

**Universidad Técnica de Manabí**  
**Facultad de Ingeniería Agronómica**

Previo a la Obtención del Título de:  
Ingeniero Agrónomo

**“Prospección de la entomofauna benéfica asociada al cultivo  
de maíz (*Zea mays* L.) en Lodana, Manabí”**

**Autores:**

Vega Lucas Nexar Emiliano  
Zambrano Mero Jessica Daniela

**Tutor:**

Ing. Leonardo Solís Bowen Mg. Sc.

**Revisor:**

Ing. Milton Pinoargote Chérrez Mg. Sc.

Santa Ana, 2016

## **Dedicatoria**

Dedico este triunfo a Dios por darme, fuerza, paciencia y perseverancia.

A mis padres, Manuel Augusto Zambrano Figueroa y Ana María Mero Vergara por brindarme su apoyo, amor incondicional y por tener confianza en mí para cumplir este objetivo. A mis hermanas Dra. Andrea y Tatiana Zambrano Mero, por su comprensión, además por ser partícipes y acolitarme en el rescate y adopción de animales desprotegidos.

A mi gran amigo Andrés Marcelo Reyes Mero por demostrarme su sencillez y brindarme su amistad sincera, aunque ya no esté lo recordaré por siempre.

Al Ing. Sixto Muñoz Zambrano por darme su confianza, inculcarnos la importancia de los valores y proyectarme energía positiva cada día.

Daniela Zambrano Mero

## **Dedicatoria**

Dedico este triunfo a Dios por darme salud, iluminar mi camino, fortalecer mí mente y corazón.

A mis padres, José Leónidas Vega Bermúdez y Luz María Lucas Calderón, por ser los pilares fundamentales de mi vida, guías y consejeros, sin ellos no hubiese cumplido este objetivo.

A mis hermanas Martha y Katy, a mis hermanos Yandry, Edison y Fabián por llenar de alegría mi corazón y ofrecerme su apoyo moral.

Emiliano Vega Lucas

## **Agradecimiento**

Agradezco a Dios por brindarme fuerza, paciencia y perseverancia, para culminar mis estudios académicos, a mis padres por darme la oportunidad de estudiar, los sabios consejos y el apoyo moral los cuales me motivaron a superar las circunstancias difíciles y enfrentarlos con principios éticos y morales.

A mis hermanas por complementar mi felicidad y ofrecerme su comprensión.

A mis profesores que integran la Facultad de Ingeniería Agronómica quiero agradecerles por cultivar mi intelecto, guiarme en el proceso de formación académica, brindarme su confianza y especialmente aquellos que me inculcaron la importancia de los valores durante el diario vivir.

Al Director de tesis Ing. Leonardo Solís Bowen Mg. Sc., quien me brindó orientación durante el desarrollo del proyecto.

A mis compañeros por ofrecerme su amistad y compartir muchas experiencias durante la carrera y a los estudiantes de pasantía que me apoyaron durante la realización del trabajo de campo.

Daniela Zambrano Mero

## **Agradecimiento**

Agradezco a Dios por darme fuerza para superar los obstáculos, afrontarlos con sabiduría y cumplir esta meta.

A mis padres por brindarme su afecto, apoyo moral y económico durante el proceso de formación académica. A mis hermanos y hermanas por darme ánimo y comprensión.

A los profesores que integran la Facultad de Ingeniería Agronómica por impartir sus conocimientos, ser pacientes y enseñarme que la vida es una escuela de continuo aprendizaje y que esta meta no termina aquí sino que represente el comienzo de nuevos retos.

Al Director de tesis Ing. Leonardo Solís Bowen Mg. Sc., quien me brindó orientación durante el desarrollo del proyecto.

A la Ing. Susana García Álava y al grupo de estudiantes de pasantías por su colaboración en diversas actividades de campo.

A las personas que de manera desinteresada intervinieron en la realización del proyecto de tesis.

Emiliano Vega Lucas

## **Certificación**

Quién suscribe la presente señor Ing. Leonardo Solís Bowen Mg. Sc., docente de la Universidad Técnica de Manabí, de la Facultad de Ingeniería Agronómica; en mi calidad de Tutor del trabajo de Titulación **“Prospección de la entomofauna benéfica asociada al cultivo de maíz (*Zea mays* L.) en Lodana, Manabí”** desarrollada por la Srta. Jessica Daniela Zambrano Mero y el Sr. Nexar Emiliano Vega Lucas, en este contexto, tengo a bien extender la presente certificación en base a lo determinado en el Art. 8 del reglamento de titulación en vigencia, habiendo cumplido con los siguientes procesos:

-Se verificó que el trabajo desarrollado cumple con el diseño metodológico y rigor científico según la modalidad de titulación aprobada.

-Se asesoró oportunamente a los estudiantes en el desarrollo del trabajo de titulación.

-Presentaron el informe del avance del trabajo de titulación a la Comisión de Titulación Especial de la Facultad.

-Se confirmó la originalidad del trabajo de titulación.

-Se entregó al revisor una certificación de haber concluido el trabajo de titulación.

Cabe mencionar que durante el desarrollo del trabajo de titulación los profesionistas pusieron mucho interés en el desarrollo de cada una de las actividades de acuerdo al cronograma trazado.

Particular que certifico para los fines pertinentes.

Ing. Leonardo Solís Bowen Mg. Sc.

**TUTOR**

## **Declaración sobre los derechos del autor**

La responsabilidad del contenido de esta tesis de grado, así como las ideas, resultados, conclusiones y recomendaciones son de propiedad única y exclusiva de los autores, queda prohibida la reproducción total o parcial del mismo.

### **Autores**

-----  
**Egdo:** Nexar Emiliano Vega Lucas

-----  
**Egda:** Jessica Daniela Zambrano Mero

## Índice

Contenido	Páginas
Dedicatoria .....	2
Agradecimiento.....	4
Certificación.....	6
Declaración sobre los derechos del autor .....	7
Resumen .....	21
Summary .....	22
Introducción.....	23
Antecedentes .....	24
Justificación.....	25
Objetivos.....	26
A) General .....	26
B) Específicos.....	26
Capítulo primero .....	27
Marco Teórico.....	27
Origen del maíz.....	27
1.1. Importancia .....	27
1.2. Clasificación taxonómica .....	28
1.3. Descripción botánica.....	29
1.3.1. Sistema radicular .....	29
1.3.2. Tallo.....	29
1.3.3. Hoja .....	29
1.3.4. Inflorescencia .....	29
1.3.5. Fruto .....	30
2. Principales insectos plaga del cultivo de maíz .....	30
2.1. Cogollero del maíz: <i>Spodoptera frugiperda</i> Smith, 1797 .....	30
2.1.1. Importancia.....	30



2.1.2. Descripción.....	31
2.1.3. Ciclo de vida.....	31
2.1.4. Daño .....	32
<b>2.2. Barrenador del tallo: <i>Diatraea saccharalis</i> Fabricius, 1794.....</b>	<b>32</b>
2.2.1. Importancia.....	32
2.2.2. Descripción.....	33
2.2.3. Ciclo biológico .....	33
2.2.4. Daño .....	34
<b>2.3. Gusano medidor: <i>Mocis latipes</i> Guenée, 1852 .....</b>	<b>34</b>
2.3.1. Importancia.....	34
2.3.2. Descripción.....	34
2.3.3. Ciclo biológico .....	35
2.3.4. Daño .....	35
<b>3. Controladores biológicos insectiles del cultivo de maíz .....</b>	<b>36</b>
<b>3.1. Insectos benéficos .....</b>	<b>36</b>
<b>3.2. Insectos parasitoides .....</b>	<b>36</b>
<b>3.3. Clasificación de los parasitoides .....</b>	<b>37</b>
3.3.1. Por su localización en el hospedante .....	37
3.3.2. Por el número de individuos que emergen del hospedante .....	37
3.3.3. Por la estrategia de desarrollo que utilizan los parasitoides .....	38
3.3.4. Por el estado del hospedante que parasitan y emergen.....	38
<b>3.5. Insectos predadores.....</b>	<b>39</b>
<b>3.6. Clasificación de los insectos predadores .....</b>	<b>40</b>
3.6.1. Especialistas .....	40
3.6.2. Generalistas .....	40
<b>3.7. Familias de predadores importantes .....</b>	<b>40</b>
<b>Capítulo segundo .....</b>	<b>42</b>
<b>Principales insectos parasitoides y predadores del cultivo de maíz reportados en el Ecuador .....</b>	<b>42</b>
<b>2.1. Insectos parasitoides .....</b>	<b>42</b>
<b>2.2. <i>Trichogramma spp.</i> .....</b>	<b>42</b>

2.2.1. Importancia.....	42
2.2.2. Descripción.....	42
2.2.3. Ciclo de vida.....	43
<b>2.3. <i>Cotesia flavipes</i> Cameron, 1891 .....</b>	<b>44</b>
2.3.1. Importancia.....	44
2.3.2. Descripción.....	44
2.3.3. Ciclo de vida.....	44
<b>2.4. <i>Aphidius colemani</i> Viereck, 1912 .....</b>	<b>45</b>
2.4.1. Importancia.....	45
2.4.2. Descripción.....	45
2.4.3. Ciclo de vida.....	46
<b>2.5. <i>Gonatopus bartletti</i> Olmi, 1986 .....</b>	<b>47</b>
2.5.1. Importancia.....	47
2.5.2. Descripción.....	47
2.5.3. Ciclo de vida.....	47
<b>2.6. <i>Paratheresia claripalpis</i> Wulp, 1896.....</b>	<b>48</b>
2.6.1. Importancia.....	48
2.6.2. Descripción.....	48
2.6.3. Ciclo de vida.....	48
<b>2.7. Insectos predadores.....</b>	<b>48</b>
<b>2.8. <i>Chrysoperla externa</i> Hagen, 1861 .....</b>	<b>48</b>
2.8.1. Importancia.....	48
2.8.2. Descripción.....	49
2.8.3. Ciclo de vida.....	49
<b>2.9. <i>Hippodamia convergens</i> Guérin-Méneville, 1842 .....</b>	<b>50</b>
2.9.1. Importancia.....	50
2.9.2. Descripción.....	50
2.9.3. Ciclo de vida.....	50
<b>2.10. <i>Orius insidiosus</i> Say, 1832.....</b>	<b>51</b>
2.10.1. Importancia.....	51
2.10.2. Descripción.....	51
2.10.3. Ciclo de vida.....	52

<b>2.11. <i>Zelus renardii</i> Kolenati, 1856.....</b>	<b>52</b>
2.11.1. Importancia.....	52
2.11.2. Descripción.....	53
2.11.3. Ciclo de vida.....	53
<b>2.12. <i>Polistes dominulus</i> Christ, 1791.....</b>	<b>53</b>
2.12.1. Importancia.....	53
2.12.2. Descripción.....	54
2.12.3. Ciclo de vida.....	54
<b>3. Métodos de evaluación y herramientas de muestreo.....</b>	<b>54</b>
<b>3.1. Métodos de evaluación.....</b>	<b>54</b>
<b>3.2. Herramientas de muestreo.....</b>	<b>55</b>
<b>3.3. Clases de trampas.....</b>	<b>55</b>
3.3.1. Trampas de luz.....	55
3.3.2. Características de la trampa de luz.....	56
<b>3.4. Trampas de caída.....</b>	<b>56</b>
3.4.1. Características de las trampas de caída “Pitfall”.....	56
3.4.2. Sustratos de las trampas de caída.....	57
<b>3.5. Trampas cromáticas.....</b>	<b>57</b>
3.5.1. Características de las trampas cromáticas.....	58
3.5.2. Sustrato.....	58
3.5.3. Ubicación.....	58
<b>3.6. Trampas de succión.....</b>	<b>59</b>
<b>3.7. Red entomológica.....</b>	<b>59</b>
<b>4. Preservación de especímenes.....</b>	<b>59</b>
<b>4.1. Conservación de insectos.....</b>	<b>60</b>
<b>4.2. Reblandecimiento.....</b>	<b>60</b>
<b>5. Montaje de insectos.....</b>	<b>60</b>
<b>5.1. Etiquetación de insectos montados.....</b>	<b>61</b>
<b>Capítulo tercero.....</b>	<b>62</b>
<b>Diseño Metodológico.....</b>	<b>62</b>
<b>3.1. Ubicación del ensayo.....</b>	<b>62</b>

<b>3.2. Características climatológicas</b> .....	62
<b>3.3. Características de suelo</b> .....	62
<b>3.4. Materiales</b> .....	63
3.4.1. Material vegetal .....	63
3.4.2. Materiales para el muestreo y recolección .....	63
3.4.3. Materiales de laboratorio e insumos.....	63
3.4.4. Insumos y equipo.....	64
<b>3.5. Delineamiento Experimental</b> .....	64
<b>3.6. Manejo del ensayo</b> .....	64
3.6.1. Preparación del terreno .....	64
3.6.2. Siembra.....	64
3.6.3. Control de malezas .....	65
3.6.4. Fertilización.....	65
3.6.5. Control de insectos .....	66
3.6.6. Riego.....	66
3.6.7. Cosecha.....	66
<b>3.7. Fases de estudio</b> .....	67
<b>3.8. Fase I: Evaluación de insectos benéficos y plagas parasitadas a nivel de campo</b> .....	67
3.8.1. Etapa I: Captura y evaluación de insectos benéficos en el suelo.....	67
3.8.2. Etapa II: Captura y evaluación de insectos benéficos y plagas parasitadas de la constitución aérea del maíz.....	68
<b>3.9. Limpieza de las muestras</b> .....	69
<b>3.10. Distribución de las muestras insectiles benéficas y no benéficas</b> .....	69
<b>3.11. Fase II: Recuperación de insectos plagas parasitados e insectos benéficos a nivel de laboratorio</b> .....	69
3.11.1. Sustrato de alimentación.....	70
3.11.2. Asignación del alimento .....	70
3.11.3. Rotulación de la cámara de cría.....	70
<b>3.12. Fase III: Clasificación por orden, familia y género de los insectos benéficos a nivel de laboratorio.</b> .....	71
3.12.1. Identificación de las muestras de insectos colectados .....	71
3.12.2. Rotulación de insectos montados .....	71

