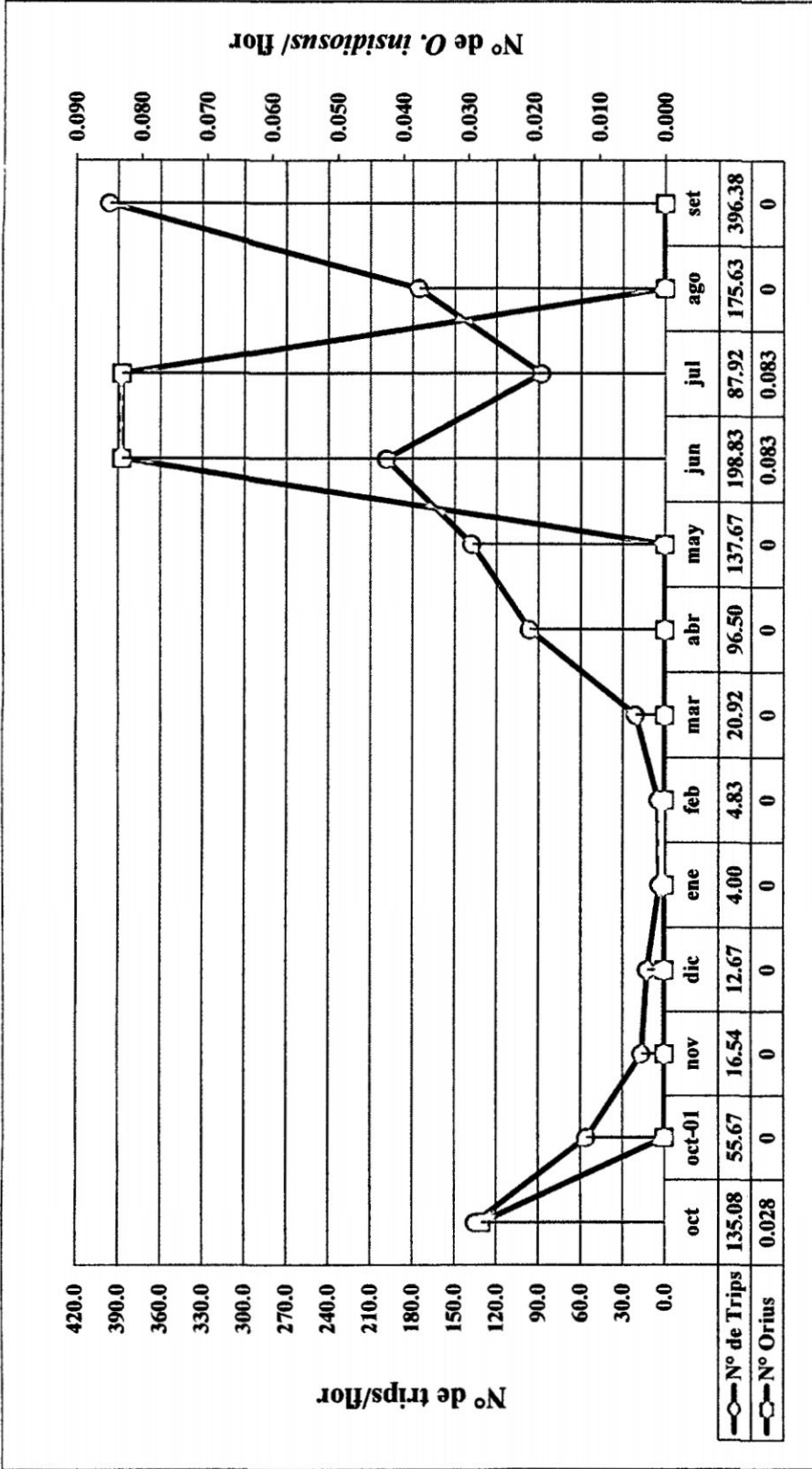


Figura 3.3: Número de Trips y *Orius insidiosus* por flor en el campo testigo

En la Figura 3.4 se muestra la cantidad de trips correspondiente a los tres campos. Los muestreos nos indican tendencias similares de la fluctuación poblacional del trips durante los 12 meses en los tres campos de tuna.

Es pertinente recordar que el daño físico por trips a los frutos, solo se produce cuando estos están en el estado de botón y flor, que las lesiones se evidencian conforme el fruto cuajado adquiere su tamaño comercial (Jerí, 2012).

Durante los meses de octubre, noviembre, diciembre, enero, febrero y marzo las poblaciones de trips se disminuyen, debido a la menor cantidad de flores en las plantas, por la posible actividad de *Orius insidiosus* y la influencia directa de las precipitaciones. A inicios de abril es cuando se inicia el incremento más sostenido de los trips en los tres campos.

En los tres campos las poblaciones de trips empezaron a incrementarse gradualmente después de la temporada de lluvias, es decir desde los últimos días de marzo. En los meses de abril a octubre se produce la floración de las plantas y en consecuencia se presenta la mayor población de trips que causan los mayores daños. La época de mayor actividad de los trips en los tres tratamientos fue entre los meses abril a octubre, lo cual corresponde a la temporada más seca (sin lluvia), condición que favorece el desarrollo poblacional de los trips. En los tres campos, las poblaciones más bajas se presentaron en el mes de enero con una media de 5.82 trips por flor; mientras que la época de mayor actividad, la más alta población se presentó en el mes de setiembre con una media de 304.02 trips por flor.

Teniendo en cuenta el promedio mensual del año, la población más baja de trips se presentó en el campo 1 (trampa + *O. insidiosus*) fue de 96.90 trips por flor, seguida por el campo 3 (testigo relativo) con 103.28 trips por flor y la más alta población se produjo en el campo 2 (liberación de *O. insidiosus*) con 109.99 trips por flor.

No se cuenta con trabajos de campo donde se haya medido la acción predatora de *Orius insidiosus* en trips. Pantoja (2009), reporta que los adultos macho y hembra de *O. insidiosus* en laboratorio consumen 21.9 *Trips tabaci* por día de 30 ofrecidos, es decir el 73% de la población. Por otro lado *O. insidiosus* inicia la búsqueda y consumo de *T. tabaci* en las primeras dos horas de su liberación y reduce su consumo a partir de la tercera hora. En invernadero *O. insidiosus* redujo la población de *T. tabaci* durante los dos primeros días después de la liberación de 11.06 *T. tabaci*/hoja a 2.9 *T. tabaci*/hoja es decir una reducción en un 74% de la población inicial y al día 15 se obtuvo una reducción de 35% de la población inicial de *T. tabaci*. Esta acción no ha sido detectada en el presente trabajo en condiciones de campo, debido a que el predador posiblemente migró hacia otros lugares donde encontró presas más apetecibles o no se adaptó a las condiciones del medio tal como lo señala Stiling (1993) citado por Salas y Salazar (2003); por otro lado Pumariño (2012) señala que algunas plantas representan un sustrato de ovoposición muy adecuado para *O. insidiosus*, pero solamente cuando el predador dispone cerca fuentes alimenticias proteicas y lipídicas.

En la Figura 3.5 se muestra la cantidad de *Orius insidiosus* por flor de tuna correspondiente a los tres campos. Los resultados indican que en el campo 1 (Trampa + *O. insidiosus*) únicamente fue registrado en el mes junio. En el campo 2 (*O. insidiosus*) fue detectado antes de su liberación y luego en el mes de noviembre

después de su liberación y posteriormente en el mes de setiembre. En el campo 3 (testigo) fue encontrado antes de su liberación y después de la segunda liberación en los meses de junio y julio. La escasa y muy excepcional recuperación del predador indicaría que el controlador no se adaptó, pero a veces requieren de años para su adaptación tal como lo señala Van Driesche (s.f.), dando posibilidad que sea recuperado en mayor cantidad en años posteriores.

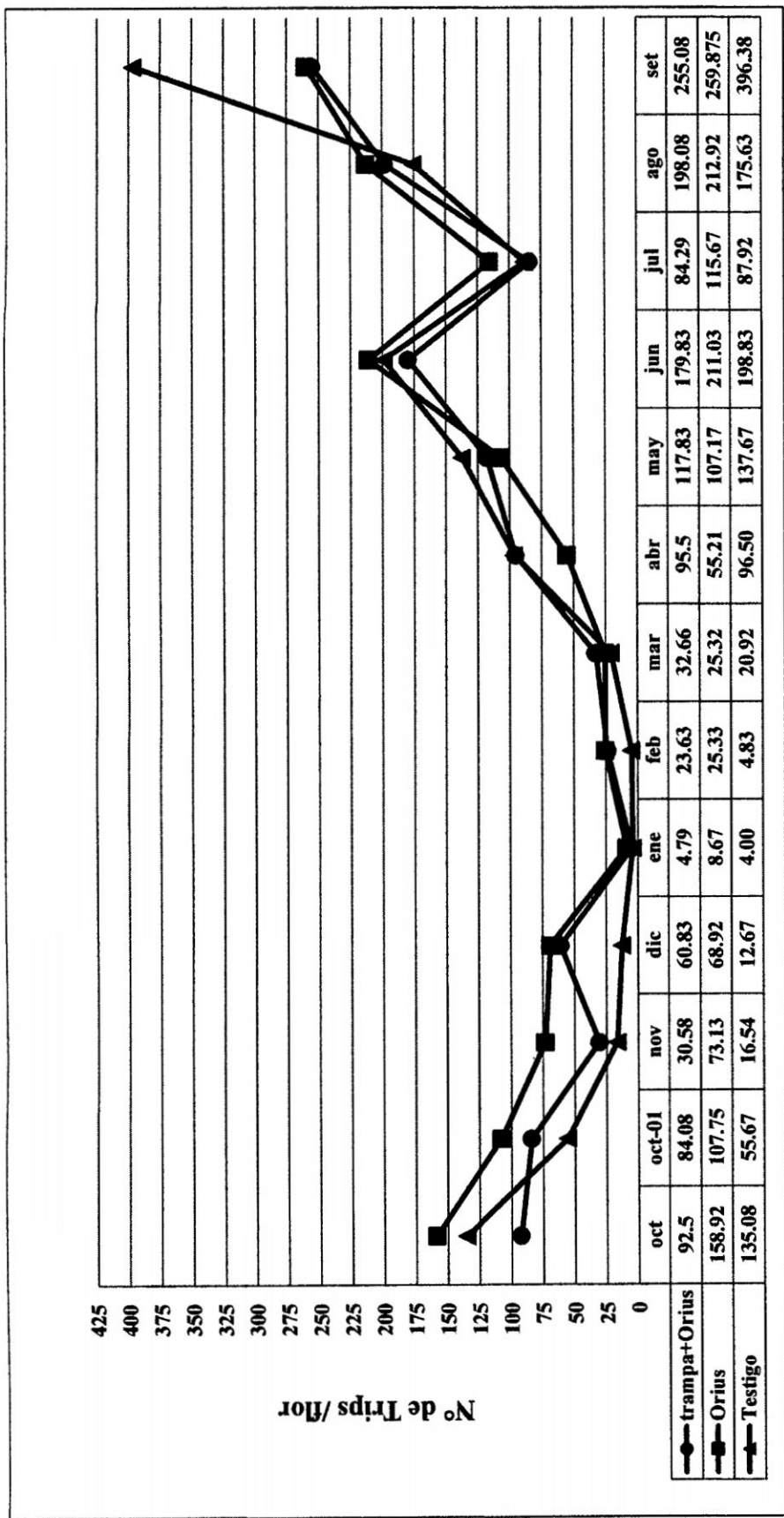


Figura 3.4: Fluctuación poblacional de trips en los tres campos: Trampa + *O. insidiosus*, *O. insidiosus* y Testigo.

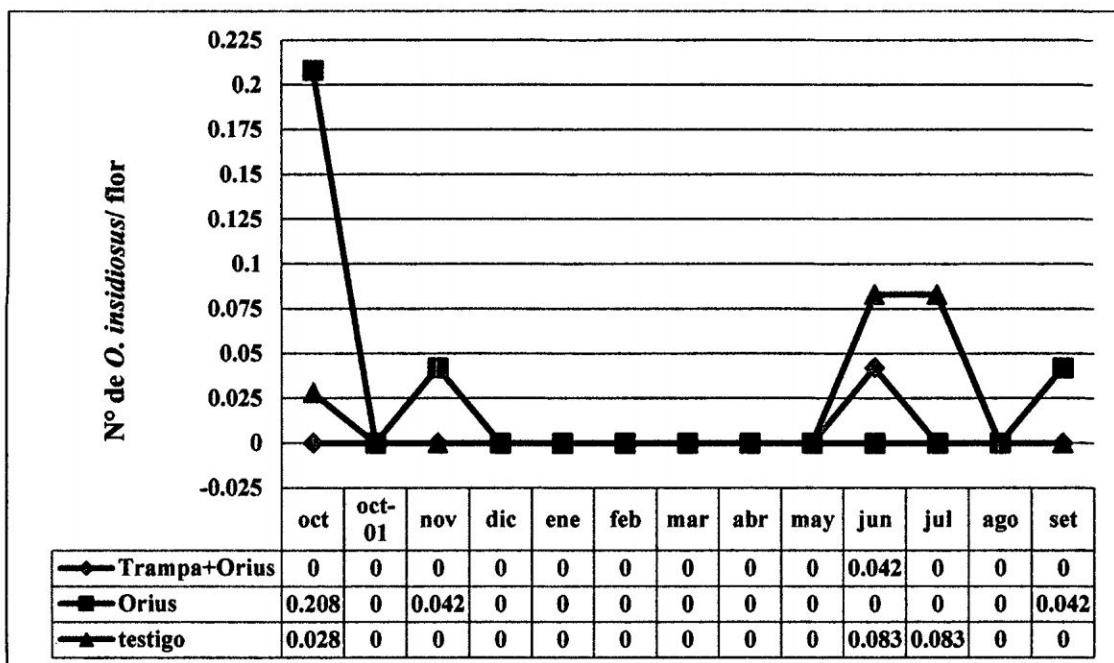


Figura 3.5: Fluctuación poblacional de *O. insidiosus* en los tres campos de cultivo de tuna: Trampa + *Orius insidiosus*, *Orius insidiosus* y Testigo.

3.2 FLUCTUACIÓN POBLACIONAL DE TRIPS Y *O. insidiosus* EN RELACIÓN CON LA TEMPERATURA, PRECIPITACIÓN Y FENOLOGÍA DE LA FLOR DE TUNA.

En las Figuras 3.6, 3.7 y 3.8 se muestra la fluctuación poblacional de trips y *Orius insidiosus* con relación a la temperatura, precipitación y floración respectivamente, producto de promediar los resultados de los tres campos.

En la Figura 3.6 se observa que la precipitación influye en la disminución de la población de trips, cuando se incrementa la precipitación decrece la población de trips y viceversa.

En la Figura 3.7 se aprecia que, la fluctuación poblacional del trips no tiene una correlación evidente con la temperatura media mensual, las bajas temperaturas que

acontecieron en junio y julio no fueron muy limitantes por ocurrir una mayor floración en consecuencia hubo abundancia de alimento para el trips, y hubo mayor reproducción. Por otro lado las temperaturas de 16.5 a 17.6 °C acontecidas entre los meses de enero a marzo que fueron cercanas a las máximas promedios mensuales y que favorecerían el desarrollo de la población de trips (Ayau, 2007), fueron opacadas significativamente por la precipitación.

En la Figura 3.8 se observa que la población de trips claramente está relacionada con la floración, como afirman (Ayau, 2007; Sánchez, 1994 y Gonzales, 1995) a mayor floración mayor población de la plaga y a menor presencia de flores la población de trips disminuye por disminuir el alimento: néctar y polen.

En las Figuras 3.6, 3.7, 3.8 la fluctuación poblacional de *Orius insidiosus* por ser tan escasa y esporádica imposibilita correlacionarla con la precipitación, la temperatura y floración. Se observó que la población de *Orius insidiosus* no está relacionada con la disponibilidad de polen (floración) y trips (presa), habiendo incoherencia con lo afirmado por Guarín (2003); Kiman y Yeargan (1985) citado por Saini *et al.*, (2003); Urbaneja *et al.*, (2005); y Nájera y Souza (2010).

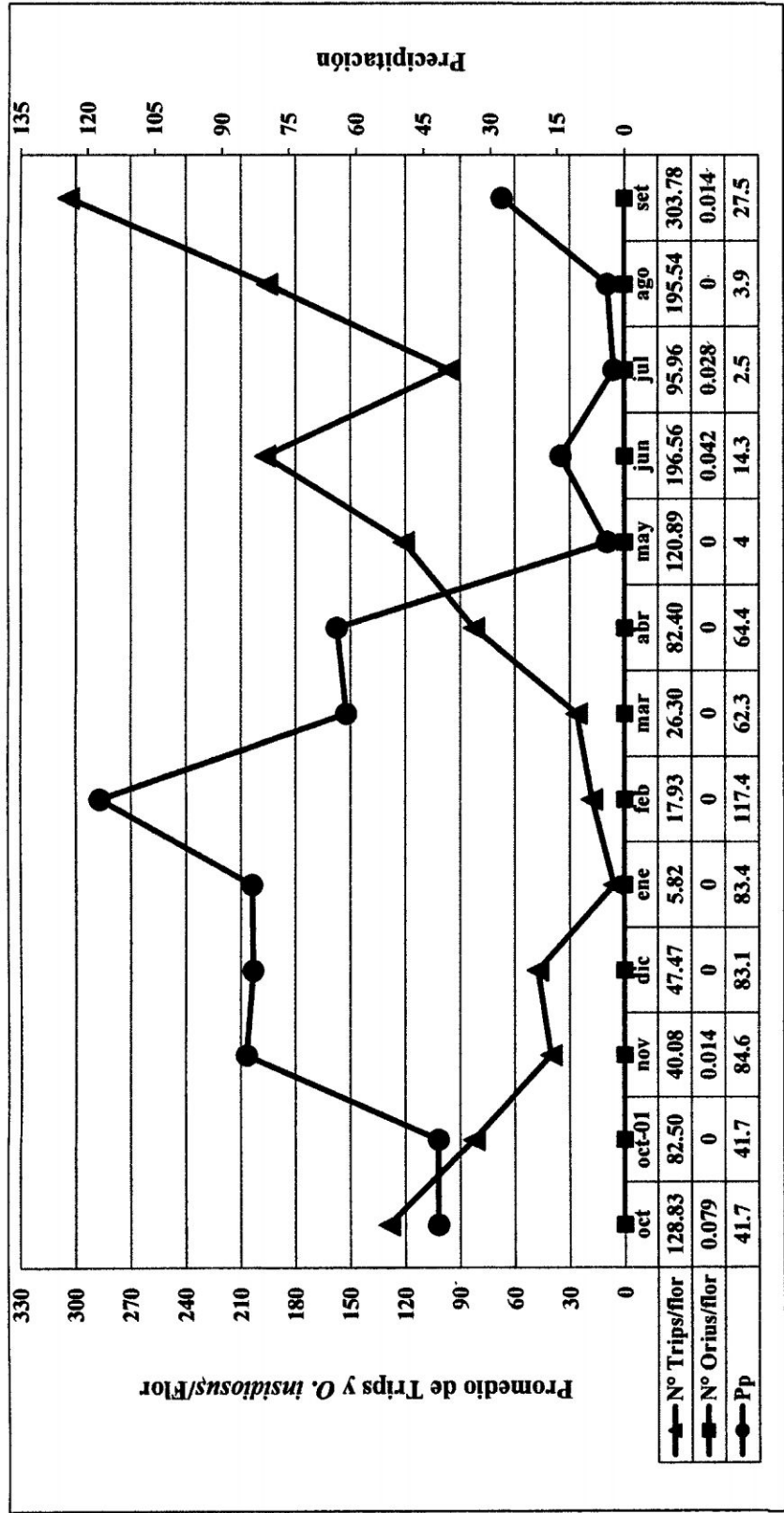


Figura 3.6: Fluctuación poblacional mensual de trips y *O. insidiosus* en relación con la precipitación, en el cultivo de tuna - Huanta.