3.13. Análisis estadístico.....	71
<b>Capítulo cuarto</b> .....	<b>74</b>
<b>Resultados</b> .....	<b>74</b>
<b>4.1. Clasificación taxonómica orden, familia y género de los individuos encontrados.</b> .....	<b>74</b>
<b>4.2. Recuperación de insectos plagas parasitados e insectos benéficos a nivel de laboratorio</b> .....	<b>77</b>
<b>4.3. Estimación porcentual de los órdenes Coleoptera, Diptera, Hemiptera, Hymenoptera, Neuroptera y Dermaptera en el área de ensayo.</b> .....	<b>78</b>
<b>4.4. Porcentaje de individuos de cada orden en la parcela con y sin aplicación de insecticida</b> .....	<b>78</b>
<b>4.5. Porcentaje de individuos por familia en el área de ensayo.</b> .....	<b>79</b>
<b>4.6. Porcentaje de individuos por familia en relación a cada orden en el área de ensayo.</b> .....	<b>80</b>
<b>4.7. Porcentaje de individuos por familia en la parcela con y sin aplicación de insecticida.</b> .....	<b>81</b>
<b>4.8. Porcentaje de individuos por familia en relación a cada orden en la parcela con y sin aplicación de insecticida.</b> .....	<b>82</b>
<b>4.9. Análisis de los índices para medir la diversidad</b> .....	<b>84</b>
4.9.1. Interpretación estadística del índice de Simpson sobre las técnicas de muestreo .....	84
4.9.2. Interpretación estadística del índice de Shannon-Wiener sobre las técnicas de muestreo .....	85
4.9.3. Interpretación estadística del índice de Margalef sobre las técnicas de muestreo .....	86
<b>5. Discusión</b> .....	<b>109</b>
<b>6. Conclusiones</b> .....	<b>113</b>
<b>Recomendaciones</b> .....	<b>114</b>
<b>Cronograma de Actividades</b> .....	<b>115</b>
<b>Presupuesto</b> .....	<b>116</b>
<b>Referencias Bibliográficas</b> .....	<b>118</b>
<b>Anexos</b> .....	<b>127</b>

## Índice de Gráficos

Gráfico 1: Estimación porcentual de los órdenes Coleoptera, Diptera, Hemiptera, Hymenoptera , Neuroptera y Dermaptera en el área de ensayo.....	78
Gráfico 2: Porcentaje de individuos de cada orden en la parcela con y sin aplicación de insecticida. ....	79
Gráfico 3: Porcentaje de individuos por familia en el área de ensayo. ....	80
Gráfico 4: Porcentaje de individuos por familia en relación a cada orden en el área de ensayo. ....	81
Gráfico 5: Porcentaje de individuos por familia en la parcela con y sin aplicación de insecticida. ....	82
Gráfico 6: Porcentaje de individuos por familia en relación a cada orden en la parcela con y sin aplicación de insecticida. ....	83

## Índice de Tablas

Tabla 1: Algunas familias de parasitoides y sus hospedantes. ....	39
Tabla 2: Algunos predadores y parasitoides más importantes. ....	41
Tabla 3: Requerimiento nutricional para una hectárea.....	65
Tabla 4: Cantidad de fertilizante aplicado en 2000 m <sup>2</sup> .....	66
Tabla 5: Población del insecto <i>D. maidis</i> obtenido a través de las redadas .....	66
Tabla 6: Clasificación taxonómica de los insectos benéficos en el estudio “Prospección de la entomofauna benéfica asociada al cultivo de maíz ( <i>Zea mays</i> L.) en Lodana, Manabí” .....	75
Tabla 7: Recuperación de insectos benéficos encontrados en cada parcela de estudio. ....	77
Tabla 8: Estimación de los índices de la alfa-diversidad de acuerdo al empleo de varias técnicas de muestreo. ....	84
Tabla 9: Eficiencia de las técnicas de muestreo para capturar biodiversidad de insectos benéficos.....	86

## Índice de Imagen

Imagen 1: Ubicación geográfica satelital del ensayo .....	62
Imagen 2: <i>Cheilomenes sexmaculata</i> . a) Habitus dorsal; b) Habitus lateral. Genitalia masculina; c) Tegmen en vista dorsal; d) Siphon en vista lateral. ....	87
Imagen 3: <i>Hyperaspis (onerata)</i> ; a) Habitus dorsal y b) Habitus lateral. ....	87
Imagen 4: <i>Hyperaspis sp</i> ; a) Habitus dorsal y b) Habitus lateral. ....	87
Imagen 5: <i>Cyrea sp</i> ; a) Habitus dorsal y b) Habitus lateral. ....	88
Imagen 6: <i>Diomus sp</i> . Habitus dorsal.....	88
Imagen 7: <i>Hyperaspis (festiva)</i> ; a) Habitus dorsal y b) Habitus lateral. ....	88
Imagen 8: <i>Cycloneda sanguinea</i> ; Habitus dorsal macho (derecha) y hembra (izquierda).....	89
Imagen 9: <i>Hippodamia convergens</i> . Habitus dorsal.....	89
Imagen 10: <i>Mada synemia</i> . Habitus dorsal. ....	89
Imagen 11: <i>Hyperaspis esmeraldas</i> . Habitus dorsal. ....	90
Imagen 12: <i>Tenuisvalvae bromelicola</i> . Habitus dorsal. ....	90
Imagen 13: <i>Psyllobora confluens</i> . Habitus dorsal.....	90
Imagen 14: <i>Rodolia cardinalis</i> . Habitus dorsal.....	91
Imagen 15: <i>Paraneda sp</i> . Habitus dorsal. ....	91
Imagen 16: <i>Scymnus sp</i> . Habitus dorsal. ....	91
Imagen 17: <i>Azya sp</i> . Habitus dorsal. ....	92
Imagen 18: <i>Polistes versicolor</i> ; a) Habitus dorsal y b) Habitus lateral.....	92
Imagen 19: <i>Polybia sp</i> . Habitus dorsal.....	92
Imagen 20: <i>Odynerus sp</i> ; a) Habitus lateral y b) Ala anterior y posterior. ....	93
Imagen 21: Vespidae; a) Habitus lateral y b) Habitus ventral.....	93
Imagen 22: Vespidae; a) Habitus lateral y b) Ala Anterior.....	93
Imagen 23: Vespidae. ....	94
Imagen 24: Vespidae; a) Habitus lateral; b) Habitus ventral y c) Ala anterior y posterior.....	94
Imagen 25: Mutillidae. Habitus lateral.....	95
Imagen 26: Mutillidae. Habitus lateral.....	95
Imagen 27: <i>Liris sp</i> . Habitus lateral. ....	95
Imagen 28: <i>Psenulus sp</i> ; a) Habitus dorsal y b) Ala anterior y posterior.....	96



Imagen 29: Crabronidae; a) Habitus lateral y b) Ala anterior. ....	96
Imagen 30: <i>Tetragonisca sp.</i> Habitus lateral. ....	96
Imagen 31: <i>Apis sp.</i> Habitus dorsal. ....	97
Imagen 32: <i>Conura sp.</i> ; a) Habitus dorsal y b) Habitus lateral. ....	97
Imagen 33: <i>Conura sp.</i> Habitus lateral. ....	97
Imagen 34: <i>Chalcis sp.</i> Habitus lateral. ....	98
Imagen 35: <i>Brachymeria sp.</i> Habitus lateral. ....	98
Imagen 36: <i>Kapala sp.</i> Habitus lateral. ....	98
Imagen 37: Eucharitidae. Habitus lateral. ....	99
Imagen 38: Eucharitidae. Habitus lateral. ....	99
Imagen 39: <i>Opius sp.</i> Habitus lateral ....	99
Imagen 40: <i>Chelonus insularis</i> ; a) Habitus dorsal y b) Ala anterior. ....	100
Imagen 41: <i>Bracon sp.</i> ; a) Habitus lateral y b) Ala anterior y posterior. ....	100
Imagen 42: <i>Apanteles sp.</i> Habitus lateral. ....	101
Imagen 43: Braconidae. ....	101
Imagen 44: <i>Priocnemis sp.</i> ; a) Habitus lateral y b) Ala anterior y posterior. ....	101
Imagen 45: <i>Phaenoglyphis (villosa)</i> . Habitus lateral. ....	102
Imagen 46: Scelionidae. Habitus lateral. ....	102
Imagen 47: Scelionidae. Habitus lateral. ....	102
Imagen 48: Eulophidae. <i>Chrysocharis sp.</i> Habitus lateral. ....	103
Imagen 49: Eulophidae. Habitus lateral. ....	103
Imagen 50: Chrysididae; a) Habitus dorsal; b) Habitus lateral y c) Habitus ventral. ....	103
Imagen 51: Bethylidae. Habitus dorsal. ....	104
Imagen 52: Bethylidae. Habitus lateral. ....	104
Imagen 53: Bethylidae; a) Habitus lateral y b) Ala anterior. ....	104
Imagen 54: <i>Orius sp.</i> Habitus dorsal. ....	105
Imagen 55: <i>Zelus sp.</i> ; a) Habitus dorsal y b) Habitus ventral. ....	105
Imagen 56: <i>Chrysoperla sp.</i> ; a) Habitus lateral y b) Habitus ventral. ....	106
Imagen 57: <i>Condylostylus sp.</i> Habitus lateral. ....	106
Imagen 58: Syrphidae; a) Habitus ventral y b) Habitus dorsal. ....	107
Imagen 59: Tachinidae. Habitus dorsal. ....	107

Imagen 60: Forficulidae. Habitus dorsal. .... 108

## Índice de Anexos

Anexo 1: Manejo del ensayo .....	127
Anexo 2: Crecimiento y desarrollo del cultivo de maíz .....	130
Anexo 3: Elaboración de trampas y métodos de evaluación .....	132
Anexo 4: Insectos benéficos predadores y polinizadores.....	134
Anexo 5: Recuperación de insectos benéficos .....	135
Anexo 6: Identificación de los insectos benéficos .....	137
Anexo 7: Índice de biodiversidad de Simpson de la trampa de caída Pitfall en la parcela con y sin aplicación de insecticida. ....	138
Anexo 8: Índice de biodiversidad de Simpson de la trampa cromática en la parcela con y sin aplicación de insecticida. ....	139
Anexo 9: Índice de biodiversidad de Simpson de la redada en la parcela con y sin aplicación de insecticida.....	140
Anexo 10: Índice de biodiversidad de Simpson de la trampa de succión en la parcela con y sin aplicación de insecticida. ....	141
Anexo 11: Trampa de luz de la parcela con aplicación de insecticida.....	142
Anexo 12: Índice de biodiversidad de Shannon-Wiener de la trampa Pitfall en la parcela con y sin aplicación de insecticida.....	142
Anexo 13: Índice de biodiversidad de Shannon-Wiener de la trampa cromática en la parcela con y sin aplicación de insecticida.....	143
Anexo 14: Índice de biodiversidad de Shannon-Wiener de la redada en la parcela con y sin aplicación de insecticida. ....	144
Anexo 15: Índice de biodiversidad de Shannon-Wiener de la trampa de succión en la parcela con y sin aplicación de insecticida. ....	145
Anexo 16: Índice de biodiversidad de Margalef de la trampa Pitfall en la parcela con y sin aplicación de insecticida. ....	146
Anexo 17: Índice de biodiversidad de Margalef de la trampa cromática en la parcela con y sin aplicación de insecticida. ....	146
Anexo 18: Índice de biodiversidad de Margalef de la redada en la parcela con y sin aplicación de insecticida.....	146
Anexo 19: Índice de biodiversidad de Margalef de la trampa de succión en la parcela con y sin aplicación de insecticida. ....	146

Anexo 20: Número de individuos y porcentajes de los respectivos órdenes y familias por parcela de estudio. ....	147
Anexo 21: Estimación porcentual de los órdenes Coleoptera, Diptera, Hemiptera, Hymenoptera , Neuroptera y Dermaptera en el área de ensayo.....	148
Anexo 22: Porcentaje de individuos de cada orden en la parcela con y sin aplicación de insecticida. ....	148
Anexo 23: Porcentaje de individuos por familia en el área de ensayo.....	149
Anexo 24: Porcentaje de individuos por familia en relación a cada orden en el área de ensayo. ....	150
Anexo 25: Porcentaje de individuos por familia en la parcela con y sin aplicación de insecticida. ....	151
Anexo 26: Porcentaje de individuos por familia en relación a cada orden en la parcela con y sin aplicación de insecticida. ....	152

## Resumen

La presente investigación titulada “Prospección de la entomofauna benéfica asociada al cultivo de maíz (*Zea mays*, L.) en Lodana, Manabí”, tuvo por objetivo determinar los enemigos naturales en dos parcelas de estudio las cuales fueron; con y sin aplicación de insecticida. Debido a las limitaciones afines al tema surgió la necesidad de explorar los enemigos naturales que prosperan en dos condiciones diferentes.