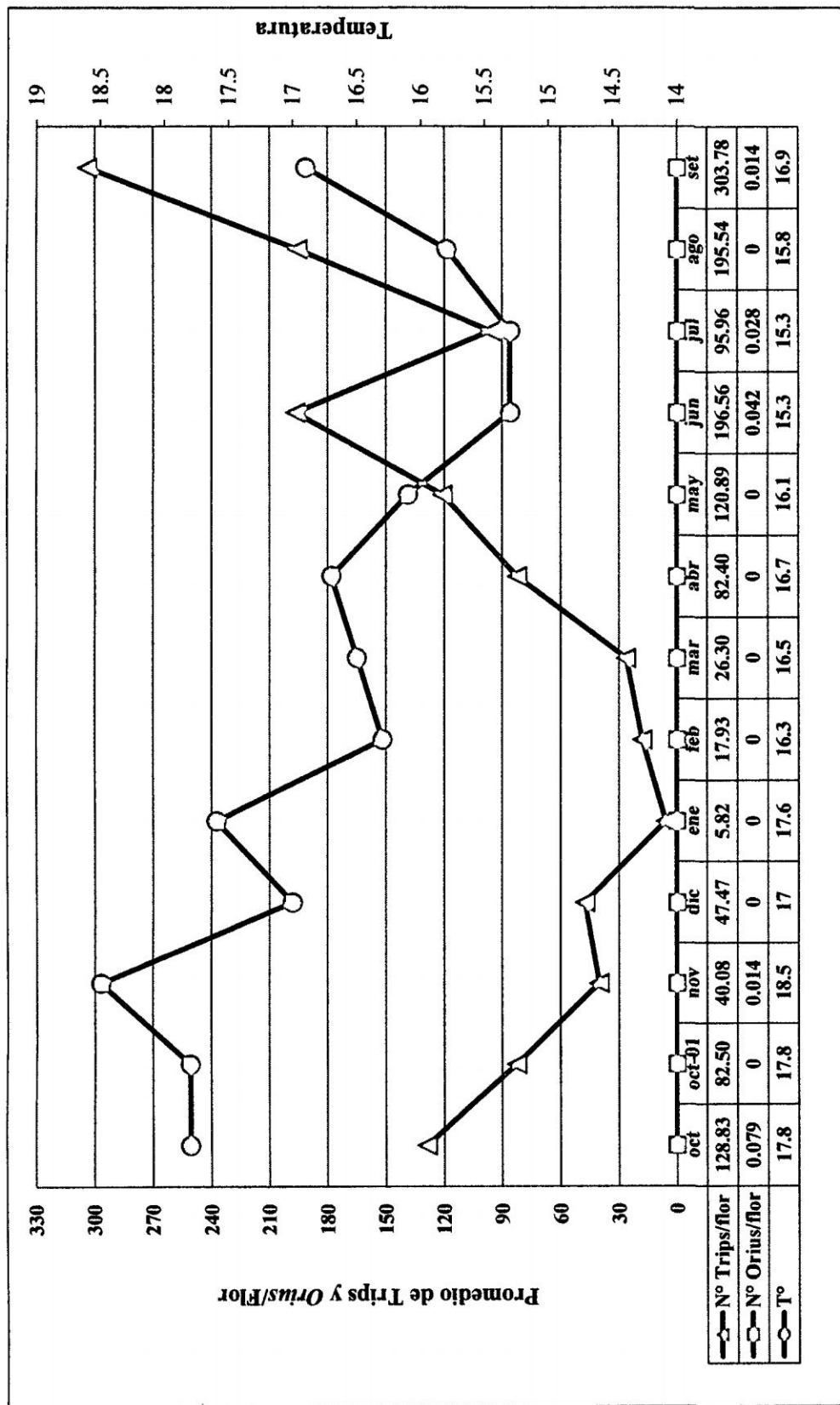


Figura 3.7: Fluctuación poblacional mensual de trips y *O. insidiosus* en relación con la temperatura, en el cultivo de tuna - Huanta.

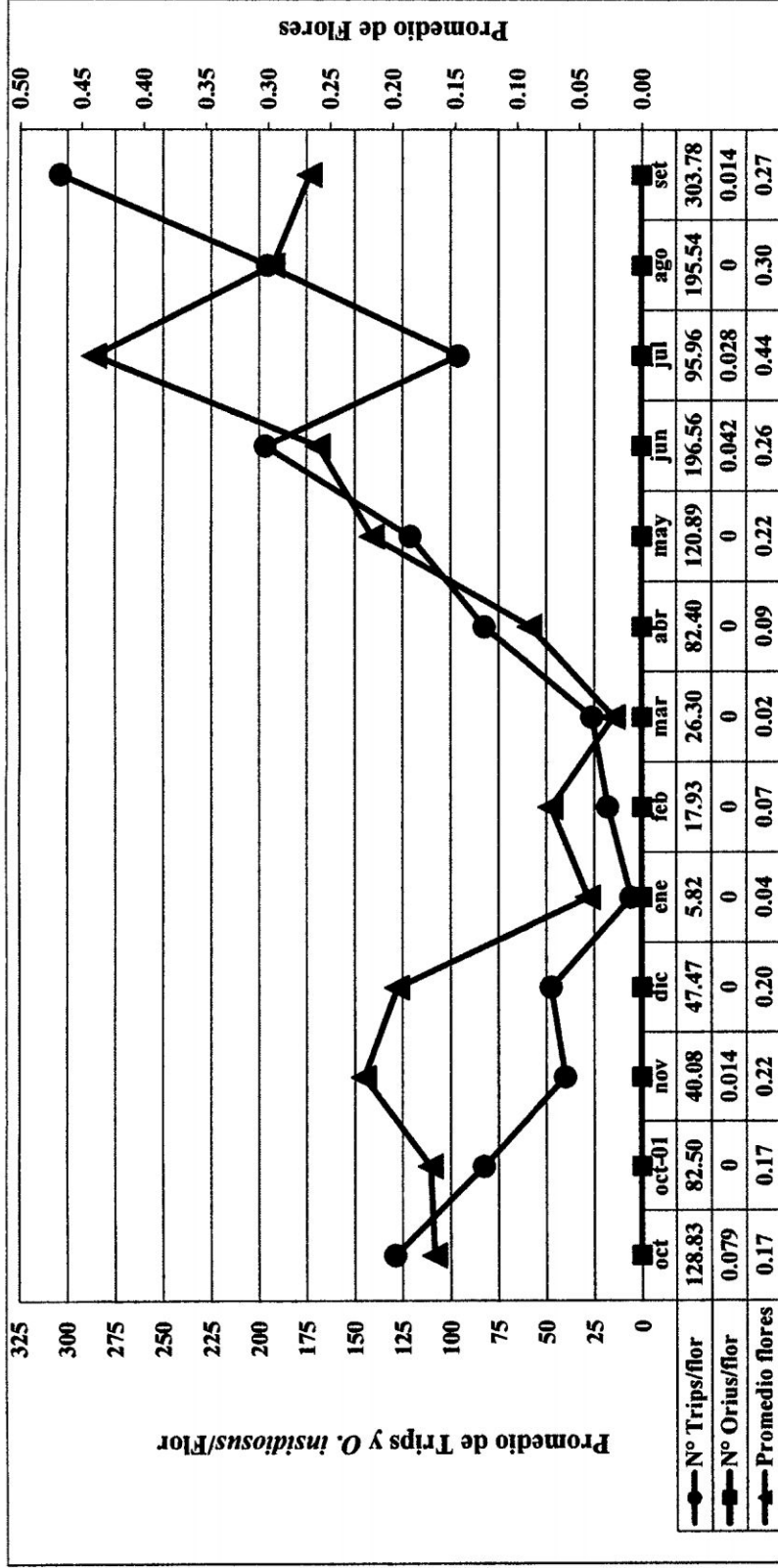


Figura 3.8: Fluctuación poblacional mensual de trips y *O. insidiosus* en relación con la floración de tuna - Huanta.

3.3 EFECTO DE LAS TRAMPAS PEGAJOSAS AMARILLAS EN LA POBLACIÓN DE TRIPS Y *Orius insidiosus*.

En la Figura 3.9 se reporta la cantidad de trips y *Orius insidiosus* por trampa amarilla ubicado en el campo donde se instaló trampas y liberó el predador. En el mes de octubre se obtuvo 138.89 trips por panel, luego de 15 días de liberado *Orius insidiosus* fue de 158.08; en el mes de noviembre se registró quincenalmente en promedio 168.04 trips por panel, en diciembre 137.84, en enero disminuyó significativamente a 41.63, en febrero 13.08, en marzo 35.03 y en el mes de abril se incrementan las capturas a 45.83, en mayo 48.08, en junio 81.17, en julio 71.50, en agosto 121.33 y en el mes de setiembre se capturó 315.92 trips por panel de trampa amarilla. Todo lo anterior indica que las trampas pegajosas instaladas capturan trips, por lo tanto pueden ser utilizadas con fines de monitoreo.

En las trampas amarillas no fue encontrado *Orius insidiosus*, lo que demuestra que los individuos liberados en el mes de octubre y mayo se esparcieron en el campo de cultivo y no fueron atraídos por las trampas.

La menor población de trips capturados por las trampas amarillas en la estación lluviosa (verano) fue probablemente por las lluvias que mataron los trips, en consecuencia al haber menor población las capturas fueron también menores, esto con respecto a los meses donde hubieron lluvias frecuentes e intensa. En febrero ocurrió la menor población de trips capturada (13.08) y a su vez fue el mes donde más llovió durante la campaña agrícola (117.4 mm).

Las trampas pegajosas de color atraen a los trips y reducen la población, Conga (2006), recomienda para el control de trips de la tuna, trampas de color amarillo, rojo

y anaranjado; Evanan (2013), corrobora que las trampas de color rojo fueron las más atractivas para los trips, luego las amarillas y azules.

Los instintos del trips pueden estar acondicionados por los colores del medio donde se alimentan, es así que las flores de la tuna que son de color amarillo, indujeron a los insectos hacia paneles de este color (Planes y Carrero, 1995). En otro trabajo González (1999), afirma que la preferencia de color depende del tipo de cultivo, es así que las trampas adhesivas de color amarillo tuvieron las más altas capturas de trips, seguidas de las azules y blancas en el cultivo de aguacate. Larraín *et. al* (2002) en el cultivo de pimiento, las trampas blancas, blancas con fondo azul y azul, permitieron capturar un número significativamente mayor de trips que las trampas amarillas. Por otro lado el número de trips capturados depende de la cantidad relativa de longitud de onda reflejada de la superficie de una trampa de color (Cisneros, 1995); Vernon y Gillespie (1990) citado por Larraín (2002), es decir puede influir el material de la trampa.

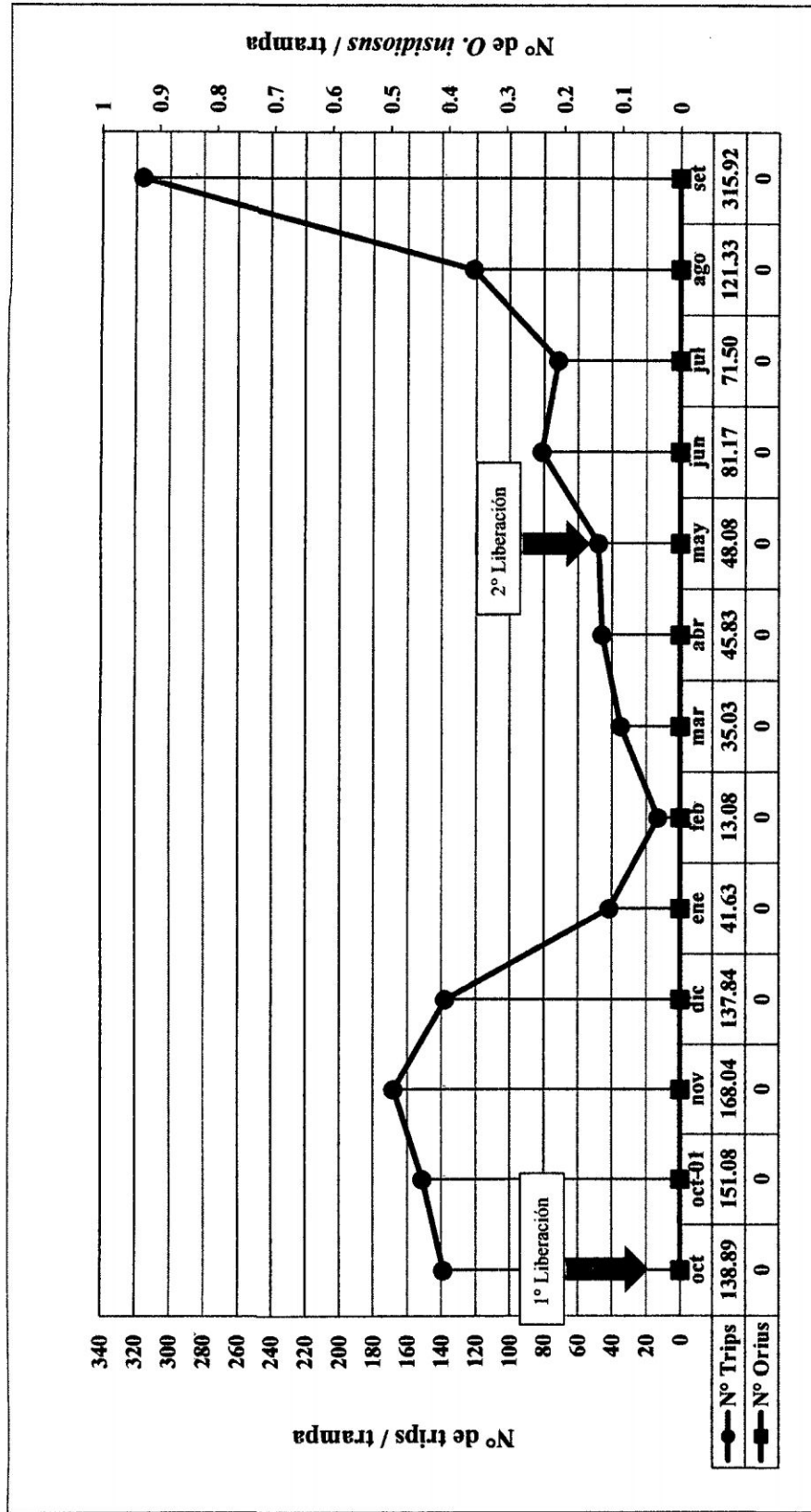


Figura 3.9: Número de Trips y *Orius insidiosus* por trampa amarilla pegajosa.

3.4 EFECTO DE *Orius insidiosus* Y TRAMPAS PEGAJOSAS AMARILLAS EN LA POBLACIÓN DEL TRIPS Y EN LA CALIDAD DE LA FRUTA.

Como se marcaron las flores identificándolas con fechas, estas cuando se convirtieron en frutos maduros indicaron el inicio de la cosecha para medir el efecto de las trampas y del predador *Orius insidiosus* a nivel de fruto. La instalación de trampas y la primera liberación del predador se efectuaron en el mes de octubre, sus efectos en el fruto se aprecian luego de tres a cuatro meses, en este caso a partir de febrero. La segunda liberación del predador fue en mayo, por lo cual sus efectos se midieron en los frutos cosechados desde setiembre. El daño ocurre mayormente cuando el fruto es flor y está recién cuajado, luego el daño no se incrementa por cuanto posteriormente la presencia de trips es muy escasa y generalmente está ausente (Jerí, 2012).

3.4.1 Porcentaje de incidencia de daño en el fruto de la tuna (% ID).

En el Cuadro 3.1 se aprecia el porcentaje de frutos dañados en las tres campos: campo 1 (trampa+*Orius insidiosus*), campo 2 (*Orius insidiosus*) y en el campo 3 (testigo).

El porcentaje de incidencia de daño en el campo 1 (trampa +*Orius insidiosus*) en el mes de febrero fue del 95.84%, en los meses de marzo y abril de 100%. El porcentaje de incidencia de daño en la parcela 2 (*Orius insidiosus*) en el mes de febrero y marzo fue de 100%, en el mes de abril 95.84%. En el campo 3 (Testigo) en febrero, marzo y abril la incidencia de daño en los frutos de tuna fue del 100%. Este trimestre en promedio nos da una ligera diferencia indicando que las trampas amarillas y la liberación de *Orius insidiosus* redujo en 1.4% la cantidad de frutos dañados.

Los frutos cosechados en el campo con presencia de trampas amarillas y liberación de *Orius*, tuvieron en setiembre 95.84% de incidencia de daño y de octubre a diciembre fue del 100%. En el campo donde solo se liberó *Orius* en el mes de setiembre, octubre, noviembre y diciembre la incidencia de daño fue del 100%, lo mismo sucedió en el testigo. En promedio del trimestre solo en el primer campo se redujo la incidencia de daño en 1.4%.

Por todo lo anterior se concluye que la influencia de los tratamientos en la disminución de la incidencia de daño en los frutos fue mínima o inexistente.