La investigación fue realizada a finales de la época seca del año 2015 en los predios de la Facultad de Ingeniería Agronómica de la Universidad Técnica de Manabí, ubicada en la parroquia Lodana del cantón Santa Ana, provincia de Manabí, Ecuador; localizada geográficamente a 01°09'51" S y 80°23'24" O a 60 msnm. Para cumplir con lo requerido se emplearon cinco técnicas de muestreo las cuales fueron; trampas de caída “Pitfall”, cromáticas, de luz, de succión y la redada. El insecticida utilizado fue acetamiprid y se aplicó en una ocasión en la respectiva parcela de estudio. Se emplearon tres índices estimadores de alfa-diversidad; Simpson, Shannon-Wiener y Margalef.

A nivel del área de ensayo se registraron 818 insectos benéficos congregados a 6 órdenes, 21 familias, 35 géneros y 12 especies. Se determinó que el insecticida acetamiprid ocasionó la reducción de los insectos benéficos. Los órdenes más abundantes en ambas parcelas de estudio fueron; Hymenoptera, Coleoptera y Hemiptera, representados por las familias Coccinellidae, Bethyilidae y Anthocoridae con diferencias significativas. Se determinó baja diversidad en el área de estudio como indican los índices. Las técnicas más eficientes para capturar variabilidad de insectos benéficos fueron; trampas cromáticas y la redada, además se concretó que el orden Hymenoptera predominó en cada uno de los sistemas de muestreo. Según la revisión de la literatura técnica se encontraron nuevos insectos benéficos probablemente no reportados en nuestro país, sin embargo, se llegó a determinar que estaban presentes en el área de estudio.

**Palabras clave:** diversidad, insectos benéficos, muestreo, acetamiprid.

## Summary

The research, titled “Survey of the Beneficial Entomofauna Associated with Maize (*Zea mays* L.) in Lodana, Manabí”, was done to determine the natural insect enemies on two chosen parcels of land: The first treated with insecticide and the second without application of insecticide. Due to the negative effect of local insects, there arose the need to more thoroughly understand the natural enemies that thrive in the chosen area.

This study was conducted at the end 2015 dry season, on the property the Faculty of Agricultural Engineering at the Technical University of Manabi. The faculty is located in the town of Lodana, county of Santa Ana, province of Manabí in Ecuador and geographically located at 01°09’51” S and 80°23’24” W, 60 meters above sea level. This study employed five sampling techniques; pitfall traps, chromatic traps,, light traps, suction traps and sweep netting. The insecticide Acetamiprid (a neonicotinoid insecticid) was applied to the study parcel one time only. The three indices of alpha-diversity used to the measure the insecticides effectiveness were; Simpson, Shannon-Wiener and Margalef.

The total test area of two parcels registered a count of 818 beneficial insects in 6 orders, 21 families, 35 genus and 12 species. It was determined that the insecticide Acetamiprid resulted in the reduction of beneficial insects. The most abundant orders in both study plots were; Hymenoptera, Coleoptera and Hemiptera; represented by the families Coccinellidae, Bethyllidae, and Anthocoridae with significant differences. Low diversity was demonstrated in the study area, as indicated by the indices. The most efficient techniques used to capture the beneficial insects were chromatic traps and sweep netting. The study showed that the order Hymenoptera was predominate in each of the sampling systems. The review of the technical data shows that new beneficial insects were discovered to exist in our country, however they have never been recorded or reported previously.

**Key words:** diversity, beneficial insects, sampling, acetamiprid.

## Introducción

El maíz (*Zea mays* L.) pertenece a la familia Poaceae, es el segundo grano más importante a nivel mundial después del trigo, forma parte de la dieta humana, animal, y posee fines industriales (Paliwal, s.f).

En el año 2012 se registró una producción de 872'000.000 millones de toneladas a nivel mundial; el 55% de la producción se concentró en Estados Unidos y China; el 13% en Brasil, México y Argentina, el 32% en otros países. De acuerdo a una publicación del ESPAC (2012) la superficie sembrada en Ecuador fue de 361.347 ha, la superficie cosechada de 330.058 ha y una producción de 1'215.193 TM (Morillo y Zambrano 2013).

En nuestro país el sistema de producción comúnmente utilizado es el sistema convencional, y bajo esta condición, el uso de insecticidas ocasiona la reducción de las poblaciones y biodiversidad de insectos benéficos, conllevando a la predominancia de plagas y problemas en el contexto ambiental, económico y social.

Según IICA-BID-PROCIANDINO (1989, 65) y el INIAP (2008, 107) las principales plagas que causan mayor daño al cultivo son: el gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*), el barrenador del tallo (*Diatraea spp.*) y el gusano falso medidor (*Mocis lapites*).

Arias (2003, 1) reportó que en el Ecuador existen los siguientes insectos benéficos; chinche *Zelus sp*, avispas de los géneros *Polybia sp*, y *Polistes spp*, mariquita *Cycloneda sp*, *Chrysopa sp* y *Trichogramma sp*, en los cultivos de arroz, soya, camote y maíz.

El presente trabajo aportará con información a la sociedad indagándose la siguiente pregunta: ¿Cuál es la cantidad, diversidad y eficiencia de las técnicas de muestreo respecto a la entomofauna benéfica en dos parcelas de maíz, una con aplicación de insecticida y otra sin aplicación de insecticida?. Esta pregunta busca la relación que existe entre variables de estudio las cuales son; cantidad, diversidad y eficiencia de las técnicas de muestreo relacionado con los insectos benéficos frente a dos parcelas con y sin aplicación de insecticida.

## Antecedentes

Los estudios relacionados con la entomofauna benéfica asociada al cultivo de maíz son muy limitados, pero existen otras investigaciones con la que pueden vincularse al cultivo de nuestro interés, debido a la compatibilidad que presentan los insectos benéficos en relación con el cultivo de maíz. Blanco y Leyva (2009) realizaron una investigación sobre las arvenses y la entomofauna asociada al cultivo de maíz y la relación directa de beneficio o perjuicio. En el estudio se fundamentó que las malezas crean condiciones favorables para que los insectos benéficos puedan encontrar presas alternativas, sitios de refugios y reproducción, logrando concluir que las malezas hospederas de organismos benéficos en mayor proporción fueron *Sorghum halepense*, *Amaranthus dubius* y *Parthenium hysterophorus*.

El trabajo de Arias (2003, 1) publicado por el INIAP, Estación Experimental Boliche, sobre los enemigos naturales de insectos plaga en cultivos de importancia económica (arroz, soya y banano), determinó que en nuestro país existen insectos predadores como chinche *Zelus sp*, avispas del género *Polybia sp* y *Polistes spp*, *Cycloneda sp*, *Chrysopa sp*, e insectos parasitoides como *Trichogramma sp*, *Cotesia sp*, *Iphiaulax sp*, *Encarsia sp*, etc. Valarezo (2009) menciona en un estudio que la chicharrita *Dalbulus maidis*, es el principal vector de la cinta roja del maíz y afirma que “*Gonatopus bartletti* está reconocida como su principal regulador biológico en el mundo. En Manabí se ha establecido hasta el 23,68% de parasitismo”.

Otra publicación del INIAP enfocada en la evaluación de distintos materiales de camote en la provincia de Manabí, determinó que dicho cultivo al ser amigable con el ambiente, y casi no depender de agroquímicos, bajo este agroecosistema prosperan insectos benéficos como *Syrphus sp*, *Paratheresia sp*, *Aphidius sp*, *Polybia sp*, *Apanteles sp*, *Polistes sp*, y *Trichogramma sp*, corroborando la presencia de los insectos benéficos en nuestro país y la estrecha relación que tiene con la entomofauna benéfica asociada al cultivo de maíz (INIAP, s.f).



## **Justificación**

Debido al uso de agroquímicos en el cultivo de maíz, surge la necesidad de identificar la entomofauna benéfica y su comportamiento en dos parcelas de estudio, una precedida por la aplicación de insecticida y otra sin la aplicación de insecticida.

Mediante la presente investigación se pretende conocer la clasificación taxonómica de la entomofauna benéfica encontrada en el cultivo de maíz los mismos que ejercen biorregulación sobre los insectos plaga. Es importante que en el Ecuador se realice este tipo de investigaciones con la finalidad de conocer la diversidad de enemigos naturales presente en los cultivos, las condiciones agroclimáticas en la que prosperan y a futuro emprender un programa de control biológico.

Esta investigación será la puerta de entrada para que se desarrollen nuevas investigaciones en busca de controladores biológicos específicos para determinadas plagas del cultivo de maíz, y por qué no desarrollar investigaciones en otros cultivos de importancia económica, y que a futuro pueda ejecutarse un programa de crianza y liberación de enemigos naturales con la finalidad de disminuir las poblaciones insectiles perjudiciales, reducir la dependencia de los insecticidas, costos de producción, contaminación ambiental, daños en la salud humana y residualidad de agroquímicos en los alimentos, de otro modo representaría una nueva alternativa de producción.

Ecuador es un país megadiverso, y por lo tanto surge la necesidad de explorar los agroecosistemas, principalmente su fauna insectil benéfica con miras a desarrollar programas agrícolas que representen beneficios productivos en el ámbito social, económico y ambiental, contribuyendo a los cambios de la matriz productiva.

## **Objetivos**

### **A) General**

1. Determinar la entomofauna benéfica en dos parcelas de maíz (*Zea mays* L.) con y sin aplicación de insecticida en el campus experimental “La Teodomira”, parroquia Lodana, Cantón Santa Ana.

### **B) Específicos**

1. Cuantificar la abundancia de la entomofauna benéfica en dos parcelas de maíz con y sin aplicación de insecticida.
2. Determinar la diversidad de entomofauna benéfica en relación a la aplicación de insecticidas en las parcelas de estudio.
3. Determinar la eficiencia de las técnicas de muestreo en relación a los insectos benéficos.

## Capítulo primero

### Marco Teórico

#### Origen del maíz

Nole (2012, 4) menciona que el origen del maíz no está muy claro pero se considera que pertenece a México debido a los hallazgos encontrados hace más de 4.500 años de antigüedad.

Existen varias hipótesis vinculadas al origen del maíz, pero la explicación más aceptada está basada en la relación que tiene con las dos especies afines; los Teocintes (*Euchlaena*) y las especies del género *Tripsacum*. Los Teocintes tienen características fenotípicas y genotípicas muy parecidas al maíz, el mismo número cromosómico  $2x:(5) 10$  y al cruzarse naturalmente forman híbridos muy estables. Se encuentran desde México hasta Honduras. Mientras que *Tripsacum* tienen menor afinidad que los Teocintes, cuyo número cromosómico es de  $2n: 18$  y al cruzarse artificialmente con el maíz forma híbridos poco estables. Se encuentran desde el sur de Estados Unidos hasta Bolivia (León 1987, 113).

Otra fuente sostiene que el maíz se originó de un grupo taxonómico, el Teocinte, producto de la selección que el hombre aplicó durante la domesticación. Representa el pariente más cercano del maíz desde el punto de vista taxonómico, morfológico, citológico y genético. Abarca Mesoamérica, es decir, la parte central de México hasta Honduras y Nicaragua (Kato 2005, 69)

#### 1.1. Importancia

El maíz es el segundo grano más importante consumido a nivel mundial, después del trigo y el arroz, los cuales ocupan el primer y tercer lugar (Grande y Orozco 2013, 98). Constituye una de las especies cultivadas más productivas y de gran interés económico. Fue el primer cereal sometido a múltiples transformaciones tecnológicas en sus formas de cultivo con la finalidad de abastecer la demanda global (Paliwal, s.f).

En el año 2012 se registró una producción de 872'000.000 millones de toneladas a nivel mundial, donde el 55% de la producción se concentró en Estados Unidos y China, el 13% en Brasil, México, y Argentina, y el 32% en otros países latinoamericanos. De acuerdo a una publicación del ESPAC (2012) la superficie sembrada en Ecuador fue de 361.347 ha, y la superficie cosechada de 330.058 ha y una producción de 1'215.193 TM (Morillo y Zambrano 2013).

Representa el sustento de muchas familias ecuatorianas para pequeños y grandes agricultores, lo que implica que sea de interés cultivarlo en su finca, bien para autoconsumo, para mantener las actividades pecuarias o simplemente venta industrial (Arteaga y Torres 2004, 12).

González y Ávila (2014) mencionan que a partir de las sustancias constituyentes del maíz surgen diversos fines industriales como; elaboración de biocombustibles, plásticos, medicamentos y edulcorantes. Grande y Orozco (2013, 107) sostienen que con los biopolímeros del maíz (ácido poliláctico) pueden elaborarse bioplásticos de alta capacidad degradativa (45 días) luego de haberse desechado. Mientras que González y Castañeda (2008) revelan que Brasil y Estados Unidos en el año 2006 produjeron 35,8 millones de litros de bioetanol a través del procesamiento del maíz como alternativa al reemplazo de los combustibles fósiles.

Sin embargo, el maíz es una de las especies con mayor diversidad biológica, característica que confiere interés para impulsar los estudios de biotecnología moderna (González y Ávila, 2014).