Cuadro 3.1: Porcentaje de incidencia de daño en frutos de tuna (% ID), según los tratamientos y meses del año

mes	Trampa+ <i>Orius</i> (Campo 1)	<i>Orius</i> (Campo 2)	Testigo (Campo 3)
febrero	95.84	100	100
marzo	100	100	100
abril	100	95.835	100
<i>Promedio trimestral</i>	<i>98.6</i>	<i>98.6</i>	<i>100.0</i>
mayo	83.33	100	100
junio	94.44	91.67	83.33
julio	87.5	91.67	100
agosto	100	91.67	100
setiembre	95.84	100	100
octubre	100	100	100
noviembre	100	100	100
<i>Promedio trimestral</i>	<i>98.6</i>	<i>100.0</i>	<i>100.0</i>
diciembre	100	100	100
<i>Promedio anual</i>	<i>96</i>	<i>97.9</i>	<i>98.5</i>

3.4.2 Grado de daño promedio en el fruto de la tuna (GD)

En el Cuadro 3.2 se muestra el promedio de grado de daño de los frutos de la tuna según los campos de cultivo estudiados.

El grado de daño del fruto en el campo 1 (trampa + *O. insidiosus*) en el mes de febrero fue 2.71, indica que estos frutos tenían entre 5-15% de su superficie dañada; los datos de marzo (1.98), de abril (1.58), nos indica que entre 2-4% de la superficie del fruto estuvo dañada; en el mes de mayo fue 1.0, junio 1.28, julio 1.13, correspondiente a menos del 1% de la superficie dañada. En el mes de agosto fue 2.04, significa que entre 2-4% de la superficie del fruto estuvo dañada; en el mes setiembre fue 3.17, es decir que entre 5-15% de la superficie del fruto estuvo dañada; en el mes de octubre fue 2.17 y en el mes de noviembre fue 2.42 , lo que significa que de 2-4% de la superficie del fruto estuvo dañada y en el mes diciembre fue 3.33, es decir que entre 5 a 15% de la superficie estuvo dañada.

El grado de daño del fruto en el campo 2 (*O. insidiosus*) en el mes de febrero fue 3.42, nos indica que entre 5-15% de la superficie del fruto estuvo dañada; en el mes de marzo fue 2.18, en el mes de abril fue 1.71, es decir que del 2-4% de la superficie estuvo dañada; en el mes de mayo fue 1.25, junio 1.45, julio 1.21, (menos del 1% de la superficie estuvo dañada); en el mes de agosto fue 2.13, nos indica que entre 2-4% de la superficie del fruto estuvo dañada; en el mes setiembre fue 3.46, octubre 2.92, noviembre 2.96, nos indica que entre 5- 15% de la superficie del fruto estuvo dañada y en el mes diciembre fue 3.83, es decir que el 16-32% de la superficie estuvo dañada.

El grado de daño del fruto en el campo 3 (Testigo) en el mes de febrero fue 3.46, nos indica que entre 5-15% de la superficie del fruto estuvo dañada; en el mes marzo fue 2.27, en abril fue 1.54, en mayo fue 1.58, nos indica que entre 2-4% de la superficie del fruto estuvo dañada; en el mes junio fue 1.08, en julio fue 1.25, nos indica que menos del 1% de la superficie del fruto estuvo dañada; en el mes de agosto fue 2.67,

nos indica que entre 5-15% de la superficie del fruto estuvo dañada; en el mes setiembre fue 3.92, nos indica que entre 16-32% de la superficie del fruto estuvo dañada; en el mes de octubre fue 3.09, es decir que el 5-15% de la superficie estuvo dañada; en el mes de noviembre fue 2.29, corresponderían a un 2-4% de la superficie dañada y en el mes diciembre fue 3.50, es decir que el 16-32% de la superficie estuvo dañada.

El grado de daño en los frutos en el campo testigo nos indica que en promedio, la liberación de *Orius insidiosus* no produjo efecto en la reducción de grado de daño en fruto de la tuna (2.4), mientras que las trampas amarillas pegajosas logran disminuir en promedio el grado de daño a 2.1. Esta ligera diferencia puede reflejar el efecto de la captura de los trips por las trampas instaladas.

Cuadro 3.2: Grado de daño de los frutos de la tuna según el mes del año (GD)

mes	Trampa+ <i>Orius</i> (Campo 1)	<i>Orius</i> (Campo 2)	Testigo (Campo 3)
feb	2.71	3.42	3.46
mar	1.98	2.18	2.27
abr	1.58	1.71	1.54
may	1	1.25	1.58
jun	1.28	1.45	1.08
jul	1.13	1.21	1.25
ago	2.04	2.13	2.67
set	3.17	3.46	3.92
oct	2.17	2.92	3.09
nov	2.42	2.96	2.29
dic	3.33	3.83	3.5
PROMEDIO	2.1	2.4	2.4

3.4.3 Grado de daño en los frutos de la tuna según el criterio de comercialización.

Primer análisis: efectos a largo plazo

En las Figuras 3.10, 3.11 y 3.12 se muestran los resultados de la clasificación de los frutos cosechados según el criterio de comercialización al considerar su grado de daño, del campo 1, 2 y 3 respectivamente. El análisis se concentrará en los meses considerados como efectos de la liberación de *Orius insidiosus* a largo plazo

En el mes de mayo en el campo 1 (Trampa + *Orius insidiosus*), y en el campo 2 (*Orius insidiosus*), en promedio el 100% de los frutos cosechados tuvieron la condición de ser sin restricción para el mercado nacional. Mientras que en el testigo el 91.67% de los frutos no tuvieron restricción para el mercado nacional y 8.33% tuvieron la condición de tener restricción para el mercado nacional. Se aprecia que los tratamientos tuvieron efecto en lograr un 8.33% más de frutos sin restricción para su comercialización. Este efecto no se aprecia en los meses de junio y julio, por el contrario en los tratamientos se cosecharon frutos con la condición de tener restricción para su comercialización, mientras que en el testigo no hubo frutos de esta condición.

En el mes de junio en el campo 1 (Trampa + *Orius insidiosus*), en promedio el 91.67% de los frutos no tiene restricción en la comercialización, el 8.33% de los frutos tiene restricción y no hubo frutos de descarte. En campo con *Orius insidiosus* el 94.44% de los frutos no tiene restricción, el 5.56% de los frutos tiene restricción y no hubo frutos de descarte. En la parcela testigo el 100% de los frutos no tiene restricción en la comercialización, no hubo frutos con restricción ni de descarte.

En el mes de julio en el campo con presencia de trampas amarillas y con liberación de *Orius insidiosus*, y en el campo donde solo se liberó el predador, en promedio el 95.84% de los frutos no tiene restricción en la comercialización, 4.17% de los frutos tiene restricción y no hubo frutos de descarte. En la campo testigo el 100% de los frutos no tiene restricción en la comercialización, no hubo frutos con restricción y de descarte.

En general los frutos cosechados de mayo a julio casi en su totalidad no tienen restricción para su comercialización, esto por cuanto en la estación lluviosa donde estuvieron en la condición de flor la cantidad de trips fue escasa.

En el mes de agosto, los frutos cosechados que fueron flor aproximadamente en abril-mayo, es decir luego de la estación lluviosa, muestra nuevamente el efecto de los tratamientos. En el campo con trampa y *Orius insidiosus*, en promedio el 70.83% de los frutos no tiene restricción en su comercialización, el 25% de los frutos tiene restricción y 4.17% de los frutos son de descarte. En el campo con *Orius insidiosus* el 62.50% de los frutos no tiene restricción para su comercialización, el 37.50% de los frutos tiene restricción y no hubo frutos de descarte. En el campo testigo solo el 37.50% de los frutos no tiene restricción en su comercialización, el 58.34% de los frutos tiene restricción y el 4.17% de los frutos son de descarte. Se aprecia que los tratamientos lograron incrementar la cantidad de frutos sin restricción para su comercialización entre 25 a 33.3%, como consecuencia directa del control de trips.

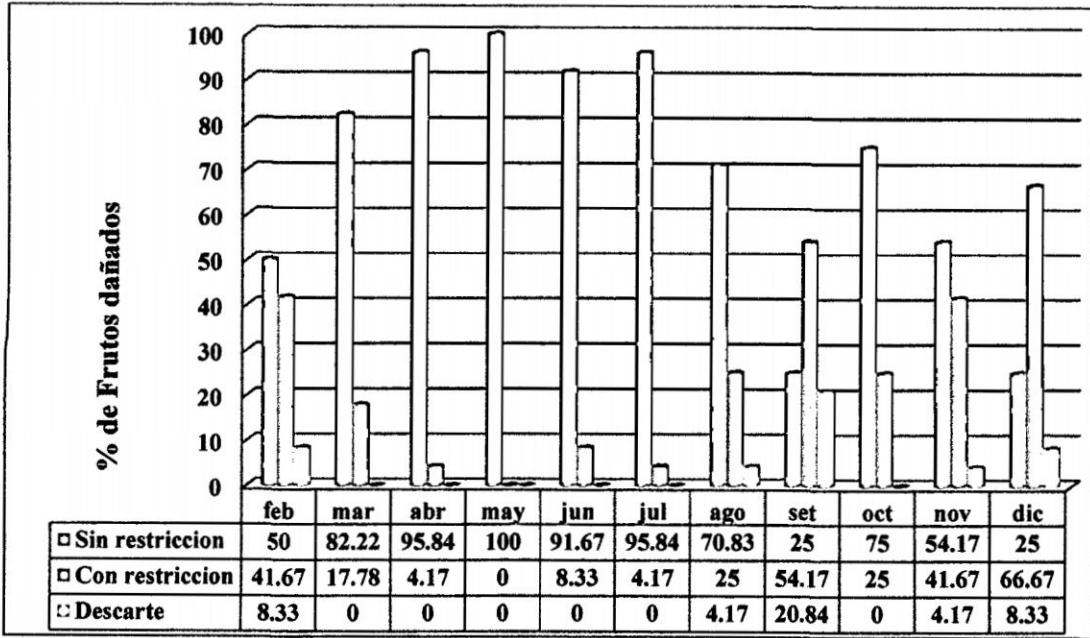


Figura 3.10: Porcentaje de frutos de tuna dañados por trips, según el criterio de su comercialización, en el campo 1 (trampa pegajosa + *O. insidiosus*) - Huanta.

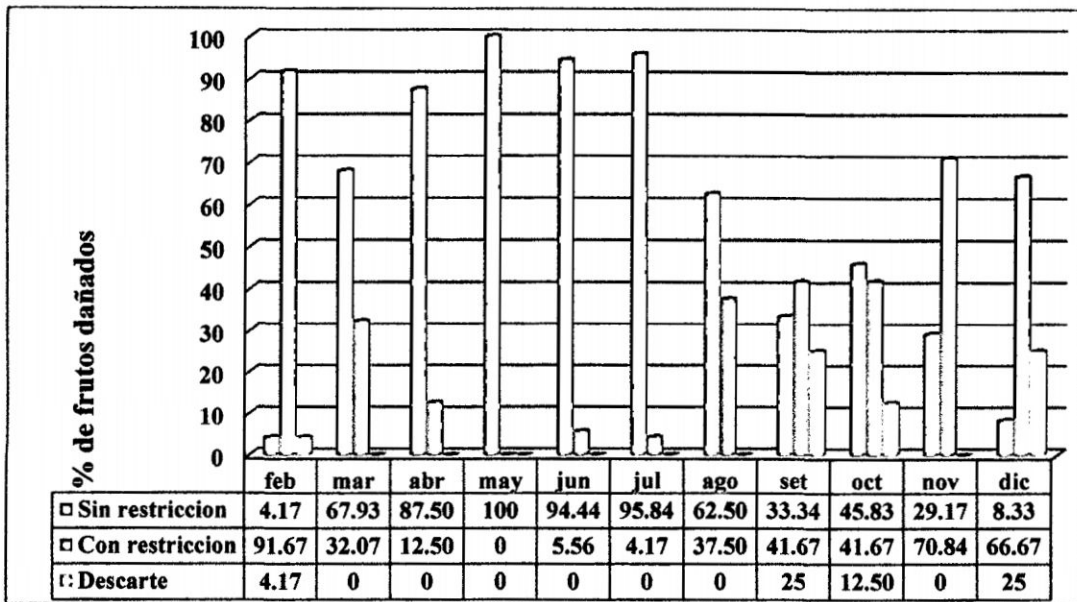


Figura 3.11: Porcentaje de frutos de tuna dañados por trips, según el criterio de su comercialización, en el campo 2 (*O. insidiosus*) - Huanta.

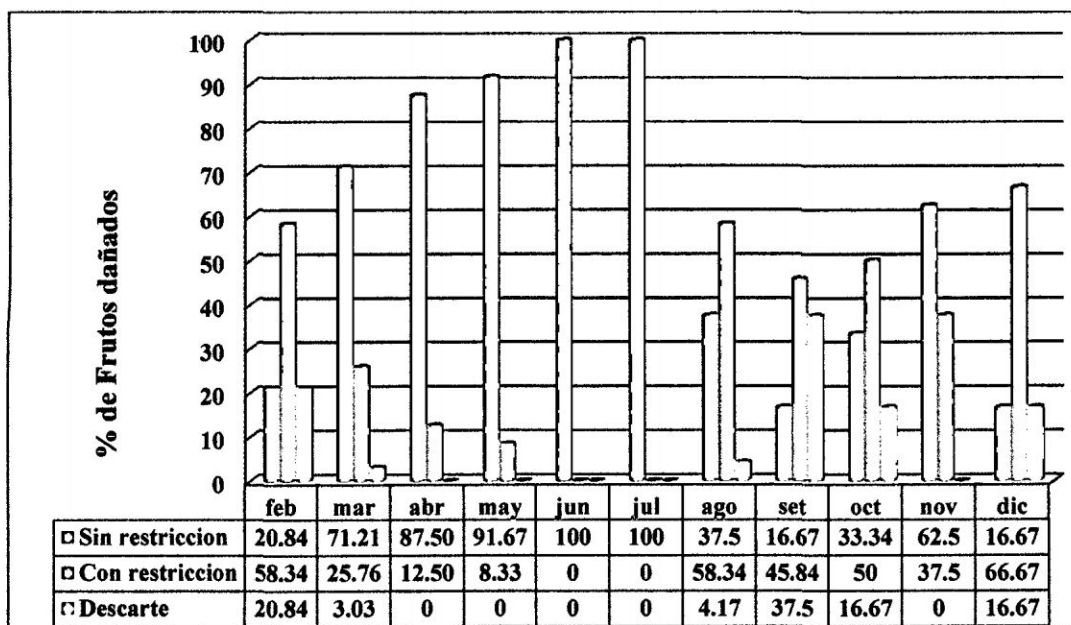


Figura 3.12: Porcentaje de frutos de tuna dañados por trips, según el criterio de su comercialización, en campo 3 (Testigo) - Huanta.

Segundo análisis: efectos inmediatos

- Con referencia a la primera liberación de *Orius insidiosus*

En la Figura 3.13, en el mes de febrero, el porcentaje de frutos cosechados que no tuvieron restricción para el mercado nacional fue del 50% en el campo con presencia de trampas y liberación de *Orius insidiosus*; de 4.17% en el campo donde solo se liberó *Orius* y de 20.83% en el campo testigo. Esto indica que hubo efecto de la trampa y el predador, especialmente de la trampa; la trampa incrementó en un 29.17% la cantidad de frutos cuya condición son la de no tener restricción en su comercialización por tener menos del 5% de su superficie dañada.

En el mismo mes, se observa que la cantidad de frutos de descarte es mayor en el testigo 20.83%, y menor en el campo con trampa y *Orius* (8.33%), y también con respecto al campo solo con *Orius* (4.17%). Los frutos con más del 32% de su superficie dañada representan una pérdida total de la producción por ser de descarte,

en conclusión la cantidad de frutos de descarte es menor en un 12.5% por el efecto de las trampas.

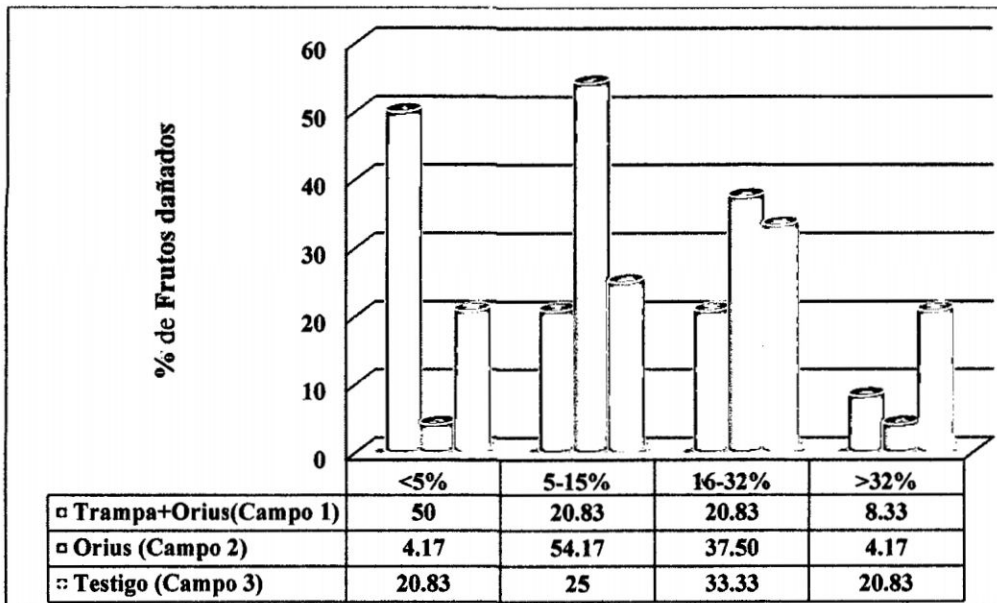


Figura 3.13: Porcentaje de frutos según el Grado de daño, en los tres campos, en el mes de febrero - Huanta.

En la Figura 3.14, en el mes de marzo, el campo con trampas y *Orius insidiosus* logra obtener mayor cantidad de frutos con la condición de no tener restricción en su comercialización (82.35%); también en el campo testigo hubo mayor cantidad de frutos de esta condición (71.43%) y es mayor que del campo con solo *Orius insidiosus*. Se aprecia que las trampas lograron incrementar la cantidad de frutos sin restricción para su comercialización en 10.92%, también se nota un efecto en los frutos de descarte, con las trampas no se produjeron frutos de descarte, mientras que en el testigo hubo 2.86% de frutos de descarte.