## **1.2. Clasificación taxonómica**

Schneider (1996) citado por Inlago (2014, 3) establece la siguiente clasificación taxonómica:

Reino: Vegetal

División: Tracheophyta

Subdivisión: Pterapsidae

Clase: Angiosperma

Subclase: Monocothyledoneae

Orden: Gumiflorales

Familia: Poaceae

Subfamilia: Panicoideae

Tribu: Maydeae

Género: *Zea*

Especie: *mays*

### **1.3. Descripción botánica**

#### **1.3.1. Sistema radicular**

El sistema radicular es fasciculado, y brinda un perfecto anclaje a planta (Nole 2012, 6). Cuando surge el proceso de germinación emergen las raíces embrionarias producto del primer entrenudo, las raíces permanentes nacen del segundo entrenudo, mientras que las raíces adventicias emergen de los nudos basales (Molina 2010, 4).

#### **1.3.2. Tallo**

El tallo es simple, erecto, robusto, sin ramificaciones y de gran longitud, puede aproximarse a 4 m de altura, ello está en función de la variedad (Guamán 2010, 25). El exterior está compuesto por una epidermis impermeable, mientras que en el interior se encuentra una pared donde circulan las sustancias alimenticias, acompañada de una médula recubierta por tejido esponjoso, el cual almacena sustancias de reserva como azúcares (Molina 2010, 4).

#### **1.3.3. Hoja**

Las hojas son alargadas, alternas, paralelinervias, de gran tamaño, con extremos afilados y cortantes. El haz presenta pubescencias (Guamán 2010, 25).

#### **1.3.4. Inflorescencia**

Su inflorescencia es monoica, la flor masculina y femenina están separadas dentro de la misma planta con diferencias notorias entre sí. La inflorescencia masculina está representada por una panícula color amarilla

que aloja varias florecillas y cada una de ellas tiene tres estambres donde se desarrolla el polen. Puede producir aproximadamente 25 millones de granos de polen (Guamán 2010, 25).

La inflorescencia femenina se inserta en la parte intermedia del tallo, están conformados de ovarios, óvulos y estilos muy largos, además de brácteas que protegerán la futura mazorca (Molina 2010, 5).

### **1.3.5. Fruto**

Es una mazorca conformada por un eje o parte central llamado tuza o zuro. Aloja centenares de granos secos o lechosos (comestibles) los mismos que están dispuestos en hileras longitudinales (Nole 2012, 7).

## **2. Principales insectos plaga del cultivo de maíz**

Según IICA-BID-PROCIANDINO (1989, 65) y el INIAP (2008, 107), las principales plagas que causan mayor daño al cultivo son; el gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*), barrenador del tallo (*Diatraea spp*) y el gusano falso medidor (*Mocis lapites*). A continuación se detallan varios aspectos referentes a la plaga.

### **2.1. Cogollero del maíz: *Spodoptera frugiperda* Smith, 1797**

#### **2.1.1. Importancia**

*Spodoptera frugiperda*, conocido como cogollero del maíz es un insecto nativo de zonas tropicales y subtropicales de América. Representa una de las principales plagas insectiles omnívoras de gran impacto económico en el sur de Estados Unidos, Centro y Sur América. Sus principales huéspedes son las gramíneas como el maíz, ocasionando severos daños al cultivo y pérdidas económicas como las registradas en Brasil devastando el 100% de la producción alcanzando un monto estimado de 400 millones de dólares (De Polanía y otros 2009).

En el Ecuador las defoliaciones causadas *S. frugiperda* previo a los 42 días ocasionan pérdidas de rendimiento del 14%, mientras que las defoliaciones mayores al 60% después de los 42 días alcanzan pérdidas

entre 17-52% en el cultivo de maíz. Se estima que el costo que conlleva la aplicación de insecticidas representa el 10-12% de los costos directos del cultivo (Valarezo, s.f., 3).

Sin embargo la decisión que impulsa al control de *S. frugiperda* está en función del siguiente criterio; Wendt citado por Valarezo (s.f., 3) menciona que el cultivo de maíz puede tolerar hasta más del 50% de plantas con daño foliar (niveles variables de severidad) para decidir una aplicación de insecticida, ya que no se producen rendimientos bajos debido a la capacidad de recuperación de la planta. El INIAP (Portoviejo) coincide con este argumento, presentando resultados similares próximos al 60% de plantas infectadas.

Fernández (2002, 472) sostiene que en Mesoamérica casi todos los autores coinciden en que es necesario realizar un control de plagas cuando hay un nivel de infestación inferior al 40%.

### **2.1.2. Descripción**

Chango (2012, 7) menciona las siguientes características; los huevos son de color gris, semiglobulares y afilados en sus polos. Inicialmente las larvas son blanquecinas, la cabeza y el dorso del primer segmento torácico son de color negro intenso. Del II hasta el IV estadio su dorso es pardo grisáceo y verde en el lado ventral. Cada segmento tiene cuatro manchas negras en forma de trapecio isósceles, además de una “Y” invertida en el lado frontal de su cabeza de color blanco. La pupa es rojiza y su longitud es de 17-20 mm. El adulto es una mariposa con dimorfismo sexual. La expansión alar de la hembra es de 25-40 mm y la del macho es de 32-35 mm, la longitud corporal es de 20-30 mm, sus alas anteriores son de color parda-grisácea con manchas violáceas y las posteriores son de color blanco.

### **2.1.3. Ciclo de vida**

Cruz (2012, 6) menciona algunos aspectos del ciclo de vida:

La hembra coloca sus huevos agrupados en masa, el período de incubación tarda tres días. Las larvas emergidas se alimentan de hojas

tiernas sin causar perforaciones, dejan raspados y exponen la epidermis membranosa. Las larvas del segundo instar, perforan las hojas en dirección al cogollo de la planta, a medida que se desarrolla se intensifican los daños en los folíolos. Prefieren las hojas tiernas, en algunas ocasiones perforan el tallo a través del cogollo y en otros casos atacan la mazorca. La fase larvaria dura entre 20-25 días. Alcanzado su desarrollo sale de la planta, penetra y empupa bajo el suelo. Dicha fase tarda 11 días, luego de ello emerge el adulto (Cruz 2012, 6).

El adulto es de hábito nocturno y es atraído por la luz artificial. Durante el día permanecen escondidos bajo la hojarasca, arvenses y sitios sombreados. Retoman su actividad al atardecer, pueden desplazarse varios kilómetros cuando hay vientos fuertes (Chango 2012, 10).

#### **2.1.4. Daño**

Cuando la larva está pequeña causa raspaduras en las hojas tiernas y aparecen como pequeñas áreas translúcidas. Cuando alcanza mayor desarrollo las hojas muestran una hilera de perforaciones en la lámina foliar, y es característico observar los excrementos de la larva en forma de aserrín y causan severas defoliaciones (Chango 2012, 10)

La planta es vulnerable durante el periodo comprendido entre 25-60 días posterior a su germinación. El ataque es caracterizado por una intensa pérdida foliar producto de su alimentación (Cruz 2012, 6).

### **2.2. Barrenador del tallo: *Diatraea saccharalis* Fabricius, 1794**

#### **2.2.1. Importancia**

Es considerada una de las plagas más importantes del cultivo de maíz y de otros cultivos como la caña de azúcar. Ocasiona pérdidas totales medias de 21% de la producción de maíz. Si las condiciones ambientales son favorables puede tener hasta cuatro generaciones anuales, manifestándose en cualquier etapa fenológica del cultivo (Vélez 2009, 26).



Las plantas presentan mayor vulnerabilidad durante los 15 primeros días de subsistencia del cultivo, puede ocasionar la muerte incluso pérdidas superiores al 50% (Páliz y Mendoza, s.f., 22).

### **2.2.2. Descripción**

Los huevos son de color blanco cremoso, forma ovalada y aplanada, su longitud aproximada es de 1 mm (Dávila 2014, 32). La larva está conformada por tres pares de patas torácicas y cinco pares de patas abdominales. El color de la cabeza varía de amarillo a pardo oscuro, mientras que el resto de su cuerpo es de color crema. Cada segmento del dorso tiene cuatro manchas grises, y cada una de ellas aloja un pelo o seta. Alcanzada su madurez puede medir de 25-35 mm de longitud.

La pupa está provista de un capullo blanco y se oculta dentro del tallo. Mientras que el adulto es una polilla de color amarillo pálido cuya longitud aproximada es de 26 mm (Vélez 2009, 26). Calle (2013, 4) sostiene que los machos son más pequeños que las hembras, tienen el abdomen más fino y alas más oscuras.

### **2.2.3. Ciclo biológico**

Dávila (2014, 32) menciona que los huevos adquieren un color rojizo con un punto negro cuando se aproxima su eclosión. Mendoza (1994, 3) afirma que están dispuestos en masa de hasta 80 huevos cuyo periodo de incubación tarda de 4-5 días.

Al emerger las larvas invaden el cogollo producto de su alimentación y barrenan los tallos (Chávez 2006, 48). La fase larval tiene 5 instares los mismos que demandan 20 días. Poco después descienden a los entrenudos basales para empupar. Luego de 10-14 días emerge el adulto (Dávila 2014, 32).

La longevidad del ciclo de vida es de 28-44 días, y puede presentarse hasta 3 generaciones de la plaga durante el ciclo del cultivo (Mendoza 1994, 3).

#### **2.2.4. Daño**

El daño es ocasionado por la larva, ataca toda la constitución de la planta (tallos, hojas y mazorcas) a excepción de las raíces y la nervadura central de las hojas. El tallo es afectado a nivel basal y en su extremo superior la mazorca. Además las perforaciones permiten la entrada de patógenos, como hongos y bacterias, los cuales causan pudrición en la planta o mazorca afectada (Mendoza 1994, 4). Algunos patógenos causantes de la podredumbre del tallo pueden ser *Fusarium spp* y *Scenotium bataticola*, enfermedades comunes al cual se expone el cultivo (Vélez 2009, 25).

Chávez (2006, 48) argumenta que producto de la alimentación surge el acame o volcamiento de la planta, entrada de patógenos y pérdidas de rendimiento.

### **2.3. Gusano medidor: *Mocis latipes* Guenée, 1852**

#### **2.3.1. Importancia**

Es considerada plaga polífaga que afecta a gramíneas silvestres y cultivadas, distribuida desde el Norte de Canadá hasta Sur América. Cuando su población es alta ocasiona importantes pérdidas económicas, caso contrario, no es representativa. Una investigación realizada en Surinam y Florida, reporta que en los pastizales y cultivos de arroz la plaga puede provocar pérdidas de rendimiento que oscilan entre 75- 90% (González 1995, 7).

#### **2.3.2. Descripción**

Páliz y Mendoza (s.f, 32) describen a continuación los principales aspectos característicos del insecto:

Los huevos son de forma elíptica y con estrías longitudinales las medidas varían de 0,22-0,32 mm de diámetro. Inicialmente son de color verde oliva, luego adquieren un color amarillo translúcido con manchas rojizas lo que indica que representa el final de la fase embrionaria. La larva es amarillo verdoso con líneas longitudinales que varían de café

claro hasta amarillo en la parte dorsal y latero dorsal. Alcanzada su madurez puede medir 44 mm de longitud.

La forma de la pupa es obtecta, color café oscuro y mide 20 mm de largo. Los adultos son de color marrón o gris, la expansión alar varía de 30-35 mm, los machos tienen ocho puntos negros en las alas anteriores, pubescencias en el fémur, tibia y tarso de las patas posteriores, representa marcada diferencia sobre las hembras.

### **2.3.3. Ciclo biológico**

Durante el día los adultos permanecen ocultos en la vegetación y son muy activos durante la noche. Bajo condiciones de laboratorio la hembra puede ovipositar un promedio de 400 huevos de forma grupal o individual, sobre el haz o envés de su planta hospedera. El periodo de incubación es de 4-5 días. Al emerger la larva pasa por seis estadios, los cuales tardan entre 12-15 días. A partir del cuarto estadio en adelante son muy voraces, destruyen el área foliar y la nervadura central de las hojas (Páliz y Mendoza, s.f., 33). Otro autor menciona que la nervadura central no es devorada por las larvas (González 1995, 3).

Alcanzado el desarrollo larvario el insecto teje un capullo de seda, doblan la hoja para formar un cartucho y protegerse. El tiempo de formación de la pupa tarda de 5-7 días, luego emerge el adulto, donde su longevidad es de aproximadamente 10 días (Páliz y Mendoza, s.f., 33).

Para que el adulto pueda prosperar necesitan de ciertas condiciones, por ejemplo, los machos requieren únicamente agua y carbohidratos, mientras que las hembras necesitan nutrientes variados como los que provee la miel (proteína, lípidos, minerales y vitaminas) importantes para efectuar la oviposición (González 1995, 4).

### **2.3.4. Daño**

La larva puede afectar cualquier etapa fenológica del cultivo de maíz y varios órganos como; follaje, tallo e inflorescencia (Páliz y Mendoza, s.f., 34).

### **3. Controladores biológicos insectiles del cultivo de maíz**

Todos los insectos u organismos vivos en la naturaleza reciben ataques por uno o más enemigos naturales que ejercen biorregulación dentro del agroecosistema denominándose control biológico (Nicholls 2008, 2). El control biológico o lucha biológica es una técnica amigable con el ambiente, consiste en el uso de artrópodos y organismos entomopatógenos y su efecto es mitigar el impacto de una plaga u organismo no benéfico (Jacas, Caballero y Avilla 2005, 16). Mediante el empleo del control biológico un organismo indeseable puede eliminarse de forma local o simplemente reducir la población a tal punto que no cause daño económico, de modo que una erradicación completa de la plaga ocasionaría problemas ecológicos y el enemigo natural quedaría desprovisto de alimento para continuar su desarrollo (Nicholls 2008, 2).