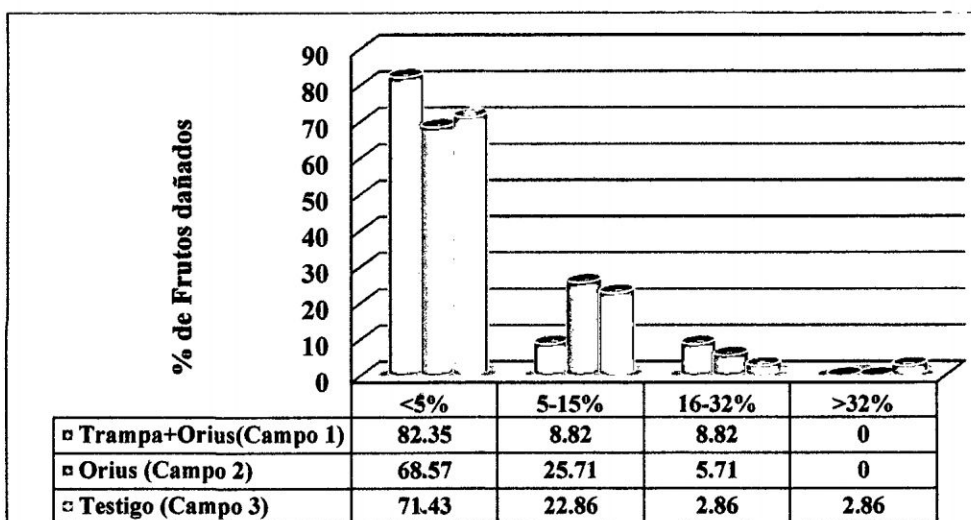


Figura 3.14: Porcentaje de frutos según el Grado de daño, en los tres campos, en el mes de marzo - Huanta.

En la Figura 3.15, en el mes de abril, las trampas logran mayor porcentaje de frutos sin restricción en su comercialización (95.83%), con respecto a *Orius* y testigo (87.5%), lo que representa un incremento de 8.3%. Los frutos que presentan de 5 a 15% de su superficie dañada, con las trampas se produjo un 4.17%, con *Orius* y en el testigo 12.5% de frutos, lo que representa que las trampas logran reducir un 8.3% de frutos dañados.

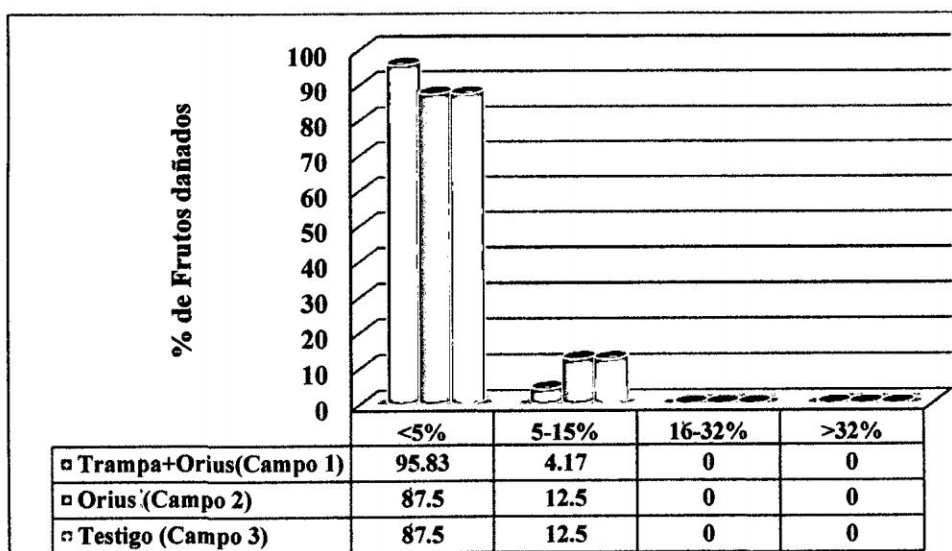


Figura 3.15: Porcentaje de frutos según el Grado de daño, en los tres campos, en el mes de abril - Huanta.

- Con referencia a la segunda liberación de *Orius insidiosus*

En la Figura 3.16. en el mes de setiembre, considerado que la liberación de *Orius* no fue significativa en la reducción de la población de trips en las flores, se infiere que las trampas logran producir 8.33% más de frutos cuya condición son la de no tener restricción para el mercado nacional por tener menos del 5% de su superficie dañada. Por otro lado las trampas logran que se reduzca la cantidad de frutos de descarte en un 16.67%.

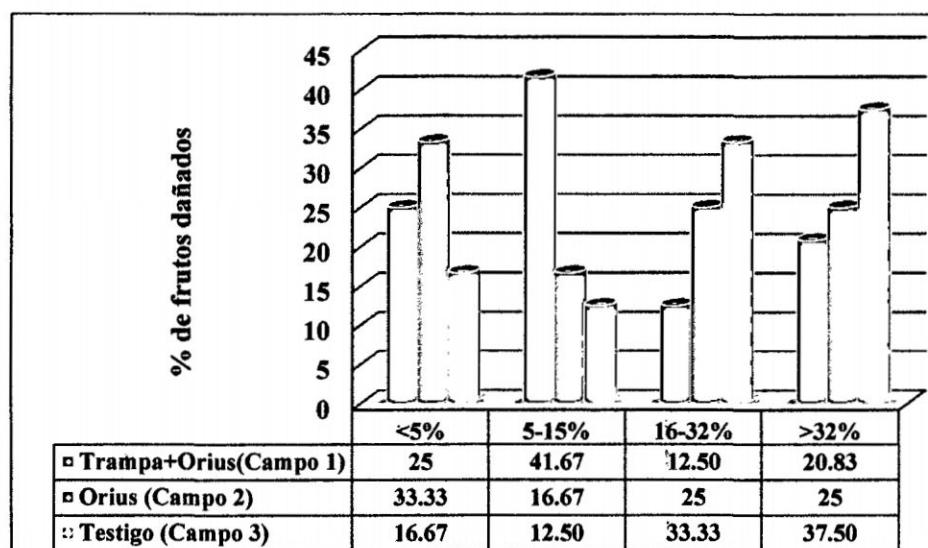


Figura 3.16: Porcentaje de frutos según el Grado de daño, en los tres campos, en el mes de *setiembre* - Huanta.

En la Figura 3.17, en el mes de octubre, las trampas debido al control que ejercieron permiten cosechar 41.67% de frutos más que el testigo, con las características de no tener restricción para su comercialización. También las trampas logran que no se produzcan frutos de descarte (con más del 32% de superficie dañada), en comparación del testigo donde se produjo 16.67% de frutos de descarte.

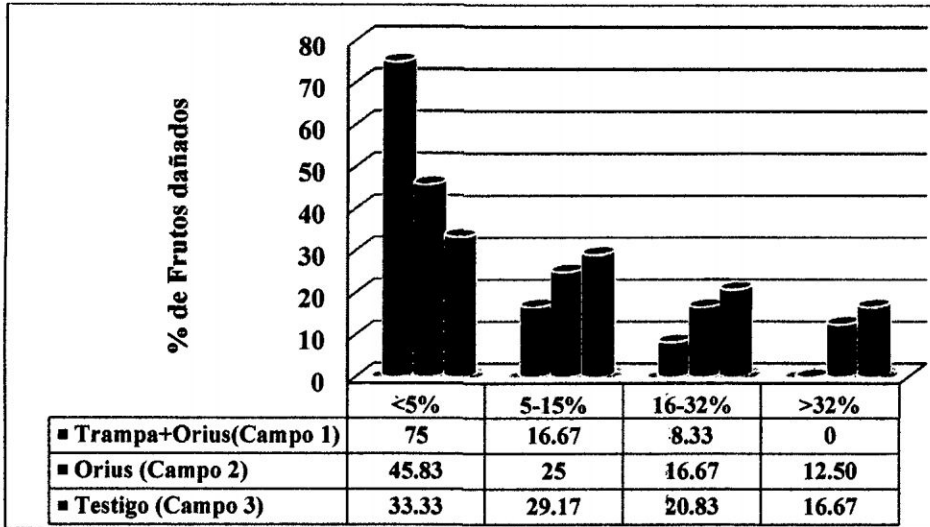


Figura 3.17: Porcentaje de frutos según el Grado de daño, en los tres campos, en el mes de *octubre* - Huanta.

En la Figura 3.18, en el mes de noviembre no se observa el efecto de las trampas en la producción de más frutos con menos del 5% de su superficie dañada con respecto al testigo, incluso se produjo frutos de descarte. Esto puede deberse a la cantidad alta de trips presente en los meses de julio-agosto, donde los frutos estaban en la condición de flores, para lo cual la cantidad de trampas o superficie de trampa fue insuficiente en el control de trips. Las trampas vuelven a tener efecto cuando la población se reduce, así en la Figura 3.19, la cosecha de diciembre que corresponde a las flores de agosto-setiembre indican que las trampas logra incrementar en un 8.33% lo frutos con menos del 5% de su superficie dañada, y en el mismo porcentaje reduce los frutos de descarte, con respecto al testigo.

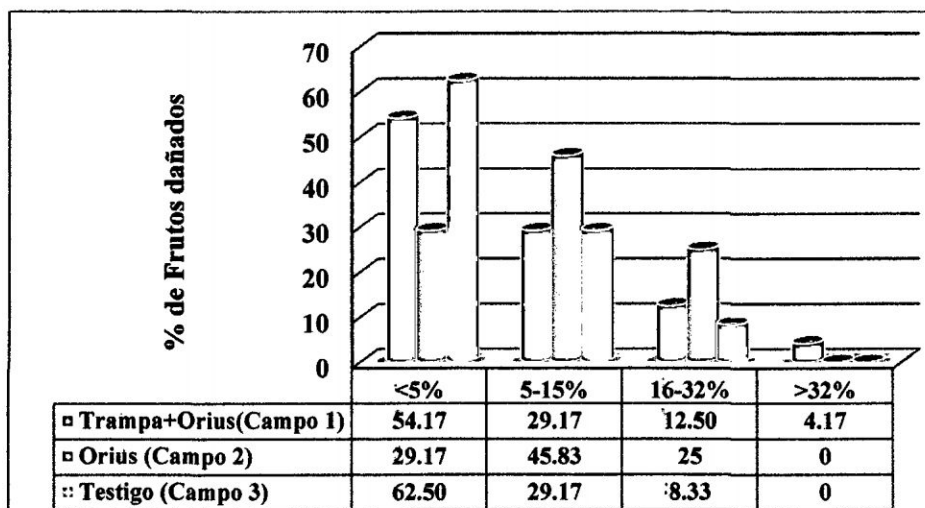


Figura 3.18: Porcentaje de frutos según el Grado de daño, en los tres campos, en el mes de *noviembre* - Huanta.

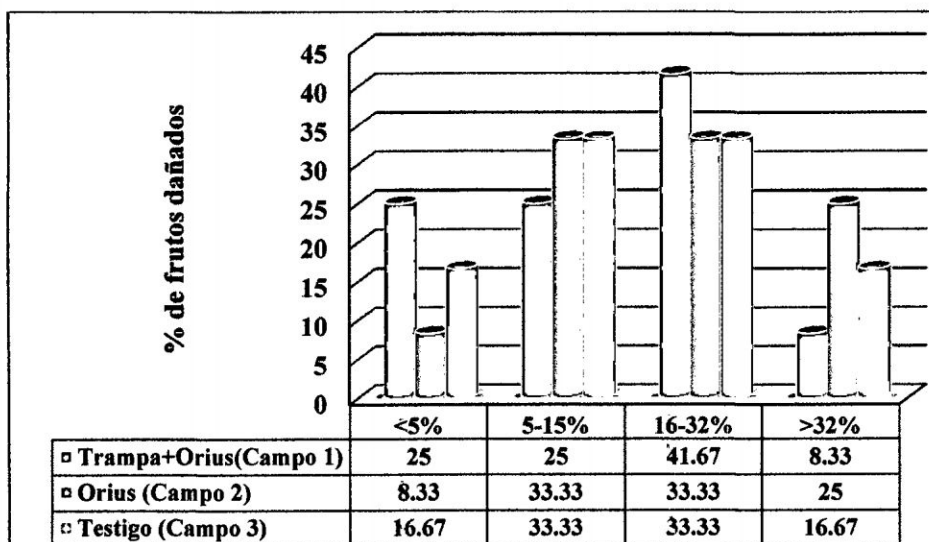


Figura 3.19: Porcentaje de frutos según el Grado de daño, en los tres campos, en el mes de *diciembre* - Huanta.

3.5 LOS COSTOS QUE DEMANDA EL CONTROL DE TRIPS EN UNA HECTÁREA DE PLANTACIÓN DE TUNALES EN PRODUCCIÓN.

Los costos de producción y control de trips que demanda el cultivo de tuna se detallan para cada uno de los campos con diferentes modos de control y el testigo. El rendimiento de la tuna fruta por hectárea es de 470 cajas equivalente a 10 340 kg, el peso promedio de la caja es de 22 kg. La cantidad de tuna fruta

comercializada y de descarte depende de la eficiencia de los controles realizados. El precio de venta, para la época en promedio, por caja es de S/. 22.50 nuevos soles. La utilidad bruta depende de los costos de producción y del ingreso por la venta de la tuna fruta.

3.5.1 En un campo con presencia de trampas pegajosas y con liberación de *Orius insidiosus*

En el Cuadro 3.3 se detalla los costos de producción y en el Cuadro 3.4 se observa el ingreso, egreso y la utilidad bruta. La cantidad de tuna fruta comercializada es de 450 cajas y 20 cajas son frutas de descarte, siendo el ingreso por venta de la tuna fruta de S/.10,125.00 nuevos soles y el costo de producción fue 4,707.10 nuevos soles, por lo tanto se obtuvo una utilidad bruta de S/.5417.90 nuevos soles.

3.5.2 En un campo sin presencia de trampas pegajosas y con liberación de *Orius insidiosus*

En el Cuadro 3.5 se observa los costos de producción y en el Cuadro 3.6 se reporta el ingreso, egreso y la utilidad bruta. La cantidad de tuna fruta comercializada es de 441 cajas y 29 cajas son frutas de descarte, siendo el ingreso por venta de la tuna fruta de S/.9,922.50 nuevos soles y el costo de producción fue S/. 4,107.10 nuevos soles, por lo tanto se obtuvo una utilidad bruta de S/.5,815.40 nuevos soles.

3.5.3 En un campo sin presencia de trampas pegajosas y sin liberación de *Orius insidiosus*

En el Cuadro 3.7 se muestra los costos de producción y en el Cuadro 3.8 se observa el ingreso, egreso y la utilidad bruta. La cantidad de tuna fruta comercializada es de 428 cajas y 42 cajas son frutas de descarte, siendo el ingreso por venta de la tuna fruta de S/.9,630.00 nuevos soles y el costo de producción fue S/. 3589.55 nuevos soles, y se obtuvo una utilidad bruta de S/.6040.50 nuevos soles.

3.5.4 En un supuesto campo con presencia de trampas pegajosas y sin liberación de *Orius insidiosus*

En el Cuadro 3.9 se observa los costos de producción y en el Cuadro 3.10 se detalla el ingreso, egreso y la utilidad bruta. La cantidad de tuna fruta comercializada es de 450 cajas y 20 cajas son frutas de descarte, siendo el ingreso por venta de la tuna fruta de S/.10,125.00 nuevos soles y el costo de producción fue S/. 4223.00 nuevos soles, y se obtuvo una utilidad bruta de S/.5902.00 nuevos soles.

Considerando el análisis de costos (Cuadro 3.11), se concluye que la instalación de trampas pegajosas incrementa los costos de producción, disminuye la cantidad de frutos de descarte, incrementa la utilidad por venta, pero en una cantidad insuficiente como para superar al del campo testigo, es decir los ingresos serán iguales con trampas o sin medidas de control para trips. En todos los casos se logra utilidad en la producción de tuna fruta.

Cuadro 3.3: Costos de producción por hectárea del cultivo de tuna con presencia de trampas pegajosas y liberación de *O. insidiosus*.

RUBROS	UNIDAD DE MEDIDA	CANTIDAD POR Ha	PRECIO UNITARIO S/.	COSTO TOTAL S/.
I. COSTOS DIRECTOS				4570
1.1. LABORES CULTURALES				2195
1.1.1. ABONOS				665
Abono organico: Estiercol	sacos	50	6	300
Guano de isla	sacos	3	30	90
Transporte	kilos	2750	0.1	275
1.1.2. Insumos				730
Orius insidiosus	millar	10	37	370
Bolsas de plastico	paquete	30	2	60
Temocid	Lt	6	50	300
1.1.3. Mano de obra				800
Deshierbo	jornal	8	25	200
Podas: producción y limpieza	jornal	4	25	100
Aplicación de abonos	jornal	3	25	75
Riegos	jornal	5	25	125
Liberacion de Orius	jornal	2	50	100
Instalacion de trampas	jornal	8	25	200
1.2. COSECHA				2375
Cosecha	jornal	25	25	625
Selección	jornal	25	25	625
Envases	cajas	450	2.5	1125
II. COSTOS INDIRECTOS				137.1
Imprevistos (3% CD)		3%	100%	137.1
COSTO TOTAL POR HECTAREA				4707.1

Cuadro 3.4: Ingreso por venta de tuna, Costos de producción y Utilidad bruta con presencia de trampas y liberación de *O. insidiosus*.

RUBROS	UNIDAD	POR 1 HA
INGRESOS	S/.	10125.0
VENTA DE TUNA	S/.	10125.0
Rendimiento (100%)	Cajas	470
Descarte (4.2%)	Cajas	20
Comercializadas (95.8%)	Cajas	450
Precio unitario/cajas	S/.	22.5
EGRESOS	S/.	4707.1
COSTO DE PRODUCCIÓN	S/.	4707.1
UTILIDAD BRUTA	S/.	5417.9

Cuadro 3.5 Costos de producción por hectárea del cultivo de tuna con liberación de *O. insidiosus*.