#### **3.1. Insectos benéficos**

Los insectos benéficos son aquellos que en un momento de su vida los estadios inmaduros o adultos necesitan alimentarse de insectos plagas para completar su desarrollo, manteniendo regulada la población de insectos a niveles económicamente aceptables (Calle 2013, 12). Félix (1999, 22) sostiene que los insectos benéficos o entomófagos se clasifican en dos grupos; depredadores y parasitoides. Los depredadores son aquellos que necesitan devorar varias presas o en ocasiones un solo tipo de presa para completar su ciclo biológico, mientras que los insectos parasitoides se alimentan del interior o exterior de su hospedero y ponen huevecillos.

#### **3.2. Insectos parasitoides**

Los insectos parasitoides son aquellos que en su estado inmaduro se alimenta y desarrolla dentro del cuerpo o huevos del insecto hospedero, matándolo gradualmente a medida que se desarrolla. El estado adulto es de vida libre y parasitoide, constituyen los enemigos naturales más

utilizados en programas de control biológico de modo que el 85% pertenecen al orden Hymenoptera y el 15% al orden Díptera (Carballo y Guharay 2004, 80).

### **3.3. Clasificación de los parasitoides**

Carballo y Guaharay (2004, 91) sostienen la siguiente clasificación taxonómica:

#### **3.3.1. Por su localización en el hospedante**

Los parasitoides pueden clasificarse en; endoparasitoides y ectoparasitoides.

##### **Endoparasitoides**

Se denominan endoparasitoides aquellos insectos que se localizan y alimentan del interior de su hospedante. Por ejemplo *Cotesia flavipes*, parasitoide de *Diatraea saccharalis* barrenador de la caña de azúcar.

##### **Ectoparasitoides**

Se denominan ectoparasitoides aquellos insectos que se localizan y alimentan en el exterior de su hospedante.

#### **3.3.2. Por el número de individuos que emergen del hospedante**

Se clasifican en; solitarios y gregarios.

##### **Solitarios**

Son aquellos insectos donde solo un individuo se desarrolla dentro de su hospedante como *Diaeretiella spp.*, parasitoide del pulgón *Myzus persicae*.

##### **Gregarios**

Se desarrollan varios insectos parasitoides en el cuerpo del hospedante como *Cotesia spp.*, parasitoide de *Manduca sexta*, gusano cachudo del tomate. En otras palabras, un gregario es cuando se desarrolla más de un parasitoide de una especie en un solo huésped.

### **3.3.3. Por la estrategia de desarrollo que utilizan los parasitoides**

Se clasifican en; idiobiontes y koinobiontes.

#### **Idiobiontes**

Aquellos en los que la larva del parasitoide detiene el desarrollo de su hospedante después de haber sido parasitado (parasitoides de huevo, larva y pupa), por ejemplo *Trichogramma spp.*, parasitoide de huevos de Lepidópteros.

#### **Koinobiontes**

Son aquellos en los que la larva del parasitoide se alimenta de un hospedante el cual continúa su desarrollo después de haber sido parasitado (parasitoides de huevo, larva y pupa). Por ejemplo *Diadegma insulare*, parasitoide de *Plutella xylostella*, conocida como polilla de la col.

### **3.3.4. Por el estado del hospedante que parasitan y emergen**

Pueden clasificarse en: parasitoides de huevo como *Trichogramma*, parasitoides de larva-larva como *Diglyphus* y *Cotesia*, parasitoides de larva-pupa, como *Diadegma* y otros más.

### **3.4. Familia de parasitoides más importantes**

Los insectos más utilizados en el control biológico de plagas pertenecen a las familias Braconidae, Scelionidae, Trichogrammatidae, Eulophidae, Encyrtidae, Aphelinidae y Tachinidae. Existen gran cantidad de géneros y especies que son reproducidos y comercializados de forma masiva (Carballo y Guaharay 2004, 95).

Los insectos parasitoides de plagas del maíz están representados principalmente por los ordenes Diptera e Hymenoptera. Dentro del orden Diptera los parasitoides de mayor importancia lo constituye la familia Tachinidae y Sarcophagidae, mientras que en el orden Hymenoptera está principalmente la familia Braconidae y Chalcididae (Mendoza 1994, 17).

Una investigación menciona que la familia Trichogrammatidae tiene marcada importancia en el control biológico. Al realizar liberaciones *Trichogramma pretiosum* sobre los cultivos de maíz, frijol y algodón en

Nicaragua, se pudo comprobar que las hembras de dicha especie ejercieron entre 44-100% de parasitismo en los cultivos de estudio (Cano y Swezey 1992).

**Tabla 1:** Algunas familias de parasitoides y sus hospedantes.

ORDEN	FAMILIA	HOSPEDANTES
Hymenoptera	Braconidae	Son parasitoides de Lepidoptera, Coleoptera, Diptera y áfidos.
	Scelionidae	Parasitoides de huevos de chinches.
	Trichogrammatidae	Parasitoides de huevos de Lepidoptera, muy importante en el control biológico inundativo.
	Eulophidae	Son muy importantes en el control de larvas de minadores de hojas y barrenadores de madera.
	Mymaridae	Parasitoides de huevos de Heteroptera, Homoptera, Coleoptera, Diptera y Saltatoria.
	Encyrtidae	Son parasitoides de escamas y cochinillas.
	Aphelinidae	Importantes parasitoides de escamas, cochinillas moscas blancas y áfidos.
Diptera	Tachinidae	Son parasitoides de larvas de Lepidoptera.
	Bombyllidae	Parasitoides de larvas de Scarabaeidae.

Elaborado por: Carballo y Guaharay, 2004.

### 3.5. Insectos predadores

Una especie predadora es aquella cuyo estado inmaduro o adulto se alimenta de individuos que pertenecen a distintas especies ocasionándole la muerte violenta (Jacas, Caballero y Avilla 2005, 52). Mendoza (1994, 16) afirma que “los insectos predadores necesitan más de una presa para completar su ciclo biológico”.

En algunos grupos la depredación está confirmada exclusivamente en los estadios juveniles como la *Chrysoperla sp.*, y en los estados adultos como los Empidae. La variedad de presas está en función de la especie que se trate como la especificidad del coleóptero *Rodolia cardinalis*, hasta la extrema polifagia de neuróptero *Chrysoperla carnea*, y algunos míridos que pueden alimentarse tanto de plantas como de presas (Urbaneja y otros, 2005, 209).

### **3.6. Clasificación de los insectos predadores**

Los insectos depredadores se clasifican en; especialistas y generalistas (Carballo y Guaharay 2004, 114).

#### **3.6.1. Especialistas**

Son insectos que consumen presas de la misma familia o género. La sobrevivencia del predator se ve reducida cuando su alimento se torna escaso. Son muy exitosos en el control de plagas agrícolas debido a su alta especificidad, por ejemplo, la familia Coccinellidae es muy eficiente para depredar a los insectos del orden Homóptera como áfidos, escamas, mosca blanca y cochinillas.

#### **3.6.2. Generalistas**

Son aquellos insectos que consumen un amplio rango de presas, lo que representa una ventaja para subsistir en condiciones de escasas, sin embargo, por ser generalistas se le resta valor en el control biológico. Por ejemplo, las larvas de *Chrysoperla carnea* y *C. rufilabris*, se alimentan de muchos insectos de cuerpo blando, como áfidos, trips, cochinillas, huevos de mariposas y cigarras. Otro ejemplo típico es la *Mantis religiosa*, que se alimenta de todo lo que encuentra en su camino, incluyendo insectos benéficos y abejas.

### **3.7. Familias de predadores importantes**

La mayoría de los insectos predadores empleados en el control biológico pertenecen a las familias Coccinellidae, Vespidae, Syrphidae, Chrysopidae, Formicidae y otros que pertenecen al orden Hemiptera. Algunos artrópodos como los ácaros y arañas predatoras también tienen marcada importancia (Carballo y Guaharay 2004, 116).

De acuerdo a una investigación los predadores de mayor importancia en el cultivo de maíz son los siguientes: avispas (*Polistes sp.* y *Synoeca sp.*), hormigas (*Camponotus sp.*), chinches (*Geocoris spp.*), carábidos (*Calosoma sp.*), tijeretas (*Doru sp.*), sírfidos y coccinélidos (Mendoza 1994, 17).



**Tabla 2:** Algunos predadores y parasitoides más importantes.

ORDEN	FAMILIA	PREDATOR	PRESA
Coleoptera	Carabidae	<i>Calosoma abbreviatum.</i>	<i>Heliothis y Spodoptera.</i>
	Cicindellidae	<i>Tetracha chilensis.</i>	
	Coccinellidae	<i>Cycloneda sanguinea.</i>	<i>R. maidis y R. padi.</i>
		<i>Eriopis connexa.</i>	
		<i>Hippodamia convergens.</i>	
		<i>Coleomegilla maculata.</i>	
<i>Scymnus spp.</i>			
Diptera	Syrphidae	<i>Syrphus shorae.</i>	
Hemiptera	Anthocoridae	<i>Orius insidiosus.</i>	<i>Heliothis spp.</i>
		<i>Paratriphles laevusculus.</i>	
	Lygaeidae	<i>Geocoris punctipes.</i>	
	Nabidae	<i>Nabis capsiformis.</i>	
	Miridae	<i>Parajalilus sp.</i>	
		<i>Aknisus sp.</i>	
		<i>Rhinacloa sp.</i>	
Pentatomidae	<i>Euchistus convergens.</i>		
Reduviidae	<i>Zelus nugax.</i>	<i>Heliothis y Spodoptera.</i>	
Neuroptera	Chrysopidae	<i>Chrysopa spp.</i>	<i>R. maidis y R. padi.</i>
	Hemerobidae	<i>Hemerobius sp.</i>	
Diptera	Tachinidae	<i>Archytas marmoratus.</i>	<i>Heliothis y Spodoptera.</i>
		<i>Bonnetia comta.</i>	<i>Spodoptera.</i>
		<i>Winthonia sp.</i>	<i>Heliothis y Spodoptera.</i>
Braconidae	Braconidae	<i>Apanteles sp.</i>	<i>Diatraea y Pococera.</i>
		<i>Aphidius matricariae.</i>	<i>R. maidis.</i>
		<i>Iphiaulax sp.</i>	<i>Diatraea.</i>
	Scelionidae	<i>Telenomus electo.</i>	<i>Diatraea.</i>
		<i>T. remus.</i>	<i>Spodoptera.</i>
	Trichogrammatidae	<i>T. brasiliensis.</i>	<i>Diatraea.</i>
		<i>T. exiguum.</i>	<i>Heliothis zea.</i>
		<i>T. japonicum.</i>	<i>Diatraea.</i>
		<i>T. perkinsi.</i>	<i>Diatraea y Heliothis.</i>
<i>T. semifumatum.</i>	<i>Heliothis zea.</i>		

Elaborado por: IICA-BID-PROCIANDINO 1989.

## Capítulo segundo

### Principales insectos parasitoides y predadores del cultivo de maíz reportados en el Ecuador

De acuerdo a varias investigaciones como el INIAP, confirman que en el Litoral ecuatoriano existen los siguientes insectos benéficos; la avispa parasitoide *Gonatopus bartletti* regulador biológico de la chicharrita *Dalbulus maidis*, vector de la cinta roja en maíz (Valarezo 2009). Algunos depredadores como el chinche *Zelus*, mariquitas *Hippodamia convergens* y *Cycloneda sanguinea*, crisopas, avispas de los géneros *Polybia* y *Polistes*, parasitoides como *Cotesia sp* e *Iphiaulax sp.*, (Arias 2003, 1). Otros insectos como *Paratheresia sp*, *Aphidius sp*, *Apanteles sp* y *Trichogramma* (INIAP, s.f).

#### 2.1. Insectos parasitoides

#### 2.2. *Trichogramma spp.*

##### 2.2.1. Importancia

*Trichogramma spp*, es uno de los enemigos naturales más importantes empleado para controlar huevos de Lepidópteros. Es una avispa diminuta con facilidad de cría y liberación masiva. Una investigación sostiene que al realizar liberaciones *Trichogramma pretiosum* sobre los cultivos de maíz, frijol y algodón en Nicaragua, comprobó que las hembras de dicha especie ejercieron entre 44-100% de parasitismo en los cultivos de estudio (Cano y Swezey 1992).

##### 2.2.2. Descripción

*Trichogramma spp*, es una pequeña avispa de longitud aproximada 0,3 mm de largo. El color de los adultos varía de amarillo claro a negro lo que indica que está en función del alimento que consuman, huésped y región geográfica (Gerding y Torres 2001, 7). Otro autor menciona que la longitud de la avispa oscila de 0,5-0,8 mm, su

color es amarillo, ojos rojos, manchas pardas en el mesosoma y dorso de los fémures, el metasoma es más oscuro en medio del tercio apical. La coloración de los machos es más parda, sus antenas tienen setas largas y delgadas. El ancho de cada seta disminuye a lo largo de cada segmento (Carballo y Guaharay 2004, 96).