RUBROS	UNIDAD DE MEDIDA	CANTIDAD POR Ha	PRECIO UNITARIO S/.	COSTO TOTAL S/.
I. COSTOS DIRECTOS				3987.5
1.1. LABORES CULTURALES				1635
1.1.1. ABONOS				665
Abono organico: Estiercol	sacos	50	6	300
Guano de isla	sacos	3	30	90
Transporte	kilos	2750	0.1	275
1.1.2. Insumos				370
Orius insidiosus	millar	10	37	370
1.1.3. Mano de obra				600
Deshierbo	jornal	8	25	200
Podas: produc y limpieza	jornal	4	25	100
Aplicación de abonos	jornal	3	25	75
Riegos	jornal	5	25	125
Liberacion de Orius	jornal	2	50	100
1.2. COSECHA				2352.5
Cosecha	jornal	25	25	625
Selección	jornal	25	25	625
Envases	cajas	441	2.5	1102.5
II. COSTOS INDIRECTOS				119.625
Imprevistos (3% CD)		3%	100%	119.625
COSTO TOTAL POR HECTAREA				4107.125

Cuadro 3.6: Ingreso por venta de tuna, Costos de producción y Utilidad bruta con liberación de *O. insidiosus*.

RUBROS	UNIDAD	POR 1 HA
INGRESOS	S/.	9922.5
VENTA DE TUNA	S/.	9922.5
Rendimiento (100%)	Cajas	470
Descarte (6.1%)	Cajas	29
Comercializadas (93.9%)	Cajas	441
Precio unitario/cajas	S/.	22.5
EGRESOS	S/.	4107.1
COSTO DE PRODUCCIÓN	S/.	4107.1
UTILIDAD BRUTA	S/.	5815.4

Cuadro 3.7: Costos de producción por hectárea del cultivo de tuna sin presencia de trampas pegajosas y sin liberación de *O. insidiosus* (Testigo)

RUBROS	UNIDAD DE MEDIDA	CANTIDAD POR Ha	PRECIO UNITARIO S/.	COSTO TOTAL S/.
I. COSTOS DIRECTOS				3485
1.1. LABORES CULTURALES				1165
1.1.1. ABONOS				665
Abono organico: Estiercol	sacos	50	6	300
Guano de isla	sacos	3	30	90
Transporte	kilos	2750	0.1	275
1.1.2. Mano de obra				500
Deshierbo	jornal	8	25	200
Podas: produc y limpieza	jornal	4	25	100
Aplicación de abonos	jornal	3	25	75
Riegos	jornal	5	25	125
1.2. COSECHA				2320
Cosecha	jornal	25	25	625
Selección	jornal	25	25	625
Envases	cajas	428	2.5	1070
II. COSTOS INDIRECTOS				104.55
Imprevistos (3% CD)		3%	100%	104.55
COSTO TOTAL POR HECTAREA				3589.55

Cuadro 3.8: Ingreso por venta de tuna, Costos de producción y Utilidad bruta sin presencia de trampas pegajosas y sin liberación de *O. insidiosus*.

RUBROS	UNIDAD	POR 1 HA
INGRESOS	S/.	9630.0
VENTA DE TUNA	S/.	9630.0
Rendimiento (100%)	Cajas	470
Descarte (9%)	Cajas	42
Comercializadas (91%)	Cajas	428
Precio unitario/cajas	S/.	22.5
EGRESOS	S/.	3589.6
COSTO DE PRODUCCIÓN	S/.	3589.6
UTILIDAD BRUTA	S/.	6040.5

Cuadro 3.9: Costos de producción por hectárea del cultivo de tuna con presencia de trampas pegajosas y sin liberación de *O. insidiosus*.

RUBROS	UNIDAD DE MEDIDA	CANTIDAD POR Ha	PRECIO UNITARIO S/.	COSTO TOTAL S/.
I. COSTOS DIRECTOS				4100
1.1. LABORES CULTURALES				1725
1.1.1. ABONOS				665
Abono orgánico: Estiercol	sacos	50	6	300
Guano de isla	sacos	3	30	90
Transporte	kilos	2750	0.1	275
1.1.2. Insumos				360
Bolsas de plástico	paquete	30	2	60
Temocid	Lt	6	50	300
1.1.3. Mano de obra				700
Deshierbo	jornal	8	25	200
Podas: produc y limpieza	jornal	4	25	100
Aplicación de abonos	jornal	3	25	75
Riegos	jornal	5	25	125
Instalacion de trampas	jornal	8	25	200
1.2. COSECHA				2375
Cosecha	jornal	25	25	625
Selección	jornal	25	25	625
Envases	cajas	450	2.5	1125
II. COSTOS INDIRECTOS				123
Imprevistos (3% CD)		3%	100%	123
COSTO TOTAL POR HECTAREA				4223

Cuadro 3.10: Ingreso por venta de tuna, Costos de producción y Utilidad bruta con presencia de trampas y sin liberación de *O. insidiosus*.

RUBROS	UNIDAD	POR 1 HA
INGRESOS	S/.	10125.0
VENTA DE TUNA	S/.	10125.0
Rendimiento (100%)	Cajas	470
Descarte (4.2%)	Cajas	20
Comercializadas (95.8%)	Cajas	450
Precio unitario/cajas	S/.	22.5
EGRESOS	S/.	4223.0
COSTO DE PRODUCCIÓN	S/.	4223.0
UTILIDAD BRUTA	S/.	5902.0

Cuadro 3.11: Resumen de costos de producción, venta de tuna, utilidad bruta y rendimiento (Kg y Cajas) por hectárea del cultivo de tuna con los siguientes tratamientos (con presencia de trampas pegajosas y liberación de *O. insidiosus*, con liberación de *O. insidiosus*, sin presencia de trampas y sin liberación de *O. insidiosus* y con presencia de trampas pegajosas y sin liberación de *O. insidiosus*).

CAMPOS	RENDIMIENTO/ha		FRUTOS DE DESCARTE			FRUTOS COMERCIALIZADAS			INGRESO (VENTA DE TUNA) S/.	EGRESO (COSTO DE PRODUCCIÓN) S/.	UTILIDAD BRUTA S/.
	KG	cajas	%	KG	cajas	%	KG	cajas			
Trampa+ <i>O. insidiosus</i>	10340	470	4.2	434.28	19.74	95.8	9905.72	450.0	10125	4707.1	5417.9
<i>O. insidiosus</i>	10340	470	6.1	630.74	28.67	93.9	9709.26	441.0	9922.5	4107.1	5815.4
Testigo	10340	470	9	930.6	42.30	91	9409.4	428.0	9630	3589.6	6040.5
Trampa	10340	470	4.2	434.28	19.74	95.8	9905.72	450.0	10125	4223	5902.0

CAPÍTULO IV

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1. CONCLUSIONES

1. *Frankliniella* sp., en las flores, desde el mes de octubre reducen paulatinamente su población siendo la más baja en enero y febrero, para luego aumentar gradualmente de marzo a setiembre. La menor floración de octubre a marzo y la precipitación pluvial de enero a febrero son las principales causas de la disminución poblacional. La floración de abril a junio es la causa del incremento poblacional.
2. El predador *Orius insidiosus* después de liberado fue detectado en las flores solo en dos muestreos, de 0.03 a 0.2 predadores por flor, y no ha sido posible detectar su influencia en la disminución de la población de *Frankliniella* sp.

3. La trampa amarilla pegajosa captura trips según su cantidad en la flor, siendo menor en la estación lluviosa de enero a marzo (13 trips/trampa), y mayor en primavera (316 trips/trampa). El predador *Orius insidiosus* liberado no fue capturado por las trampas.
4. Las trampas logran incrementar en las cosechas de febrero a abril y de setiembre a diciembre de 8.3 a 41.7% los frutos con menos del 5% de su superficie dañada, y disminuye de 2.9 a 16.7% los frutos de descarte (con más del 32% de superficie dañada).
5. Con la utilización de trampas pegajosas y liberación de *Orius insidiosus* la utilidad obtenida (S/.5417.9) es menor al testigo (S/.6040.5); considerando solo la trampa la utilidad es próximo al testigo (S/.5902.0)

4.2. RECOMENDACIONES

1. Continuar estudiando el control etológico del trips de la tuna mediante el uso de trampas pegantes de color amarillo y rojo, con la utilización de pegantes de costos más económicos.
2. Implementar ambientes para la crianza de *Sitotroga cerealella* y producción de predadores y parasitoides para tener material propio de la zona a bajo costo.
3. Realizar estudios de control biológico de trips liberando *Orius insidiosus* en otros cultivos como hortícolas, frutícolas para validar su eficiencia.

BIBLIOGRAFÍA

1. ÁLVAREZ, B. (2007). Análisis de Factibilidad del Cultivo de la Tuna en la Localidad de Icaño, Departamento La Paz. Dirección Provincial de Programación del Desarrollo Ministerio de Producción y Desarrollo Gobierno de la Provincia de Catamarca (en línea). Disponible en versión pdf.
<http://www.produccioncatamarca.gov.ar/Publicaciones/files/19%20-%20An%20El%20lisis%20de%20Factibilidad%20del%20Cultivo%20de%20la%20Tuna%20en%20la%20Localidad%20de%20Ica%20F1o.pdf> (Consulta: 06 de setiembre 2012).
2. AMAYA, J. E. (2009). “EL CULTIVO DE TUNA” *Opuntia ficus indica*. Revaloración de Cultivos Nativos a la economía de pequeños y mediano agricultores. Gerencia Regional Agraria La Libertad, Trujillo-Perú (en línea). Disponible en versión pdf.
<http://www.agrolalibertad.gob.pe/sites/default/files/MANUAL%20TECNICO%20DE%20TUNA.pdf>. (Consulta: 02 de marzo 2013).
3. ANIMALANDIA (2012). Polilla de los cereales: *Sitotroga cerealella* (en línea). Disponible en:
<http://herramientas.educa.madrid.org/animalandia/ficha-taxonomica.php?id=829&relaciones=true&nivel=Especie&nombre=cerealella> (Consulta: 10 de enero 2012).
4. AYAU, M.M. (2007). Trabajo de Graduación Realizado en la Empresa de Ruitter San Pedro S.A. San Pedro Pinula, Jalapa. Universidad San Carlos de Guatemala,

Facultad de Agronomía Área Integrada, Subárea de Ejercicio Profesional Supervisado (en línea). Disponible en versión pdf.

http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/01/01_0933.pdf>. (Consulta: 12 de octubre 2012).

5. CALZADA, J. (1983). Frutales Nativos. UNA – La Molina. Lima, Perú.
6. CANO, M. Y. (2007). Riqueza y Abundancia de Trips (Thysanoptera, Thripidae) en el Petén. Tesis para optar al Título de Bióloga. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. Universidad San Carlos de Guatemala (en línea). Disponible en versión pdf.
http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/06/06_2515.pdf (Consulta: 19 de marzo 2013).
7. CARE – PERÚ (2006). Manejo integral de plagas. Guía para Pequeños Productores Agrarios producida por encargo del Programa Redes Sostenibles para la Seguridad Alimentaria – REDESA.
8. CISNEROS, F. (1995). Control Etológico (en línea). Disponible en versión pdf.
http://www.avocadosource.com/books/cisnerosfausto1995/cpa_toc.htm. (Consulta: 15 de setiembre 2012).
9. CISNEROS, F. (1995). Control Biológico (en línea). Disponible en versión pdf.
http://www.avocadosource.com/books/cisnerosfausto1995/cpa_toc.htm. (Consulta: 13 de setiembre 2012).

10. CONDEÑA, F. (1997). Manejo Integral de Tuna y Cochinilla para los valles interandinos de la sierra peruana. Programa de Frutales y Elaboración de Licores. Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, Ayacucho, Perú.
11. CONGA, CH. S. (2006). Trampeo de Trips (*Frankliniella*) Mediante Paneles de Polietileno de Colores Impregnado con Aceite Lubricante en Tunales Cultivados (*Opuntia ficus indica*) Quinrapa, Huanta. Tesis para Obtener el Título Profesional de Ingeniero Agrónomo. Universidad Nacional de San Cristobal de Hauamanga – Ayacucho.
12. DAVIDSON, H. (1992). Plagas de Insectos Agrícolas y del Jardín. Primera edición. Editorial LIMUSA, México.
13. EVANAN, E. J. (2013). Control Etológico de *Frankliniella* sp. en *Opuntia ficus-indica*, Huanta y Crianza de *Orius insidiosus* y *Sitotroga cerealella* en Laboratorio, Ayacucho. Informe de Prácticas Pre-profesionales. Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Grado de Bachiller en Agronomía, Ayacucho- Perú.
14. GARCÍA, E. J.; HERNÁNDEZ; I.; TARANGO, L. A.; TORRES, M. A.; BECERRA, J. J.; PASTOR, F. J. *et al.*, (2003). Caracterización de la Cadena Agroalimentaria del Nopal Tunero e Identificación de sus Demandas Tecnológicas. Colegio de Postgraduados Campus San Luis Potosí (en línea). Disponible en versión pdf.
<http://www.cofupro.org.mx/cofupro/Publicacion/Archivos/penit45.pdf>. (Consulta: 01 de marzo 2013).

15. GONZÁLEZ, H.; ASCENCIÓN, G.; BRAVO, H.; JOHANSEN, R. M. y BECERRIL, R. M. (1999). Selección de Trampas de Color y Fluctuación Poblacional de Trips del Aguacate en Michoacán, México. Instituto de Fitosanidad. Colegio de Postgraduados. Revista Chapingo Serie Horticultura (en línea). Disponible en versión pdf.
http://www.avocadosource.com/WAC4/WAC4_p287.pdf. (Consulta: 30 de agosto 2012).
16. GONZALES, L. (1995). *Phytonemus pallidus* (Banks) y *Frankliniella* sp. dañando fresá cultivada en Huaral, Lima. Rev. per. Ent. 38 (en línea). Disponible en versión pdf.
<http://www.revperuentomol.com.pe/publicaciones/vol38/PHYTONEMUS-Y-FRANKLINIELLA-EN-FRESA35.pdf>. (Consulta: 23 de julio 2012).
17. GLACOXAN (2013). Trips (en línea). Disponible en:
<http://www.glacoxan.com/trips.htm>. (Consulta: 23 de julio 2012).
18. GUARIN, J. H. (2003). Thrips palmi Karny en el Oriente Antioqueño. Biología, Efecto de Hóngos Entomopatógenos y de Extractos Vegetales en Laboratorio y Campo, Comportamiento de sus Enemigos Naturales e Impacto Ambiental para su Manejo Sostenible. Centro de Investigación la Selva, Corpoica Regional Cuatro, Rionegro, Antioquia, Colombia. 60 p. (en línea). Disponible en versión pdf.
http://www.corpoica.org.co/SitioWeb/Archivos/Publicaciones/211200913_28_39.pdf. (Consulta: 18 de diciembre 2012).

19. INFOAGRO (2012). Manejo del Trips Occidental de las Flores - *Frankliniella occidentalis* (en línea) Disponible en:
<http://www.infoagro.com/hortalizas/trips.htm>. (Consulta: 22 de setiembre 2012).
20. LARRAÍN, P.; VARELA, F.; QUIROZ, C.; GRAÑA, F. (2002). Efecto del Color de Trampa en la Captura de *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) en Pimiento (*Capsicum annuum* L.). Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Universidad de La Serena, Chile (en línea). Disponible en versión pdf.
http://www.scielo.cl/scielo.php?pid=S0365-28072006000300009&script=sci_arttext
(Consulta: 05 de setiembre 2012).
21. LEIVA, L. (2011). Manejo de Problemas Fitosanitarios del Cultivo de Gulupa (*Passiflora edulis* Sims.). Medidas para la temporada invernal, Bogotá, D.C. Colombia (en línea). Disponible en:
<http://www.ica.gov.co/getattachment/0d7e6c5e-f3d1-475e-b155-620fe03a8101/-nbs;Manejo-de-problemas-fitosanitarios-del-culti.aspx> (Consulta: 19 de marzo 2013).
22. LÓPEZ, E. N. (2002). Control Químico de *Frankliniella* sp. en el Cultivo de Tuna Fruta (*Opuntia* sp.) a 2440 m.s.n.m., Huanta. Tesis para obtener el Título de Ingeniero Agrónomo. Facultad de Ciencias Agrarias. UNSCH. Ayacucho, Perú.
23. MASSÓ, E.; LÓPEZ, D. y RODRÍGUEZ, O. (s.f.). Ciclo de Vida de *Oriusinsidiosus*, Efectividad sobre Trips y Sensibilidad a Bioplaguicidas. Instituto

de Investigaciones de Sanidad Vegetal. La Habana, Cuba (en línea). Disponible en versión pdf.

<http://www.inisav.cu/TALLER%20Producci%C3%B3n%20y%20Manejo%20Agroecol%C3%B3gico%20de%20Artr%C3%B3podos%20Ben%C3%A9ficos/Sesi%C3%B3n%20II.%20BASES%20BIOL%C3%93GICAS%20Y%20ECOL%C3%93GICAS%20PARA%20LA%20UTILIZACI%C3%93N%20DE%20ARTR%C3%93PODOS%20DEPREDADORES/CICLO%20DE%20VIDA%20DE%20ORIUS%20INSIDIOSUS.pdf>.(Consulta: 31 de agosto 2012).

24. METCALF, L. y FLIERT, P. (1962). Insectos Destructivos e Insectos Útiles, sus Costumbres y su Control. Cuarta Edición. Compañía Editorial Continental. S.A. México.

25. METCALF, L. y LUCKMAN, W. (1994). Introducción al Manejo de Plagas de Insectos. Segunda reimpresión. Editorial Limusa S.A. México.

26. MOLINARI, A. M. (2009). Conceptos y Descripción de Especies Entomófagas Asociadas a Insectos Plagas del Cultivo de Soja. Centro Regional Santa Fe Estación Experimental Agropecuaria Oliveros Grupo de Trabajo Protección Vegetal – Sección Entomología ISSN 0326-2561 - 6ta. Edición Modificada (en línea). Disponible en versión pdf.

<http://es.scribd.com/doc/53980242/Control-Biologico-19alicia>(Consulta: 18 de setiembre 2012).

27. NÁJERA, M. B. y SOUZA, B. (2010). Insectos Benéficos. Guía para su Identificación. Departamento de Entomología Universidad Federal de Lavras (UFLA) Minas Gerais, Brasil (en línea). Disponible en versión pdf.
http://www.agroeco.org/socla/pdfs/INSECTOS_BENEFICOS.pdf. (Consulta: 02 de setiembre 2012).
28. NOLASCO, L. Y. (2008). Desarrollo de un Método de Cría de *Orius insidiosus*. Proyecto Especial Presentado como Requisito Parcial para Optar el Título de Ingeniera Agrónoma en el Grado Académico de Licenciatura en Zamorano. 16 p. (en línea). Disponible en versión en:
http://www.cobiho.org/joomla/index.php?option=com_zj_downloadsLite&view=category&id=7:Orius%20insidiosus&Itemid=7(Consulta: 05 de octubre 2012).
29. ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACIÓN - FAO (1999). Agroecología, Cultivo y Usos del Nopal. Estudio FAO Producción y Protección Vegetal 132. Producido en el marco de la Red FAO de cooperación internacional en nopal (CACTUSNET) M-11 ISBN 95-5-303735-0.
30. PALOMINO, R. (1996). Diagnóstico de la Cosecha y Manejo postcosecha de la Tuna (*Opuntia ficus-indica* L. Miller) en Ayacucho. Facultad de Ciencias Agrarias. Programa de Frutales y Elaboración de Licores "PROFEL". Ayacucho, Perú.

31. PANTOJA, D. O. (2009). Capacidad depredadora de *Orius insidiosus* (Say) sobre *Thrips tabaci* (Lindeman) en condiciones de laboratorio en un cultivo de pepino bajo invernadero en Zamorano, Honduras (en línea). Disponible en versión pdf.
<http://www.produccioncatamarca.gov.ar/Publicaciones/files/19%20-%20An%El%20de%20Factibilidad%20del%20Cultivo%20de%20la%20Tuna%20en%20la%20Localidad%20de%20Ica%Fl%o.pdf> (Consulta: 25 de enero 2013).
32. PÉREZ, O. E. y PACHECO, S. A. (2002). Determinación del Ciclo Biológico de *Sitotroga cerealella* Olivier hospedero facticio de *Trichogramma pretiosum* Riley, en la cría comercial del Centro de Investigación y Reproducción de Controladores Biológicos de la UNAN – León, Nicaragua. Tesis para Optar al Grado de Ingeniero Agrónomo con Orientación en Fitotecnia (en línea). Disponible en versión pdf.
<http://cenida.una.edu.ni/Tesis/tnh10p438d.pdf>. (Consulta: 05 de octubre 2012).
33. PUMARIÑO, L. (2012). Habitat Management and Use of Plant – Based Resources for Conservation Biological. Tesis para optar al Título de Doctor por la Universidad de Barcelona. Departamento de Biología Animal. Facultad de Biología Universidad de Barcelona, España (en línea). Disponible en:
http://www.tdx.cat/bitstream/handle/10803/81925/01.RLPR_1de3.pdf;jsessionid=EDCB92611A1B63DC9A7B14AA7C0F6D52.tdx2?sequence=1 (Consulta: 23 de julio 2012).
34. PLANES, S. y CARRERO, J (1995). Plagas del Campo. Ediciones Mundi-Prensa. México.

35. PLANES, S. y CARRERO, J (2008). Plagas del Campo. 13° Edición revisada y ampliada. Ediciones Mundi-Prensa. México.
36. SAINI, E. D.; CERVANTES, V. y ALVARADO, L. (2003). Efecto de la Dieta, Temperatura y Hacinamiento, sobre la Fecundidad, Fertilidad y Longevidad de *Orius insidiosus* (Say) (Heteroptera :Anthocoridae). RIA, 32 (2): 21-32 ISSN 0325 – 8718 INTA, Argentina (en línea). Disponible en versión pdf.
<http://www.biblioteca.org.ar/libros/210079.pdf>. (Consulta: 10 de setiembre 2012).
37. SALAS, J. (1995). *Orius insidiosus* (Hemiptera:Anthocoridae) SU PRESENCIA EN LA REGIÓN CENTRO OCCIDENTAL DE VENEZUELA. FONIAP. Centro de Investigaciones del Estado de Lara. Apdo. 592. Barquisimeto.Venezuela. Agronomía Trop. 45(4):637-645.1995 (en línea). Disponible en:
http://sian.inia.gob.ve/repositorio/revistas_ci/Agronomia%20Tropical/at4504/arti/salas_j.htm. (Consulta: 03 de junio 2013).
38. SALAS, M. D. y SALAZAR S., E. (2003). Importancia del uso Adecuado de Agentes de Control Biológico. Instituto de Ciencias Agrícolas. Universidad de Guanajuato. Laboratorio de Reproducción de Organismos Benéficos CESAVEG-ICA (en línea). Disponible en versión pdf.
<http://www.actauniversitaria.ugto.mx/index.php/acta/article/download/271/249>
(Consulta: 25 de febrero 2013).
39. SÁNCHEZ, F. (1994). Control Biológico de Plagas en Invernadero: Araña roja, Mosca blanca, Pulgones y Trips. Ediciones Mundi-Prensa. Castello, Madrid.

40. SANTAMARINA (2004). Control Etológico (en línea). Disponible en versión pdf.
http://ing.santamarina.tripod.com/sitebuildercontent/sitebuilderfiles/control_etologico_ppt.pdf (Consulta: 30 de agosto 2012).
41. SARMIENTO, J. (1985). Evaluación y Crianza de Insectos. Departamento de Entomología, Universidad Nacional Agraria La Molina- Lima, Perú.
42. SOLID-PERÚ (2008). Conociendo la Cadena Productiva de la Tuna y Cochinilla en Ayacucho. (en línea). Disponible en versión pdf.
<http://www.solidperu.com/upl/1/default/doc/Conociendo%20la%20cadena%20productiva%20de%20la%20tuna%20y%20cochinilla%20en%20Ayacucho.pdf>. (Consulta: 31 de agosto 2012).
43. TRABANINO, R. (2010). Manual de Técnicas para la Conservación, Almacenaje, Empaque y Transporte en Campo de *Orius insidiosus*. Carrera de Ciencia y Producción Agropecuaria. Escuela Agrícola Panamericana Zamorano, Honduras (en línea). Disponible en:
http://www.cobiho.org/joomla/index.php?option=com_zj_downloads&view=category&id=7:Orius%20insidiosus&Itemid=7 (Consulta: 25 de enero 2013).
44. URBANEJA, A.; RIPOLLÉS, J. L.; ABAD, R.; CALVO, J.; VANACLOCHA, P.; TORTOSA, D. *et. al* (2005). Importancia de los Artrópodos Depredadores de Insectos y Ácaros en España. *Bol. San. Veg. Plagas*, 31: 209-223. (en línea). Disponible en versión pdf.

http://www.magrama.gob.es/ministerio/pags/Biblioteca/Revistas/pdf_plagas%2FBSVP-31-02_209-223.pdf (Consulta: 20 de marzo 2013).

45. VAN DRIESCHE, R; HOODLE, M.S. Y CENTER, T. D. (s.f.). Control de Plagas y Malezas por Enemigos Naturales. The Forest Health Technology Enterprise Team. United States Department of Agriculture (en línea). Disponible en versión pdf.

<http://www.agroeco.org/socla/pdfs/control-biologico-libroUCR.pdf>. (Consulta: 25 de febrero 2013).

46. VÁSQUEZ, L. DEL R. (2011). Caracterización, Rescate y Conservación de Tuna (*Opuntia ficus-indica*) en las provincias de Carchi, Imbabura y Pichincha. Informe Final del Proyecto de Investigación. Escuela de Ciencias Agrícolas y Ambientales. Pontificia Universidad Católica sede Ibarra PUCE-SI, Ecuador (en línea). Disponible en versión pdf.

http://publicaciones.pucesi.edu.ec/tesis/2012/tesis_4.pdf. (Consulta: 02 de marzo 2013).

47. WIKIPEDIA (2013). *Orius insidiosus* (en línea). Disponible en versión en:

http://es.wikipedia.org/wiki/Orius_insidiosus(Consulta: 10 de enero 2013).

ANEXOS

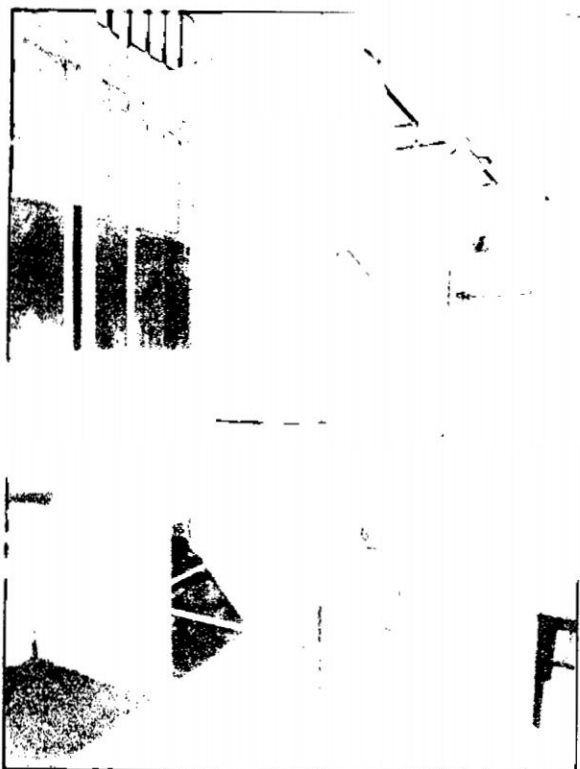
ANEXO 1: CRIANZA DE LA POLILLA DE LOS CEREALES *Sitotroga cerealella* Olivier.

El primer ensayo se llevó a cabo en el Laboratorio de Crianza de Insectos Útiles - UNSCH de enero a julio de 2012 con un rango promedio de temperatura de 14-25°C y 30 -50% humedad relativa, y el segundo ensayo se realizó de mayo a setiembre de 2012, con el objetivo de obtener finalmente huevos.

A. Adquisición y construcción de Equipos para la crianza de *S. cerealella*

A.1 Cilindro de emergencia de adultos.

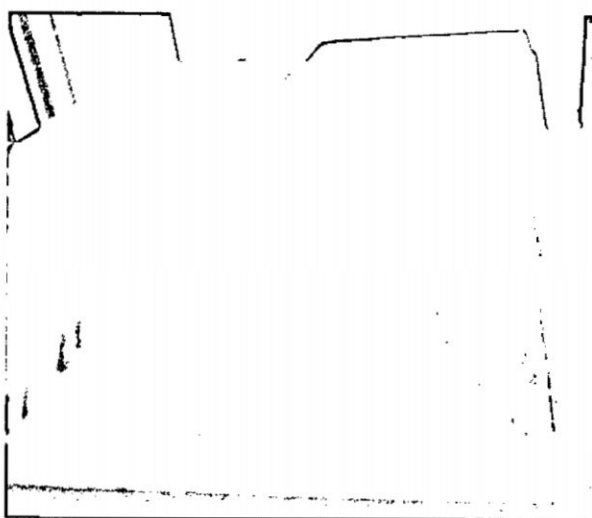
Los equipos fueron contruidos de cilindros de metal, cuyas dimensiones fueron de 58cm de diámetro por 45 cm de altura, donde albergaron 5 bastidores en su interior. Los cilindros fueron colocados en una estructura de metal (estante). La estructura metálica que soportó los cilindros midieron 210 cm de altura por 75 cm de ancho, con cuatro patas de 30 cm de altura, en total fueron dos estructuras metálicas que albergaron 4 cilindros de crianza.



Gabinetes de producción de *Sitotroga cerealella*

A.2 Los Bastidores

Los bastidores fueron construidos de madera, cuyas dimensiones fueron 26 cm de largo por 23 cm de ancho y 4 cm de altura, que tuvo una capacidad para 2.392 kg de granos de trigo.



Bandejas con trigo

B. Materia prima utilizado en la reproducción masiva de *Sitotroga cerealella*

El sustrato utilizado fue trigo, el cual fue colocado en bandejas.

C. Proceso de Producción de huevos de *Sitotroga cerealella*

Se describe el proceso de producción de huevos de *Sitotroga cerealella*, el cual tuvo 4 etapas.

Primera etapa: incubación

Esta etapa se llevó a cabo en el ambiente de incubación, inicialmente se utilizaron huevos de *Sitotroga cerealella* comprados de SENASA – Lima, estos fueron desinfectados sumergiéndolos en un acaricida durante 2- 3 minutos, luego fueron lavados con abundante agua y se dejó secar.

Posteriormente se hizo la siembra de huevos. La siembra es el proceso por el cual los granos de trigo fueron infestados con huevos de *Sitotroga*. Una vez que eclosionaron los huevos, las larvas se introdujeron dentro del grano para alimentarse.

El trigo infestado se mantuvo incubado durante 45 días para permitir el desarrollo de las larvas. Después de este periodo se colocó las bandejas en los cilindros en la Sala de Emergencia de adultos. El gabinete con el marco de siembra permaneció durante 145 días en la Sala de Emergencia de adultos.



Infestación de trigo con huevos de *Sitotroga cerealella*

Segunda etapa: Emergencia de adultos

Las bandejas que contenían los granos de trigo infestados, después de un periodo de días, fueron llevados a otro ambiente, donde se obtuvo adultos. Las bandejas fueron colocadas en los cilindros. Luego de 7-8 días se esperó la emergencia de adultos. Los adultos emergidos fueron retirados conjuntamente con el envase, el envase retirado fue reemplazado por otro. Esta labor fue hecha cada dos días.

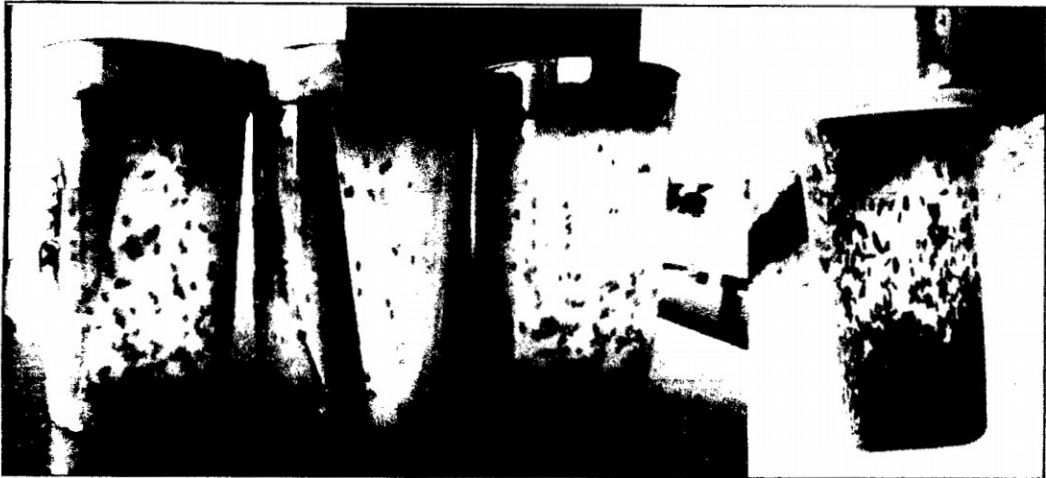
Tercera Etapa: Extracción de adultos y huevos.

Esta se realizó en la sala de extracción, donde fueron llevados todos los envases que contenían adultos. La colecta de huevos se hizo utilizando un pincel, los huevos fueron vaciados a otro envase con tamiz, estos fueron llevados fuera del ambiente de laboratorio donde fueron tamizados, separándolos de las escamas y otro tipo de impurezas. Luego los huevos fueron nuevamente tamizados y venteados. Posteriormente los huevos fueron pesados y guardados en un refrigerador.

Cuarta Etapa: Ovoposición

Los adultos recolectados de los envases de ovoposición fueron puestos en otros envases y llevados al ambiente de ovoposición en donde continuaron apareándose. Con esto se pretendió aprovechar al máximo los adultos para la producción de huevos.

Los adultos permanecen en estos envases un promedio de 7-8 días máximo hasta su muerte.



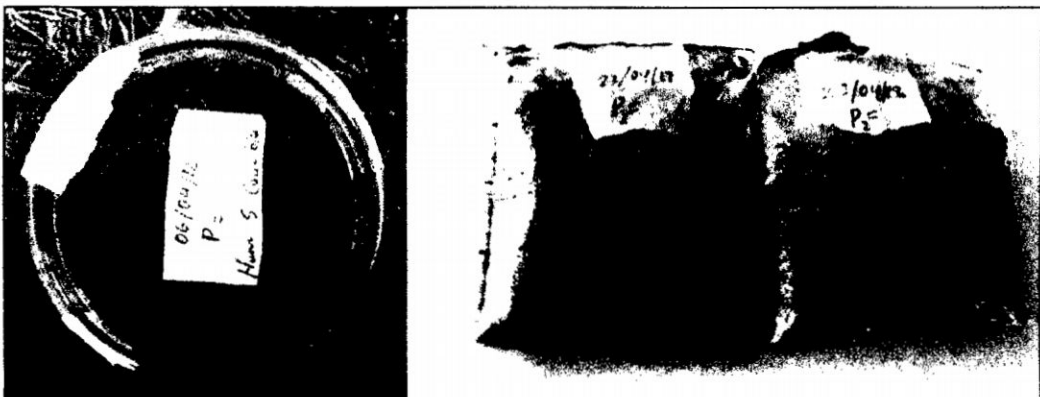
Recolección de adultos y traslado para la ovoposición de *Sitotroga cerealella*

D. Utilización de los huevos de *Sitotroga cerealella*

Una vez recolectado los huevos pueden tener tres vías de utilización; primero, huevos destinados a nuevas infestaciones. Estos pueden ser conservados a temperaturas entre 8-10°C, por un periodo máximo de 20 días, en refrigeración.

Según Amaya (1993) citado por Pérez y Pacheco (2002), se pueden conservar en frío a temperaturas entre 2-4°C, por un máximo de 30 días.

Según Amaya (1993) citado por Pérez y Pacheco (2002), pasado este tiempo el porcentaje de emergencia de las larvas de *Sitotroga cerealella* reduce de un 35-50 %. Los huevos destinados a la multiplicación de *Trichograma*, deben ser completamente blancos, máximo dos días de ovopositado. Los huevos pueden ser utilizados para alimentar a *Orius insidiosus* predador de *Franklinella* sp.



Huevos de *Sitotroga cerealella* para su conservación.

E. Porcentaje de infestación de larvas en las bandejas de incubación.

Una vez concluida la etapa de producción se escogieron 10 muestras al azar de 100 granos de trigo, tomadas de las bandejas de incubación, se procedió a contar el número de granos vanos por muestra para hacer el cálculo de la variable.

F. Número de muertos adultos por gramo.

En la etapa de producción del gabinete se pesaron 4 muestras de muertos adultos para hallar el número de adultos muertos que integran un gramo de peso, para ello se utilizó una balanza analítica, finalmente se obtuvo el promedio de número de adultos muertos presente en un gramo de peso.

G. Número de huevos de *Sitotroga cerealella* en un gramo

Se pesaron 5 muestras de un gramo de huevos blancos de *Sitotroga cerealella* y se contó el número de huevos en cada gramo y se calculó el promedio.