### **2.2.3. Ciclo de vida**

Las hembras pueden oviponer entre 20-70 huevos durante su vida. El parasitoide es destacado por sus dos modos reproductivos; bisexuales y unisexuales. El modo bisexual se subdivide en dos categorías; las hembras copuladas producen hembras y machos, mientras que las hembras vírgenes son capaces de parasitar huevos pero su descendencia será solo machos. El modo unisexual se ve influenciado por la partenogénesis produciendo hembras debido a que se ve inducida por una bacteria del género *Wolbachia* (Gerding y Torres, 2001, 8).

La hembra fertilizada por el macho es atraída por los olores de la planta y las feromonas sexuales de la polilla (kairomonas), su función es atraerla para depositar sus huevos. Cuando encuentra a su hospedero y el área de oviposición de la polilla, la hembra *Trichogramma* examina los huevos, detecta si están o no parasitados, selecciona los de mejor calidad, los perfora con su aparato ovipositor e inyecta veneno. La función es digerir el contenido del hospedante y dejar sus huevos. Pasado 3-4 días, el huevo cambia de color de blanco a gris, las larvas inician su desarrollo y pasan por 3 instares larvales, empupan dentro del hospedante cuya fase tarda entre 10-12 días (Carballo y Guaharay 2004, 96).

Gerding y Torres (2001, 9) menciona que la duración promedio desde la oviposición hasta la emergencia del adulto es de 8 días, además las temperaturas inferiores a 25 °C aumentan la duración del ciclo.

Mientras que Calle (2013, 12), establece que la duración del ciclo de vida es de 6 días y el promedio de vida adulta es de 3 días. El insecto puede parasitar hasta 30 huevos por minuto.

## **2.3. *Cotesia flavipes* Cameron, 1891**

### **2.3.1. Importancia**

*Cotesia flavipes*, es un insecto que pertenece al orden Hymenoptera, familia Braconidae. Es un parasitoide gregario originario del Sur-este del continente asiático, ataca a barrenadores pertenecientes a los géneros *Chilo* y *Sesamia*. Fue introducido en Costa Rica en el año 1984, Honduras en 1985 y El Salvador en 1986, para controlar el barrenador de la caña de azúcar, *Diatraea saccharalis* (Carballo y Guaharay 2004, 99).

Por mucho tiempo fue conocido como *Apanteles flavipes*, a partir de 1981 se lo reclasificó como *C. flavipes*, y se cree que es originario de la India presentándose de forma endémica en el Sur-este de Asia y Australia. También es parasitoide de los barrenadores que pertenecen a la familia Pyralidae y Noctuidae (Morales 2008, 17). En Venezuela *C. flavipes*, tiene marcada importancia en el control biológico ya que mantiene regulada las poblaciones de *Diatraea spp*, y a nivel de campo se ha encontrado 53,4% de parasitismo (Hernández 2010, 70).

### **2.3.2. Descripción**

La longitud del parasitoide es de 2 mm, su cuerpo es de color negro, patas amarillas a castaño pálido, las antenas están situadas encima de una repisa entre los ojos compuestos, tergitos posteriores y la cubierta del ovipositor es mucho más corta que la tibia (Carballo y Guaharay 2004, 99). Las hembras presentan antenas más cortas que los machos (Morales 2008, 17).

### **2.3.3. Ciclo de vida**

Hernández (2010, 74) sostiene que la duración del ciclo de vida desde la ovipostura hasta la emergencia del adulto conlleva entre 17-19 días, en otras palabras la fase de huevo tarda 3 días, larva 9 días, prepupa y pupa 5 días.

Los eventos que suceden para que pueda cumplirse el ciclo biológico son los siguientes; la hembra ingresa al túnel del hospedero y

parasita a la larva *Diatraea*, del tercer al sexto instar. Cada ejemplar benéfico oviposita entre 60 y 75 huevos por larva. Al culminar su desarrollo la larva del parasitoide emerge del cuerpo del hospedante y cada una comienza a hilar un capullo blanco dentro del cual empupa. Muchas especies de *Diatraea* son capaces de encapsular la larva del parasitoide (Carballo y Guaharay 2004, 99).

Morales (2008, 17) sostiene que los huevos son puestos por las hembras en la región ventro-lateral del hospedante barrenador. El tiempo de incubación es de 3-4 días, luego emerge haciendo presión dentro de la cutícula de su hospedante y se forma una larva madura entre 8-10 días, poco después tejen un capullo y empiezan a empupar, la fase tarda 2-3 días, finalmente emerge el adulto y está listo para copular.

#### **2.4. *Aphidius colemani* Viereck, 1912**

##### **2.4.1. Importancia**

*Aphidius colemani*, es uno de los principales enemigos naturales de acción potencial para el control de *Aphis gossypii* (Sampaio y otros 2005). El microhimenóptero es utilizado para regular poblaciones de pulgones, el mismo que ha sido incorporado en programas de control biológico a nivel mundial (Zuazúa, Araya y Guerrero 2000, 434). Andorno (2012, 33) menciona que *A. colemani* es comercializado en muchos países principalmente para controlar *Myzus persicae* y *Aphis gossypii* en cultivos hortícolas y ornamentales, presentando mayor eficiencia cuando en cultivos bajo cubierta.

##### **2.4.2. Descripción**

*A. colemani* es una avispa muy pequeña, color negro, delgada, patas marrones, antenas largas y una venación alar notable. Generalmente su tamaño es de 2 mm. La hembra se caracteriza por tener un abdomen estilizado y el macho un abdomen redondeado (Biobest, s.f).

### 2.4.3. Ciclo de vida

Las hembras son dotadas de una elevada capacidad de búsqueda, los compuestos volátiles liberados por la planta atacada son detectados a grandes distancias por el parasitoide con la finalidad de encontrar el hábitat de sus hospederos. Localizada la población de áfidos, se aproximan a un individuo al azar y mediante toques con sus antenas y su aparato ovipositor realizan pruebas de contacto olfativas y gustativas para determinar si es apto para ser parasitado (Andorno 2012, 29).

La avispa parasita a los áfidos, ninfas y adultos. La hembra pone un huevo en el pulgón motivo por el cual dobla el abdomen bajo el tórax y entre sus patas delanteras para llevar su ovipositor hasta el áfido y perforarlo. El acto dura fracción de segundo (Biobest, s.f)

Generalmente la hembra coloca un huevo por huésped, y en los casos de superparasitismo más de un huevo por huésped. Sólo un parasitoide es capaz de completar su desarrollo (Andorno 2012, 29).

*A. colemani*, es un endoparásito koinobionte lo que significa que en el momento de oviponer no mata su hospedero sino que lo hace gradualmente justo antes de su transformación en pupa.

Tres días después de la parasitación, el pulgón consume mayor cantidad de sabia y excreta más melaza. A medida que crece la larva del parasitoide dentro del cuerpo del pulgón se alimenta de su hospedero. Transcurrido siete días a una temperatura 21 °C, el pulgón se paraliza, hila internamente un capullo de seda provocando que se hinche, se endurezca y se momifique el cuerpo de su hospedero. Cuatro días después emerge el parasitoide, su ciclo biológico demanda de 14 días a una temperatura de 21 °C y el adulto puede vivir máximo tres semanas (Biobest, s.f).

La reproducción de *A. colemani* es biparental, pues los huevos no fertilizados dan origen a macho, mientras que los huevos fertilizados producirán hembras (Andorno 2012, 31)

Se ha reportado que a una temperatura constante de 25 °C existe una elevada tasa de mortalidad del parasitoide y probablemente sea la

causa de la falla del control biológico con la especie (Sampaio y otros 2005).

## **2.5. *Gonatopus bartletti* Olmi, 1986**

### **2.5.1. Importancia**

*Gonatopus bartletti*, es una de las especies más importantes biorreguladora de las poblaciones de *Dalbulus maidis* conocida como chicharrita de maíz, debido a su mayor tasa de parasitismo en condiciones naturales (Rios y Moya 2004, 250).

Valarezo (2009) menciona en un estudio que la chicharrita *Dalbulus maidis*, es el principal vector de la cinta roja del maíz y afirma que “*Gonatopus bartletti* está reconocida como su principal regulador biológico en el mundo; en Manabí se ha establecido hasta el 23,68% de parasitismo” (“Combatir Plagas” 2009).

### **2.5.2. Descripción**

Las hembras son de color amarillo-rojizo claro, sin alas, con pinzas en las patas anteriores que sirven para atrapar insectos de 6,5 mm de largo por 3,8 mm. El macho es de color negro y alado y su tamaño es de 5mm de largo por 5,2 mm de ancho (Rios, 2003).

### **2.5.3. Ciclo de vida**

*G. bartletti* necesita un promedio de 11,9 días desde la fase de huevo hasta el último estadio larval. Al madurar abre el saco larvario dentro de su hospedante (*D. maidis*) y al salir consume el contenido interno del huésped, dejando el exoesqueleto provocando la muerte. Poco después hila su capullo y empieza a pupar. El tiempo que conlleva la fase pupal a la emergencia de la hembra es de 13,3 días y para los machos 13,9 días. En promedio las hembras permanecen vivas 21,6 días mientras que los machos sólo un día. La longevidad del ciclo biológico de las hembras desde su oviposición hasta su muerte es de 46,6 días a 25 °C, y en los machos es de 26,6 días a la misma temperatura promedio (Rios, 2003).

Chacón (2004,7) sostiene que luego del apareo surge un nuevo ciclo de vida que tendrá una duración de 34-40 días.

## **2.6. *Paratheresia claripalpis* Wulp, 1896**

### **2.6.1. Importancia**

*Paratheresia claripalpis* es un importante enemigo natural. La facilidad de su cría ha conllevado a que se libere el Tachinidae de forma masiva para controlar los barrenadores o insectos que pertenecen al género *Diatraea*, reduce su impacto llevándolas a niveles económicamente aceptables (Biodefensas, 2009).

### **2.6.2. Descripción**

El adulto es una mosca de color negro que posee setas en el abdomen, el macho es de color más claro que la hembra (Sac, s.f).

### **2.6.3. Ciclo de vida**

El tipo de reproducción del díptero es vivípara y prospera a un nivel superior a los 2000 msnm. El parasitoide penetra la mayoría de las especies de *Diatraea spp*, en áreas silvestres y cultivadas. La longevidad del ciclo de vida bajo condiciones de laboratorio a una temperatura media de 26-28 °C tarda entre 30-42 días. La fase de huevo a larva tarda entre 9-10 días, larva a pupa de 7-10 días y de pupa al estado adulto 18-42 días (Morales 2008, 17). Calle (2013, 14) sostiene que la duración del ciclo de vida es de 39 días y el adulto vive 20 días.

## **2.7. Insectos predadores**

## **2.8. *Chrysoperla externa* Hagen, 1861**

### **2.8.1. Importancia**

Es un depredador muy importante en los sistemas agrícolas mundiales. Los adultos se alimentan solo de néctar, polen y mielecilla producida por los áfidos, mientras que el estado larval se caracteriza por ser depredadores activos. En Estados Unidos es empleado para controlar



plagas en cultivos de algodón durante los primeros 60 días (Carballo y Guaharay 2004, 117).

La familia Chrysopidae tiene la ventaja de adaptarse a distintas condiciones ambientales facilitando la distribución geográfica. Varias especies de *Chrysoperla spp* representan importantes agentes de control biológico, debido a su capacidad predatora las larvas pueden alimentarse de artrópodos plagas como áfidos y cóccidos. Por ejemplo *Chrysoperla externa* y *Ceraeochrysa cubana*, son los insectos más utilizados en programas de control biológico debido a su gran potencialidad en el biocontrol, adaptación y amplia distribución en distintos ecosistemas (Giffoni y otros 2007). Velásquez (2004, 19) sostiene que *C. externa* y *C. cubana* tienen resistencia a numerosos pesticidas.

### **2.8.2. Descripción**

Los adultos se caracterizan por ser verde pálido, alas muy largas y transparentes, poseen finas venas a manera de red interconectada y un cuerpo delicado. Sus ojos son de color dorados y su longitud oscila entre 15-22 mm. Vuelan activamente durante la noche y son atraídos por la luz artificial. La forma de los huevos es oval, de color verde, y puestos al final de un pedúnculo sedoso o filamento, tanto en las hojas como las ramas de la planta. Las larvas son muy activas de color gris, patas y mandíbulas desarrolladas que le permiten capturar y aprisionar la presa para absorber los fluidos corporales (Carballo y Guaharay 2004, 117).

Velásquez (2004, 19) sostiene que la larva es compodeiforme, color crema, con marcas simétricas color marrón o negro, cabeza prognata aplanada, carecen de ocelos, antenas cortas filiformes segmentadas. Cada pata finaliza en un filamento llamado empodium.

La pupa es de forma esférica, color blanco y su tamaño es de 6-8 mm de longitud (Carballo y Guaharay 2004, 117).

### **2.8.3. Ciclo de vida**

Los adultos son atraídos por la mielecilla que producen los áfidos y cerca de sus colonias ponen sus huevos individualmente para asegurar

la proximidad del alimento. La hembra ovíparita de 400-500 huevos. Luego de 3-6 días emergen las larvas realizando una incisión con su poderosa mandíbula que le permite abandonar el corión. La etapa larval pasa por dos mudas y tres estadios sin diferencias notorias y tardan de 2-3 semanas. Cuando las larvas están maduras forman una pupa circular, luego de 10-14 días emerge el adulto (Carballo y Guaharay 2004, 118).

## **2.9. *Hippodamia convergens* Guérin-Méneville, 1842**

### **2.9.1. Importancia**

Es una importante especie depredadora. Se encuentra desde el Sur de Canadá hasta Suramérica. En los insectarios la venden para el control de áfidos (Nicholls 2008, 38). *Hippodamia convergens*, es depredadora activa tanto su estado larval como adulto, este último puede hibernar semanas o meses dependiendo de la época del año y la disponibilidad de alimento (Schiess 2006, 9)

### **2.9.2. Descripción**

Los huevos son de forma oval alargado y miden 1 mm. Las larvas son de color oscuro y su forma es similar a un lagarto, tienen tres pares de patas prominentes. Los adultos miden de 4-7 mm de longitud, el pronoto es de color negro combinado con blanco, élitros de color rojo con manchas negras variando el número de manchas hasta trece. Una característica común de estos individuos, son las líneas blancas que convergen detrás de la cabeza (Nicholls 2008, 38).

### **2.9.3. Ciclo de vida**

El desarrollo de huevo a adulto tarda 2-3 semanas con dos o más generaciones por año. Las hembras ponen de 200 a más de 1.000 huevos cerca de su presa, entre uno a tres meses. Los huevos son colocados en forma de grupos en tallos y hojas. Las larvas y el adulto son depredadores activos y pueden durar pocas semanas o meses, lo cual está en función de la temperatura y abundancia de presas (Nicholls 2008, 38).

Schiess (2006, 8) sostiene que bajo condiciones de laboratorio el tiempo que demanda *H. convergens* desde la etapa de huevo al adulto es de 51,9 días a 17 °C y 11,4 días a 33 °C. Las condiciones ambientales propicias para la crianza de *H. convergens* bajo condiciones controladas es de 25 °C, 74% de humedad relativa, fotoperiodo de 16 horas de luz, 8 horas de oscuridad y ventilación permanente.

## **2.10. *Orius insidiosus* Say, 1832**

### **2.10.1. Importancia**

*Orius* es un género donde la mayoría de sus especies son depredadoras de trips en ecosistemas naturales e intervenidos. El promedio de consumo del adulto *O. insidiosus* sobre *Thrips tabaci* es del 73%, mientras que los estadios ninfales del predator están en función de la edad, es decir, el tercer estadio ninfal consume 36%, cuarto 46% y el quinto estadio ninfal consume 63% de la cantidad ofrecida (Pantoja 2009,7).

Porcuna (2005, 11) sostiene que la capacidad predatora de *Orius* es elevada, cada ejemplar puede consumir 300 trips a lo largo de su vida, bajo otras condiciones puede consumir de 300-600 ácaros y de 100-200 pulgones durante su vida.

### **2.10.2. Descripción**

Salas (1995), describe algunos aspectos característicos del insecto: El macho tiene una longitud de 1,75- 1,96 mm y 0,70- 0,94 mm de ancho. Su cabeza es de color negra, y entre la base de las antenas y la punta de la cabeza tiene una tonalidad crema claro, ocelos prominente y pubescencia corta. El pronoto es de color negro con pubescencia amarilla-plateada, corta y esparcida, hemiélitros marrón-amarillento con una membrana color claro transparente y pubescencia en las alas anteriores.

La parte ventral de su cuerpo es de color negra, al igual que sus patas, excepto los fémures y tibias anteriores las cuales son crema claro. Las características de la hembra son similares al del macho, excepto que

difieren en longitud, la hembra posee 1,82-2,17 mm de largo y 0,77-0,98 mm de ancho, cuerpo robusto y sus patas son más oscuras.

### **2.10.3. Ciclo de vida**

Habita en sistemas naturales y agrícolas, su alimentación no sólo depende de trips, sino de áfidos, ácaros y mosca blanca, pero cuando hay escasas de presas se alimenta con polen y miel representando una ventaja de supervivencia (Pantoja 2009, 1).

El ciclo biológico comprende de huevo, ninfa y adulto, tarda aproximadamente tres semanas, el mismo que está en función de la temperatura, cuando esta última es alta el ciclo biológico se acelera a diferencia de cuando es baja el ciclo biológico se retrasa. Cuando hay disponibilidad de alimento las hembras pueden ovipositar entre 6-10 huevos por treinta días seguidos. Los estadios ninfales pueden durar de 7-9 días a 25 °C. La longevidad del adulto es de 3-4 semanas, dependiendo de su dieta y el clima. Para establecerse en los cultivos requiere de 9-10 horas de luz, y una humedad relativa por encima de 45%, son insectos adaptados al calor (30 °C) y sensibles al frío (Porcuna 2005, 11).

## **2.11. *Zelus renardii* Kolenati, 1856**

### **2.11.1. Importancia**

Barrera, Gómez y Herrera (2010, 278) mencionan que *Zelus renardii* es un depredador ampliamente distribuido en América, el mismo que ha sido reportado en almonaques, viñedos. El estado ninfal *Z. renardii* depreda variabilidad de insectos como áfidos, chicharritas y trips, mientras que los adultos se alimentan de cualquier artrópodo que puedan capturar, benéficos o no benéficos.

Una investigación realizada en el cultivo de algodón determinó que el chinche se alimentó de 15 especies de artrópodos de las cuales 32% fueron plagas y el 21% insectos benéficos. Sin embargo, varias especies de chinches como *Z. renardii*, y *Z. longipes*, son incluidos en el control biológico ya que varios estudios indican que son importantes depredadores de *Diaphorina citri*, psílido asiático de los cítricos, de alta

peligrosidad por su importancia como vector del Huanglongbing, la misma que carece de cura.

### **2.11.2. Descripción**

Su estado ninfal y adulto son delgados, generalmente con áreas negruzcas, rojizas o marrones. Sus patas son largas, cabeza estrecha y alargada. El primer estadio ninfal tiene una longitud de 5 mm, mientras que los adultos miden 20 mm. Los huevos son de color marrón oscuro con un opérculo blanco en la parte superior (Potín 2008, 12).

### **2.11.3. Ciclo de vida**

Los resultados de una investigación de laboratorio indicaron que la cópula del chinche tardó 34-54 min, la hembra reproductora depositó un total de 2,5 oviposturas un promedio de 35,3 huevos por masa y en otros casos hasta 44,93 huevos por ovipostura. Se demostró que el chinche pasa por cinco instares ninfales, durante el primero puede alimentarse de ciertas plantas para sobrevivir pero corren el riesgo de fracasar y no llegar al segundo instar. El estado de huevo-adulto a una temperatura de  $24 \pm 2$  °C demanda de 90 días (Barrera, Gómez y Herrera 2010, 287).

El chinche utiliza varias estrategias para capturar a sus víctimas; una de ellas es emboscar a sus presas pequeñas y móviles, otra estrategia es perseguir y atacar a presas más grandes. Cuando detecta a su presa el chinche no se mueve, eleva sus patas anteriores, extiende sus antenas hacia delante y secreta una sustancia pegajosa provenientes de las glándulas situada en la tibia para evitar que la presa escape e inyecta veneno con la proboscis.

## **2.12. *Polistes dominulus* Christ, 1791**

### **2.12.1. Importancia**

Es originaria de la región Paleártica, en los últimos veinte años ha invadido otras regiones del mundo como América y Australia. Algunas de las ventajas que favorecen la distribución es su alta tasa de reproducción, longevidad de las reinas y la baja competencia intraespecífica,

convirtiendo a *P. dominulus* en la especie más abundante dentro del género en su área nativa. Es depredadora de insectos y arañas lo que representa una desventaja sobre los artrópodos nativos. Sin embargo en Japón es utilizado para controlar biológicamente la oruga blanquita de la col *Pieris rapae* (Sackmann, Villacide y Corley 2003).

### **2.12.2. Descripción**

Son Hymenópteros de escasa pilosidad, poseen rayas de color amarillas y negras, su aspecto es fusiforme y su tamaño está en un rango de 10-15 mm (Ortega 2013, 631).

### **2.12.3. Ciclo de vida**

La familia Vespidae se caracteriza porque sus nidos están formados de celdillas, cuya función es alojar los huevos depositados por la reina. Las larvas se desarrollan en cada celda y depende únicamente del alimento que le proveen las avispas adultas como artrópodos, carnes, néctar, mielecillas y frutas. Mientras que los adultos se alimentan de néctar, fluidos de áfidos y otros insectos, además de una secreción energética producto de las mismas larvas. La reina es la única hembra fértil y de mayor tamaño. El macho tiene corta longevidad y sólo cumple con la función de reproductor. El ciclo biológico consta de huevo, larva, pupa y adulto, dura 30-40 días dependiendo de la especie. La colonia puede conformarse de cientos a miles de ejemplares (Morales 2009, 2).

## **3. Métodos de evaluación y herramientas de muestreo**

### **3.1. Métodos de evaluación**

Para determinar las variaciones de las plagas y los controladores biológicos en el cultivo de maíz, el muestreo se realiza en forma secuencial ingresando por una de las esquinas del campo a 10 m de dicho extremo se fija el primer punto de muestreo. Se observan diez plantas seguidas en sentido del surco. Luego la persona se desplazará en forma

transversal a los surcos (ángulo de 90°), y recorrerá 10 surcos más, fijando el segundo punto de muestreo. Se repite este procedimiento varias veces en zigzag hasta completar un número de 100 plantas evaluadas en una hectárea (Valdivieso y Montoya, 1985, 23).

Si el área es pequeña volverá a ingresar al campo por la otra esquina hasta completar 100 plantas.

Otro autor propone que el campo se puede muestrear de varias formas; cruzando el campo diagonalmente formando una “x”, atravesando el campo en zigzag y dividiendo en 5 sectores (Castillo 2011, 3).

## **3.2. Herramientas de muestreo**

### **3.3. Clases de trampas**

#### **3.3.1. Trampas de luz**

Es un método empleado para la atracción y captura de insectos nocturnos como lepidópteros, coleópteros, neurópteros y dípteros. Los insectos son atraídos por la luz artificial debido a la alteración de los mecanismos fotorreceptores, sin embargo, cuando surge un efecto similar como la claridad de una noche de luna llena o la iluminación de las edificaciones, se reducen las capturas insectiles en las trampas de luz (Barrientos 2004, 35).

Una investigación revela que el insecto barrenador (*Diatraea sp.*), tiene hábitos nocturnos y el tiempo preferido de vuelo es de 19h00 a 4h00, existiendo picos de captura en trampas de luz entre 21h00 y la 1h00 (IICA 1985, 359). Barrientos (2004, 36) sostiene que los insectos pueden comportarse de diferentes maneras respecto al tipo de luz, debido a ello surge la necesidad de clasificar las fuentes de luz de la siguiente manera;

-Lámparas de vapores de mercurio, emiten radiaciones de onda corta y larga. Se utiliza para atraer un amplio rango de especies que son plagas.

-La luz ultravioleta, emite radiaciones de color azul y violeta de onda corta. Tienen la capacidad de atraer lepidópteros nocturnos y coleópteros.

-Las bombillas incandescentes de tungsteno, emiten radiación de onda larga, que puede ser de color verde, amarillo, naranja y son eficientes para la captura de ortópteros.

### **3.3.2. Características de la trampa de luz**

Las trampas de luz ultravioleta se caracterizan por presentar un techo circular, constituido por hierro galvanizado, una provisión de luz, cuatro aletas y en la parte terminal lleva un embudo donde se coloca el colector. En la parte media de las aletas se coloca la luz fluorescente de 40 W (Valdivieso y Montoya 1985, 23).

### **3.4. Trampas de caída**

Las trampas de caída “Pitfall”, se utilizan para capturar insectos terrestres (Beccacece y Cherini 2009). Contienen sustratos atrayentes como cebos y en ocasiones líquidos conservantes, sin embargo, el uso de las trampas de caída debe ser regulado debido a que causa perturbaciones en la fauna del suelo (Salgado, Blas y Fresneda 2008, 78).

#### **3.4.1. Características de las trampas de caída “Pitfall”**

Las trampas de caída están conformadas por recipientes plásticos cuyas medidas pueden ser 112 mm de alto y 124 mm de diámetro (Calle 2013, 19). No existe una medida estándar para elaborar trampas Pitfall, algunas pueden ser 210 mm de diámetro y 275 mm de altura. Generalmente son de material plástico y en otros casos puede utilizarse botellas de vidrio (Salgado, Blas y Fresneda 2008, 77).

Los recipientes son enterrados a nivel de la superficie del suelo. El interior de las trampas puede contener atrayentes alimenticios o líquidos preservantes, acompañado de un embudo cuya función es evitar el escape del insecto (Beccacece y Cherini 2009, 6).

Es importante colocar una cubierta a manera de techo, para proteger las muestras del sol, lluvias o animales que puedan removerlas.



### **3.4.2. Sustratos de las trampas de caída**

De acuerdo a los fines del investigador así como la especie que desea capturar varía el empleo de distintos sustratos atrayentes.

Calle (2013, 19) sostiene que los atrayentes alimenticios pueden ser; melaza o jugo de caña. Otra fuente revela que el excremento de vaca suspendido funciona como principal atrayente acompañado de líquido conservante para evitar el deterioro de las especies. Este último consiste en una disolución de hidrato cloral al 5% + detergente, cuyo volumen aplicarse es de 400 ml por cada trampa (Lobo, Martin y Veiga 1988, 6).