I. Análisis de datos.

Se realizó un Análisis Estadístico descriptivo con sumatoria, promedio, medidas de dispersión, porcentaje y gráficos lineales.

J. Primer ensayo

Tratamiento del Substrato

El tratamiento que se realizó al trigo fue hidrotérmico; consistió en colocar el trigo en una malla dentro de una olla con agua hirviendo durante 3 minutos, luego fue escurrido y secado.

Los huevos de *Sitotroga cerealella* obtenidos en el laboratorio, no fueron desinfectados. La proporción de huevos y granos de trigo fue 1.5:1.8 (1.5 g de huevos para 1.8 kg de granos de trigo).

Infestación de los granos de trigo con huevos de *Sitotroga cerealella*

Los huevos de las polillas adquiridas de la SENASA – Lima, fueron infestados a los granos de trigo, previamente el trigo fue pesado y colocado en las bandejas ésta se realizó en el laboratorio.

En cada una de las bandejas se colocó 1.8 kilos de trigo y se infesto con 1.5 g de huevos de *Sitotroga cerealella*. Se infestó en total 20 kilos de trigo con 16 gramos de huevos de *Sitotroga cerealella* distribuidas en 11 bandejas, éstas bandejas fueron colocados en la mesa y cubierta con papel toalla.

Desinfección de Equipos

Antes de usar los equipos, estos fueron desinfectados cuidadosamente utilizando un soplete.

Colocación de Bandejas

Luego de seis semanas las bandejas con el trigo infestado con *Sitotroga cerealella* fueron colocados en los cilindros. Las bandejas fueron instalados en el cilindro previa evaluación del grano, cuando los huevos habían eclosionado y estaban en el estado larval y pupa, este estado se determinó mediante las evaluaciones y cuando la temperatura aumentó en el trigo infestado, este nos indicó la pronta emergencia de las polillas adultas (7-10 días).

Armado de gabinetes

Los bastidores con el trigo fueron colocados dentro del cilindro en forma transversal, uno encima de otro en forma cruzada, a continuación se colocó una tapa de tela en la parte superior y un embudo de plástico en la parte inferior; este último fue conectado a un recipiente de plástico para recepcionar los adultos.

Recepción de polillas adultas emergidas

El cambio del frasco para recuperar las polillas adultas fue interdiario.

Recuperación de Huevos

Con la ayuda de un extractor de aire y tamices se realizó la colecta de los huevecillos de los frascos donde se colocaron las polillas.

Limpieza de los Huevecillos

Los huevecillos fueron limpiados de las escamas y de restos de la polilla mediante tamices con ayuda de un extractor de aire y de pinzas finas.

Pesado de huevecillos

Una vez limpiado los huevecillos, fueron pesados en una balanza analítica para luego ser conservados.

Conservación de los huevecillos

Los huevecillos que fueron usados para una nueva infestación o parasitación pudieron conservarse hasta por 10 días a 4°C aproximadamente.

Los huevos para la crianza de *Orius insidiosus* se conservó en la refrigeradora, es decir fueron congelados en placas Petri y bolsitas de polietileno en el Laboratorio de Fitopatología – UNSCH.

Pesado de Polillas muertas

Las polillas muertas que se obtuvieron de los envases donde ovopositaron fueron pesados, luego se realizó el conteo de las polillas muertas por un gramo. Este índice nos permitió estimar la cantidad de polillas producidas por campaña.

K. Segundo Ensayo

Tratamiento del Substrato

Los huevos de *Sitotroga cerealella* fueron desinfectados con una acaricida (de acuerdo a la dosis recomendada), fueron sumergidas en la solución por 3 minutos, luego se realizó el lavado con abundante agua y finalmente fueron puestos a secar a la intemperie.

El tratamiento que se realizó al trigo fue hidrotérmico; consistió en colocar el trigo en una malla dentro de una olla con agua hirviendo durante 3 minutos, para luego escurrir y dejar secar.

Infestación de los granos de trigo con huevos de *Sitotroga cerealella*

El trigo fue infestado con huevos de *Sitotroga cerealella* en una proporción de 1:1 (1g de huevos para 1kg de granos de trigo). En cada una de las bandejas se colocó 5 kilos de trigo y se infestó con 5g de huevos de *Sitotroga cerealella*. Se infestaron 15 kilos de trigo en 3 bandejas distintas al de la crianza (el fondo sin malla), las bandejas fueron colocadas en la mesa y cubiertas con papel toalla.

Desinfección de Equipos

Antes de usar los equipos fueron desinfectados cuidadosamente utilizando un soplete.

Colocación de Bandejas

Luego de seis semanas las bandejas con el trigo infestado con *Sitotroga cerealella* fueron transferidas a las bandejas de crianza (el fondo con malla) y fueron colocados en los cilindros. A cada bandeja se colocó 1.5 kg de trigo, en total se utilizaron 10 bandejas. Las bandejas fueron instalados en el cilindro previa evaluación del trigo, cuando los huevos eclosionaron y estaban en el estado de larva y pupa.

Armado de gabinetes

Los bastidores con el trigo se colocaron dentro del cilindro en forma transversal uno con respecto al otro, en cada cilindro se colocaron cinco bandejas, finalmente el cilindro fue tapado con tela en la parte superior y se confeccionó un embudo de plástico y fue acoplado en la parte inferior.

Recolección de adultos

El cambio del frasco para recuperar las polillas adultas fue interdiario.

Recuperación de Huevos

Con la ayuda de un extractor de aire y de unos tamices se realizó la colecta de los huevecillos de los frascos donde se colocaron las polillas.

Limpieza de los Huevecillos

Los huevecillos recolectados fueron limpiados de escamas y restos de polillas, esto con la ayuda de tamices, un extractor de aire y de pinzas finas.

Pesado, conservación de huevecillos y polillas

Una vez limpiado los huevecillos fueron pesados en una balanza analítica y embolsada para su conservación. Con respecto a las polillas muertas, fueron pesadas estableciendo el número de polilla por gramo de peso. Todo el procedimiento fue similar al de la primera crianza.

Resultados de la primera crianza: Ciclo biológico y producción de huevos de *Sitotroga cerealella*.

Ciclo biológico de *Sitotroga cerealella*

A. Estado de huevo de *Sitotroga cerealella*

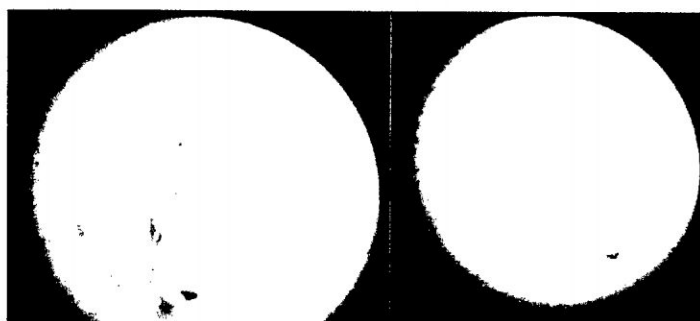
Los huevos son de color blanco, tornándose anaranjado a medida que se desarrolla el embrión. El cambio de color de los huevos inicia a los 2 o 3 días de ovopositados, se vuelven anaranjados a los 9 o 10 días. La eclosión de los huevos ocurre de 15 a 16 días de haber sido ovopositados.



Huevos de *Sitotroga cerealella* en diferentes grados de incubación

B. Estado de larva de *Sitotroga cerealella*

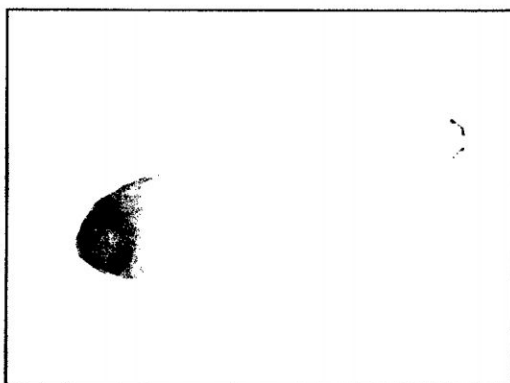
La larva presenta una cabeza pequeña y patas muy pequeñas casi rudimentarias, de color blanco lechoso. Las larvas se observaron a los 40-50 días de infestación.



Larvas de *Sitotroga cerealella*

C. Estado de Pupa de *Sitotroga cerealella*

La pupa es obtecta o crisálida de color café. Larva empupa dentro del grano. Las pupas se observaron a los 40-50 días de infestación.



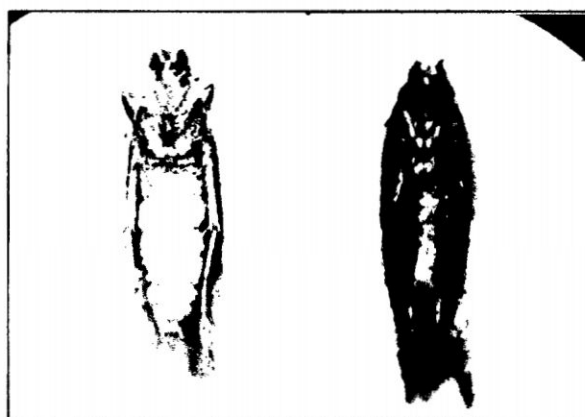
Pupa de *Sitotroga cerealella*

D. Estado adulto de *Sitotroga cerealella*

El adulto es de tamaño pequeño, está recubierto de escamas brillantes de color dorado, vive en promedio aproximadamente 6 días. En el Cuadro se plasma las diferencias morfológicas para reconocer una hembra de un macho y en la Fotografía se aprecia la diferencia a nivel del abdomen. Las polillas adultas emergieron a los 51-55 días de infestación.

Cuadro: Diferencias morfológicas entre la hembra y el macho de *Sitotroga cerealella*

HEMBRA	MACHO
Abdomen redondo	Abdomen cuadrado
Tamaño: longitud 5.57 mm, ancho 1.32 mm	Tamaño: longitud 4.63 mm, ancho 1.15 mm
Extensión de las alas 12.90 mm	Extensión de las alas 13.07 mm



Adultos de *Sitotroga cerealella*; a la izquierda hembra y a la derecha macho

Producción de huevos de *Sitotroga cerealella*

A un rango promedio de temperatura de 14-25°C y humedad relativa de 30-50%, el gabinete tuvo una producción promedio por día de 1.776 g de huevos; lo máximo recolectado por día fue 17.607g y el mínimo 0.535g de huevos. En total se obtuvo una producción de 238.343g huevos en un lapso de tiempo de 135 días.

La producción de huevos de la polillas colectadas varía en el tiempo interdiariamente, la mayor producción acontece en la etapa inicial de la crianza, posteriormente en forma gradual la producción decrece con algunos altibajos.

Porcentaje de Infestación de los granos de trigo por *Sitotroga cerealella*

El porcentaje de infestación de los granos de trigo por de *Sitotroga cerealella* fue de 98.2% en el periodo del 27 de enero al 03 de agosto de 2012.

Cuadro: Porcentaje de Infestación de los granos de trigo por *Sitotroga cerealella*

NÚMERO DE MUESTRAS	1	2	3	4	5
Número de granos	100	100	100	100	100
Granos perforados	99	97	100	95	100
% de Infestación	99	97	100	95	100
PROMEDIO DE INFESTACIÓN = 98.2%					

Número de adultos muertos de *Sitotroga cerealella* en un gramo

La producción total de adultos recolectados del gabinete al final del ensayo fue de 679.796 g con un promedio de 5.036g por día. Lo máximo de adultos recolectados en un día fue de 105.337g y el mínimo 2.228 g.

Cuadro: Número de adultos muertos de *Sitotroga cerealella* por un gramo de peso.

NÚMERO DE MUESTRAS	1	2	3	4
Peso	1gr	1gr	1gr	1gr
Número de adultos	437	557	621	664
PROMEDIO DE ADULTOS MUERTOS POR GRAMO = 569.75 Adultos/g				

Número de huevos de *Sitotroga cerealella* en un gramo

En el Cuadro, se aprecia la cantidad de huevos por gramo de peso. Este índice calculado indique que en promedio por gramo de peso hay 4,0016 huevos de *S. cerealella*.

Cuadro: Número de huevos de *Sitotroga cerealella* en un gramo

NÚMERO DE MUESTRAS	1	2	3	4	5	PROMEDIO
Nº- huevos/0.1gr	3815	4247	3775	3982	4189	4001.6
Nº- huevos/1gr	38150	42470	37750	39820	41890	40016

Segunda crianza: Ciclo biológico y producción de huevos *Sitotroga cerealella*

En el Laboratorio de la Crianza de Insectos Útiles – UNSCH se determinó el ciclo biológico de *Sitotroga cerealella* por una segunda vez.

El ciclo biológico de *Sitotroga cerealella*

En ciclo biológico fue similar al primer ensayo.

Producción de huevos de *Sitotroga cerealella*

A un rango promedio de temperatura de 14-25°C y humedad relativa de 30-50%, en el gabinete hubo un promedio por día 0.997 g de huevo, el máximo recolectado por día fue de 8.2 g y el mínimo 0.483 g de huevo. Se obtuvo una producción total de 65.78 huevos en un lapso de tiempo de 66 días, pudiendo alargarse este periodo por unos dos meses.

Porcentaje de Infestación de granos de trigo por *Sitotroga cerealella*

El porcentaje de infestación de granos de trigo por *Sitotroga cerealella* fue 72.8% en el periodo de 19 de abril al 24 de agosto de 2012.

Cuadro: Porcentaje de Infestación de los granos de trigo por *Sitotroga cerealella*

NÚMERO DE MUESTRAS	1	2	3	4	5
Número de granos	100	100	100	100	100
Granos perforados	72	72	71	69	80
% DE INFESTACIÓN	72	72	71	69	80
PROMEDIO DE = 72.8 %					

Número de adultos muertos en un gramo de *Sitotroga cerealella*

El número de adultos muertos de *Sitotroga cerealella* en un gramo fue similar al primer ensayo.

La producción total de adultos recolectados del gabinete al final del ensayo fue de 147.297g, en promedio 2.232 g por día, con un máximo 31.059 g y un mínimo de 3.112g por día.

Número de huevos de *Sitotroga cerealella* en un gramo

El número de huevos de *Sitotroga cerealella* en un gramo fue similar al primer ensayo.

Problemas que se pueden presentar en la cría de *Sitotroga cerealella*

En la cría masiva de *Sitotroga cerealella* no se ha presentado problemas de ácaros, a pesar que Whu (2008) y otros autores señalan que es el principal problema que ocurre en este tipo de crianzas.

ANEXO 2: CRIANZA DE *Orius insidiosus*

El *Orius insidiosus* fue adquirida de SENASA – Lima, para una liberación en una cantidad de un millar y media, de los cuales fue liberado un millar, quedando únicamente medio millar en el Laboratorio de Crianza de Insectos Útiles; el primer ensayo se llevó a cabo octubre de 2011 hasta marzo 2012 y de marzo a

mayo de 2012 el segundo ensayo, con un rango de temperatura de 10-25°C y 30-50% de humedad relativa promedio.

A. Primer ensayo: La unidad experimental fue un recipiente de plástico de 3 L donde se colocó los *Orius insidiosus* en estado ninfa y adulto, papel picado, flores de tuna y su alimento, se tapó la parte superior del recipiente con tela blanca y se colocó su tapadera original previamente agujereada para permitir la ventilación.

Se estableció una unidad de cría con 500 insectos en estado de ninfa y adulto. Se utilizaron *Frankliniella* sp. y polen como alimento y cinco flores de tuna para la ovoposición. Se recolectaba *Frankliniella* sp. del centro experimental de Canaán de las flores de girasol, de yuyo (*Brassica campestris*), y de las hojas de la cebolla (*Allium cepa*). La cantidad que se recolectaba era aproximadamente un millar de *frankliniella* sp cada 4 a 5 días. Las flores de la tuna se recolectaba de la localidad de Huanta y de la ciudad Universitaria – UNSCH.

Cuatro a cinco días después de la instalación se cosecharon las flores, estas fueron acondicionados en nuevos recipientes de plástico, al séptimo día después del acondicionamiento se sacaron las flores para observar con ayuda del estereoscopio las ninfas o los huevos que eclosionaron. Las ninfas que se obtenía, nuevamente se colocaba al recipiente donde estaban los adultos. La población no se incrementaba porque este manejo que se estaba desarrollando no era adecuado, es posible que hubiera canibalismo por cuanto la población de *Orius* no se incrementaba ni disminuía.

B. Segundo ensayo: Se usó el método de producción de *Orius insidiosus* que emplea el Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA) de Lima - Perú (Whu, 2008). El material vegetativo de ovoposición se obtuvo de una plantación de camote de la ciudad universitaria – UNSCH y las vainitas se compraron del mercado Nery García.

La unidad experimental de cría de *O. insidiosus* fue un recipiente de plástico cuadrado de 4 L de capacidad, donde se colocó el alimento, papel picado, esquejes, vainitas y los insectos adultos, se tapó la parte superior del recipiente

con tela blanca y se colocó su tapa original previamente agujereada para permitir la ventilación.

Se establecieron dos unidades de cría o matrices con 1000 insectos cada una en estado de ninfa y adulto comprados de SENASA Perú. Se utilizaron huevos de *Sitotroga cerealella* como alimento y 15-18 esquejes o vainitas por cada unidad. En una unidad se distribuyeron 15 – 18 esquejes de camote y en otra 15 -18 vainitas, para evaluar la ovoposición en el material vegetativo. Se utilizó 4 g de alimento para 1000 insectos.

Tres días después de establecer las matrices se cosecharon los esquejes y las vainitas, y se contaron los huevos de *Orius insidiosus* con la ayuda del estereoscopio. Estos esquejes se sembraron en nuevos recipientes de plástico con la diferencia de que se cubrió la parte superior con papel A4 y goma para evitar que las ninfas se escaparan.

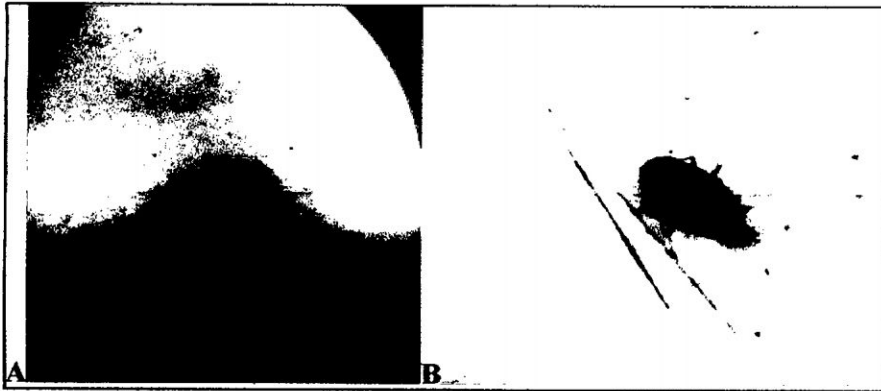
Al séptimo día después de siembra se sacaron los esquejes para contar con ayuda del estereoscopio la cantidad de huevos que eclosionaron. Con estos datos se determinó la emergencia de los huevos. Las ninfas se aislaron a otro envase para evitar el canibalismo.

El esqueje de camote se seleccionó con 10 a 15 cm de largo, se quitaron todas las hojas excepto las del brote.

La ración de alimento utilizada fue la recomendada por SENASA, para la producción de *Orius insidiosus* fue de 3 – 4 g de huevos de *Sitotroga cerealella* para una unidad de cría de 1000 individuos (Whu, 2008).



Materiales para la ovoposición de *Orius insidiosus*; vainita y esquejes de camote.



Orius insidiosus, A, adulto, B, ninfa

Resultados del ciclo biológico de *Orius insidiosus*

Se tuvo problemas en aislar huevo de *O. insidiosus* debido a su pequeño tamaño y fragilidad, pero se estima que duró la incubación 7-8 días; el desarrollo de ninfa fue de 14-15 días, es decir las ninfas llegan a ser adultos a los 24-25 días. No se determinó en número de días de sobrevivencia de los adultos y el número de huevos por hembra.

Los datos obtenidos anteriormente guardan relación con lo reportados por los siguientes autores: Bush (1993) citado por Massó *et.al* (s.f.), determinó un período de ovoposición de 3.8 a 4.7 días en chinches criados con huevos de *H. virescens* y vainas de habichuelas como sustrato de ovoposición, y un tiempo de desarrollo de 11.1 días. Los huevos por día/hembras fueron 6.8 y la fecundidad de 121.1 y la longevidad de la hembra de 26.1 días. Nájera y Souza (2010), menciona que en condiciones de laboratorio, el desarrollo desde huevo hasta adulto dura 20 días aproximadamente, las hembras ponen un promedio de 130 huevos durante su vida, los adultos viven 35 días en promedio.

Resultados de la producción de *Orius insidiosus*

La producción no fue satisfactoria, es decir la población no se incrementaba pero si se mantenía, esto podría haber sido por diferentes causas o factores tales como la temperatura del ambiente, humedad relativa y la alimentación de las ninfas y adultos; dichos factores podrían haber influido en la ovoposición y la fecundidad, puede que las temperaturas y humedad relativa no eran las adecuadas, tal como lo

señala Saini *et.al* (2003), quienes determinaron que la fecundidad aumenta con el incremento de la temperatura y con el nivel de dieta suministrado. La longevidad de los individuos es afectada en forma inversa por el aumento de la temperatura, independientemente del nivel de dieta, *Orius insidiosus* se desarrolla convenientemente entre los 25 y 30°C, con un suministro de alimento de 3mg de huevos de *Sitotroga cerealella* por individuo, cada tres días, en recipientes grandes que contienen entre 50 y 100 individuos.

La alimentación que se realizó en el primer ensayo fue a base de polen y *Frankliniella* sp, pero la población no se incrementó pero si se mantuvo, la cantidad proporcionada de *Frankliniella* sp. fue aproximadamente de un millar cada 4 a 5 días y 4-5 flores de tuna para proporcionar el polen.

La alimentación que se proporcionó en el segundo ensayo fue para 7 días, una cantidad de 4g de huevos de *Sitotroga cerealella* para 1000 unidades de *Orius insidiosus*, pero se apreciaba que los huevos se deshidrataban al término de 4-5 días, por ello se proporcionó los huevos como alimento cada 3-4 días en una cantidad de 2g para 1000 unidades de *Orius insidiosus*. Por lo anterior se tuvo que modificar lo recomendado por Whu (2008): de 3 – 4 g de huevos de *Sitotroga cerealella* para unidades de cría de 1000 individuos, cada 7 días.

ANEXO 3: Tablas para la evaluación quincenal del número de trips y *Orius insidiosus* por flor de tuna

Trips/flor					<i>Orius insidiosus</i> /flor				
SURCO	F1	F2	F3	Promedio	SURCO	F1	F2	F3	Promedio
I					I				
II					II				
III					III				
IV					IV				
Fecha		Promedio			Fecha		Promedio		

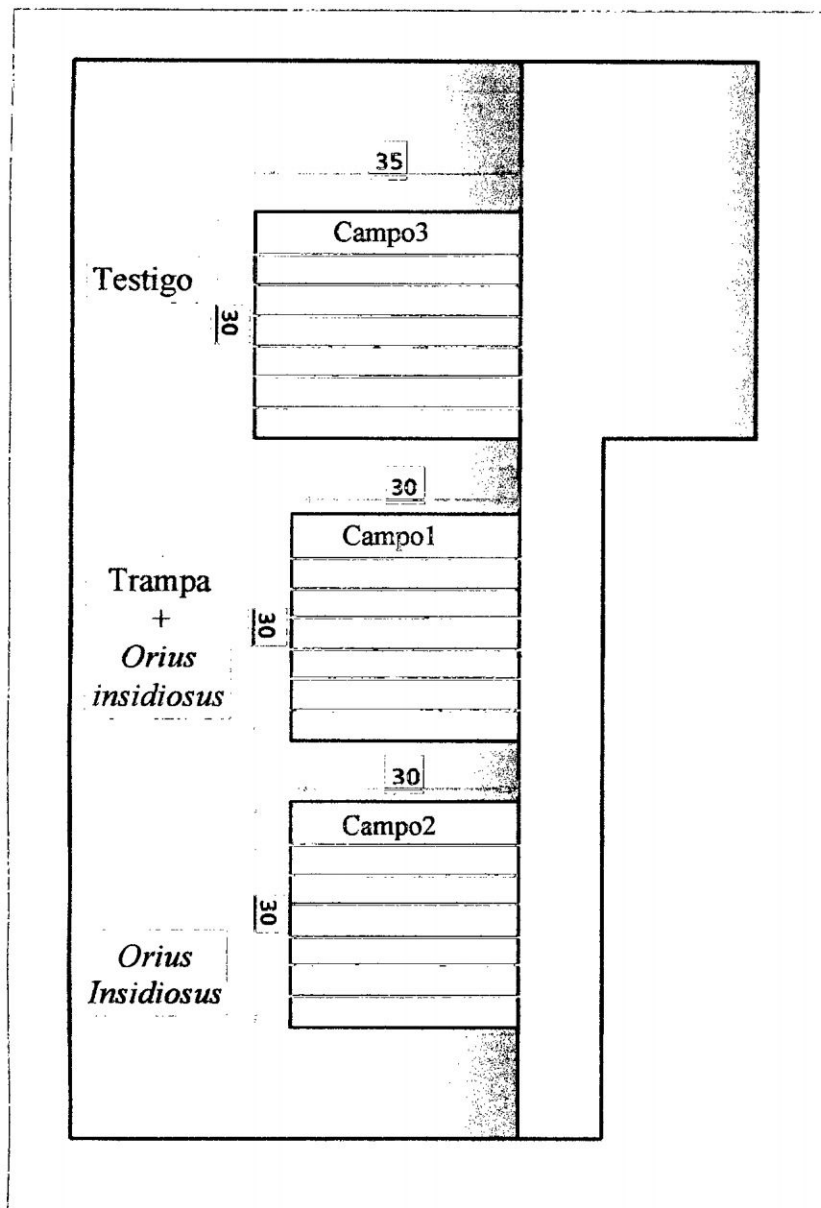
ANEXO 4: Tablas para la evaluación quincenal del número de trips y *Orius insidiosus* por trampa pegante

Trips/trampa					<i>Orius insidiosus</i> /trampa				
SURCO	P1	P2	P3	Promedio	SURCO	P1	P2	P3	Promedio
I					I				
II					II				
III					III				
IV					IV				
Fecha		Promedio			Fecha		Promedio		

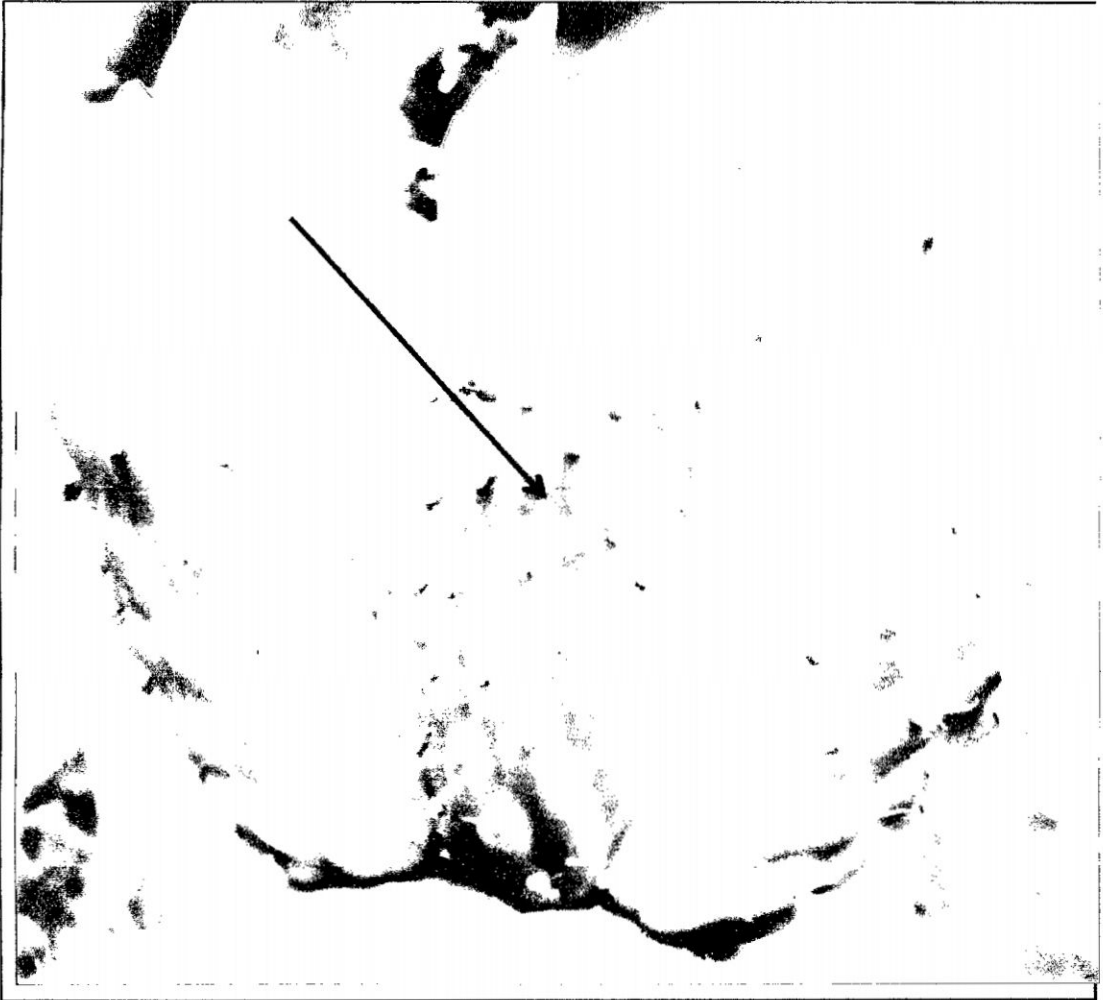
ANEXO 5: Tablas para la evaluación quincenal del grado de daño ocasionado por el trips

Fecha	Campo:											
Fruto	F1	F2	F3	F4	F5	F6	F7	F8	F9	F10	F11	F12
Grado												
Prom. Grad. Daño												
%incidencia												

ANEXO 6: Croquis de los campos (terreno con cultivo de tuna)



ANEXO 7: Flor de tuna infestada por el trips



ANEXO 8: A, Fruto cuajado ovopositado por el trips; B, Fruto donde ya eclosionó algunos huevos del trips



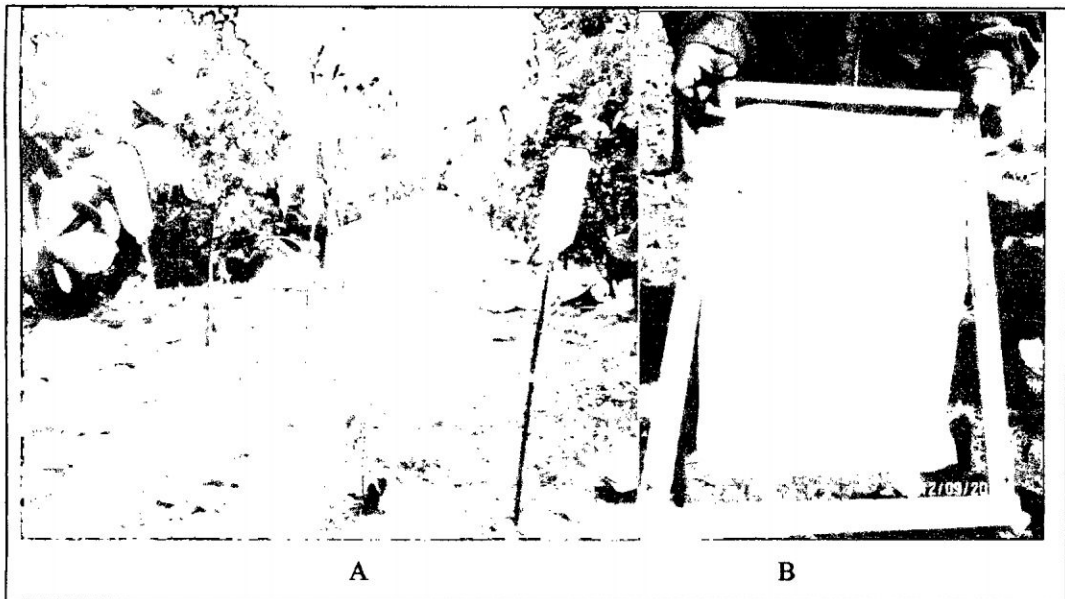
ANEXO 9: Daños ocasionados por el trips en los frutos de la tuna



ANEXO 10: Forrado y untado con temocid de las trampas amarillas



ANEXO11: A, Trampas amarillas instaladas en el campo; B, trampas colocadas en el bastidor para su traslado al laboratorio.



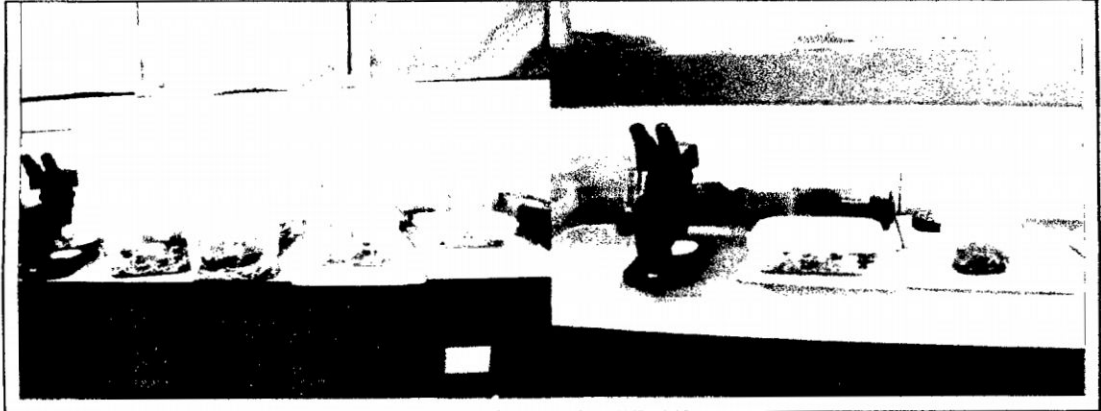
ANEXO 12: Liberación de *Orius insidiosus*



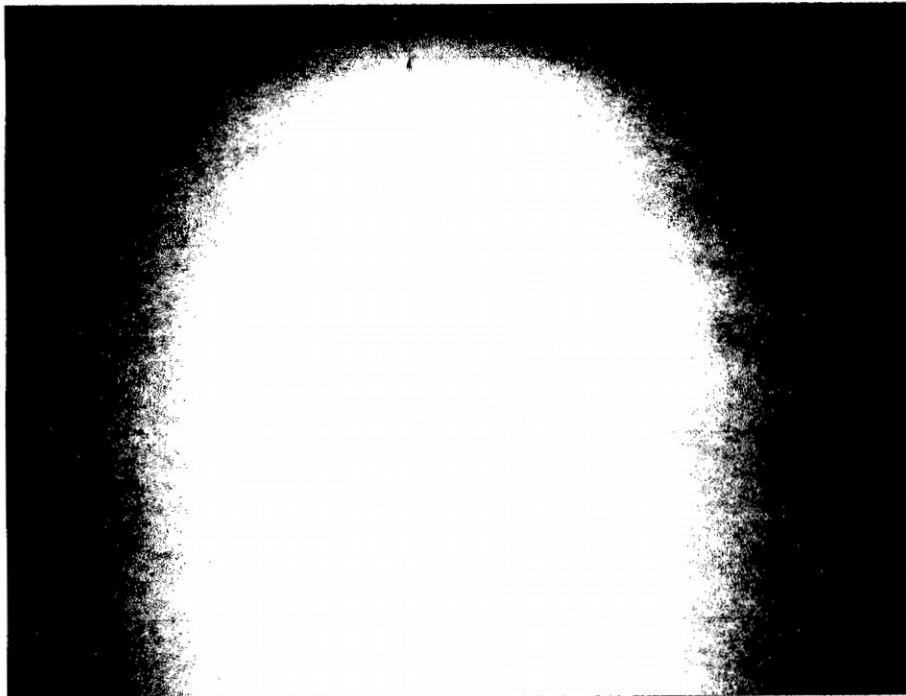
ANEXO 13: *Orius insidiosus* repartidas en los envases para su traslado y liberación en el campo.



ANEXO14: Crianza de *Orius insidiosus* en el Laboratorio



ANEXO15: Huevo de *Frankliniella* sp. extraídas de la flor de tuna en el laboratorio



ANEXO 16: Lavado, medición y toma de fotografías de los frutos



ANEXO17: frutos con diferentes grados de daño causado por el trips



ANEXO 18: Liberación de *Orius insidiosus* en las plantaciones de tuna en Huanta