Otro sustrato utilizado es el pescado, hígado o queso, los mismos que van asegurar la caída de ejemplares en 4-5 días. También puede emplearse líquido de Turquín como conservante y atrayente, conformado de la siguiente mezcla; 1000 ml de cerveza, 2 ml de formol, 5 ml de acetato de etilo y 12 g de hidrato cloral. Esta mezcla va a permitir que las trampas puedan permanecer enterradas más de un mes sin provocar el deterioro de los insectos (Salgado, Blas y Fresneda 2008, 78).

### **3.5. Trampas cromáticas**

Las trampas cromáticas son un medio etológico que se utilizan para conocer las poblaciones de insectos fitófagos voladores y los controladores biológicos presentes en el cultivo. En ocasiones, el empleo de estas trampas resulta útil para predecir las medidas necesarias de control (Garzón, Bengochea y Hiernaux 2014, 29).

De acuerdo a varias investigaciones, las trampas de color azul son eficaces para atraer trips, mientras que las trampas de color amarillo se utilizan para atraer mosca blanca y pulgones (Rojas 2015, 95). Una investigación indica que el uso de trampas amarillas reduce las poblaciones de insectos nocivos y las aplicaciones de insecticidas al cultivo (Cañedo, Alfaro y Kroschel 2011, 24).

### **3.5.1. Características de las trampas cromáticas**

Las trampas cromáticas están conformadas por dos estacas de madera y una lámina plástica cubierta de pegamento para que los insectos queden adheridos por acción de la atracción del color (Rojas 2015, 95).

Difieren en medidas de acuerdo al uso que se le dé. Algunas pueden ser; 200 x 200 mm y otras de 500 x 500 mm (Cañedo, Alfaro, Kroschel 2011, 24). Sin embargo, uno de los fabricantes más conocidos de trampas adhesivas de colores (Koppert, 2007) recomienda, independientemente del cultivo y de las plagas a presentarse 5 trampas amarillas o azules cada 1.000 m<sup>2</sup> de invernadero de medidas 250 x 100 mm o de 250 x 200 mm (Carrizo 2008, 196).

En varios trabajos se concluyó, que la captura de insectos mediante las trampas adhesivas no se incrementan en proporción con su tamaño, lo que significa que las trampas pequeñas son más eficientes que las grandes (Carrizo 2008, 196).

### **3.5.2. Sustrato**

Puede utilizarse pegamento de larga duración, aceites vegetales o minerales. Por ejemplo, aceite automotriz (50°) que dura entre 10 y 15 días (Cañedo, Alfaro y Kroschel 2011, 24). También puede añadirse miel, melaza u otro sustrato denso.

### **3.5.3. Ubicación**

Independientemente del cultivo y las plagas deben colocarse 5 trampas amarillas o azules cada 1.000 m<sup>2</sup> de invernadero sean estas de 250 x 100 mm o de 250 x 200 mm (Koppert 2007 citado por Carrizo 2008, 196). Otra fuente recomienda que en caso de detección debe emplearse trampas cromáticas amarillas y azules de 400 x 250 mm cuya densidad sea de 2 a 4 trampas cada 1.000 m<sup>2</sup> y en el caso de control de plagas se utilizará 1 trampa por cada superficie de 5-25 m<sup>2</sup> (Econex, s.f).

Es importante colocarlas a 100 mm por encima del follaje de las plantas (Cañedo, Alfaro y Kroschel 2011, 24) y en dirección de los vientos dominantes (Garzón, Bengochea y Hiernaux 2014, 29).

### **3.6. Trampas de succión**

También conocido como aspiradores, se utilizan para capturar insectos muy pequeños y ágiles. Está conformada por un recipiente transparente liso, una tapa de goma o corcho en la cual se insertan dos tubos de goma, uno se introduce 10 mm en el frasco, el otro tubo se inserta hasta la mitad del frasco. El tubo más corto en su extremo interior del frasco contiene gasa y sirve para aspirar, mientras que el más largo (400 mm) tiene la función de atrapar al insecto en el interior del frasco (Tello y Moncayo 2005).

### **3.7. Red entomológica**

Conocida como red lepidopterológica o jama. Está conformado por un aro de diámetro 400 mm, un cono de tela tul cuya longitud es de 1000 mm, el extremo de la malla es redondeado y sirve para prevenir el daño alar de los insectos. El mango de la red está conformado de varias secciones que se unen entre sí para formar una red de 4 m, útil para emplearla en cualquier ecosistema (Andrade, Henao y Triviño 2013).

## **4. Preservación de especímenes**

Los insectos colectados en el campo deben preservarse en un recipiente con alcohol al 70%, pueden permanecer más tiempo sin perder sus características morfológicas, excepto los insectos con alas de escama como las mariposas es necesario atraparlas con la red entomológica y luego introducirlas en la cámara letal para matarla. Es necesario rotular los frascos que contienen insectos con la información necesaria (Rogg 2000, 40).

Márquez (2005, 398) sostiene que puede utilizarse alcohol etílico al 70-80%. Algunos insectos acuáticos pueden conservarse en alcohol etílico al 95% debido a que sus cuerpos poseen gran cantidad de agua y posteriormente deben ser cambiados a grado menor de alcohol (75%).

#### **4.1. Conservación de insectos**

Los insectos deben ser conservados en cajas entomológicas para su posterior identificación. Antes de iniciar el montaje deberán secarse en estufa y preservados en alcohol, aquellos que poseen un abdomen muy grande como las langostas deberá practicarse una incisión para eliminar sus órganos internos y reemplazarlos por algodón de esta manera, se evitará la pudrición y deterioro de especies colectadas (Rogg 2000, 40).

Para la conservación de los insectos montados es necesario utilizar dentro de las cajas entomológicas naftalinas o alcanfor para evitar que otros insectos deterioren las muestras colectadas (Tello y Moncayo 2005).

#### **4.2. Reblandecimiento**

Consiste en brindar condiciones húmedas para el reblandecimiento del cuerpo de los insectos cuando han permanecidos guardados y están muy secos. Se formará una cámara húmeda colocando arena humedecida dentro del recipiente y el insecto por un tiempo de 24 horas (Rogg 2000, 40).

Márquez (2005, 403) menciona algunas alternativas que sirven para ablandar a los insectos secos. Una de ellas es sumergirlos pocos minutos en agua caliente o exponerlos al vapor de agua. Otro método es emplear una solución de alcohol etílico al 95% (50 ml), agua (50 ml), acetato de etilo (20 ml) y benceno (7 ml). Otra técnica es emplear nitrato de amonio diluido al 10%.

### **5. Montaje de insectos**

Se debe alinear las antenas y piernas del insecto cuando todavía están flexibles, caso contrario, alinear su cuerpo cuando están secos resulta arriesgado y pueden romperse con facilidad. Los insectos deben montarse con ayuda de alfileres entomológicos cumpliendo con las normas internacionales de montaje. Los insectos de orden Diptera, Hymenoptera y Saltatoria, serán montados con alfileres entomológicos en el tórax, los insectos de orden Heteroptera y Coleoptera, se montaran en

el élitro superior derecho, el orden Lepidoptera se montará en medio del tórax, mientras que los insectos más pequeños van a requerir de un montaje en puntas (Rogg, 2000, 40).

### **5.1. Etiquetación de insectos montados**

Rogg (2000, 41) menciona que etiqueta de los insectos debe contener la siguiente información:

Primera etiqueta: Fecha de colecta, lugar de colecta, nombre del colector.

Segunda etiqueta: Información útil sobre el espécimen; descripción del ambiente donde se encontró el insecto, comportamiento y otros datos relevantes.

Tercera etiqueta: Identificación taxonómica con orden, familia, género (si fue identificado) y especie-autor.

Para facilitar la identificación de los ejemplares se utiliza etiquetas de cartulina cuyas dimensiones son 10 x 20 mm, con la información útil de cada insecto (Tello y Moncayo, 2005).

Montaño, Meza y Días (176, 2012) sostienen que la etiquetación de los insectos debe proveer al investigador datos referentes a la procedencia, determinación y número de catálogo. Por ejemplo:

-La primera etiqueta

País, departamento, municipio, lugar, sector, condición del día, coordenadas geográficas, fecha, colector(s).

-La segunda etiqueta

Orden y familia.

-La tercera etiqueta

Subfamilia y género.

-La cuarta etiqueta

Número de catálogo

El mismo autor propone el tamaño de las etiquetas de 10 x 25 mm, escritas con tipo de fuente Arial, tamaño 4, estilo normal e impresa con tinta negra.

## Capítulo tercero

### Diseño Metodológico

#### 3.1. Ubicación del ensayo

La presente investigación se realizó a finales de la época seca del año 2015 en los predios de la Facultad de Ingeniería Agronómica de la Universidad Técnica de Manabí, ubicada en la parroquia Lodana del cantón Santa Ana, provincia de Manabí, Ecuador; localizada geográficamente a 01°09'51'' de latitud Sur y 80°23'24'' de longitud Oeste con una altitud de 60 msnm.

**Imagen 1:** Ubicación geográfica satelital del ensayo



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

#### 3.2. Características climatológicas

Pluviosidad anual: 1090,8 mm

Heliofanía anual: 1307,1 horas

Temperatura promedio anual: 27,1 °C

Evaporación anual: 1632,5 mm

#### 3.3. Características de suelo

Topografía: Plana

Textura del suelo: Franco-arcilloso

Drenaje: Natural

pH: 6,5

### **3.4. Materiales**

El presente estudio conllevó de la utilización de diversos materiales, equipos, insumos agrícolas y recurso vegetal que se detallan a continuación:

#### **3.4.1. Material vegetal**

Se utilizó semillas de maíz blanco variedad INIAP-528, producida y distribuida por el Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP).

#### **3.4.2. Materiales para el muestreo y recolección**

- Frascos plásticos de 25 ml
- Libreta de campo
- Etiquetas
- Aspirador para colecta de insectos
- Cajas Petri
- Cartillas de evaluación
- Trampas de caída
- Melaza
- Trampas cromáticas
- Trampas de luz
- Grasa vegetal
- Red entomológica
- Cámara letal
- Bisturí
- Cámara digital
- Fundas de papel

#### **3.4.3. Materiales de laboratorio e insumos**

- Alcohol 70%
- Cámara digital
- Estereoscopio
- Microscopio
- Pinzas
- Cajas Petri
- Alfileres entomológicos
- Cajas entomológicas
- Libreta y bolígrafo
- Sustrato de alimentación natural.
- Viales
- Gradilla

#### **3.4.4. Insumos y equipo**

- Fertilizantes sólidos
- Herbicidas
- Tanque 200 l
- Bomba de mochila
- Manguera
- Insecticida

#### **3.5. Delineamiento Experimental**

**Número total de parcelas:** 2

**Distanciamiento entre parcelas:** Continua

**Distanciamiento entre hileras:** 1 m

**Distanciamiento entre plantas:** 0,50 m

**Siembra:** Directa

**Longitud de parcela:** 25 m

**Ancho de parcela:** 40 m

**Forma de la parcela:** Rectangular

**Área de la parcela:** 1.000 m<sup>2</sup>

**Área del ensayo:** 2.000 m<sup>2</sup>

**Número de plantas / ha:** 40.000 plantas

#### **3.6. Manejo del ensayo**

##### **3.6.1. Preparación del terreno**

El terreno fue preparado en la época seca, mes de octubre del año 2015, se procedió a mecanizarlo de la siguiente manera; un pase de arado y dos de rastra. Para facilitar el cuadrado de terreno se empleó el método del triángulo de la siguiente manera; se procedió a colocar un punto de referencia con ayuda de una estaca, se midió 3 m de una arista y 4 m respecto a la otra y entre ambos se midió 5 m formando el ángulo recto delimitando 2000 m<sup>2</sup>.

##### **3.6.2. Siembra**

La siembra se realizó en el 13 de noviembre del año 2015. Se emplearon 3 kg de semilla de maíz variedad INIAP- 528. El distanciamiento entre plantas



fue de 0,50 m y entre hilera de 1 m cuya densidad poblacional fue 8.000 plantas (dos semillas por sitio).

### **3.6.3. Control de malezas**

#### **-Química**

El primer control de maleza se realizó el mismo día efectuado la siembra. Se mezclaron dos herbicidas de acción pre y post-emergentes; Atraz (Atrazina 800 gr i.a./kg. ha) y Alanox 480 CE (Alaclor 480 gr i.a./l. ha). Previo a la calibración de la bomba se empleó un volumen de 56,43 litros de agua en el cual se le adicionó 320 gr de Atrazina y 500 ml de Alaclor.

#### **-Mecánica**

Este control se lo efectuó a los 20 días después de la siembra (dss) y el último a los 45 dds respectivamente.

### **3.6.4. Fertilización**

Se fertilizó a los 20 y 45 dds de acuerdo a las recomendaciones técnicas del INIAP basado en el requerimiento nutricional del cultivo.

**Tabla 3:** Requerimiento nutricional para una hectárea

<b>Elemento</b>	<b>Dosis</b>
Nitrógeno (N)	80 Kg/ha
Fósforo (P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> )	20 Kg/ha
Potasio (K <sub>2</sub> O <sub>5</sub> )	30 Kg/ha

Elaborado por: INIAP, s.f

**Tabla 4:** Cantidad de fertilizante aplicado en 2000 m<sup>2</sup>

Elemento	Dosis / 2000 m <sup>2</sup>	Fuente de fertilizante
Nitrógeno (N)	16 Kg	Urea
Fósforo (P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> )	4 Kg	Superfosfato simple
Potasio (K <sub>2</sub> O <sub>5</sub> )	6 Kg	Muriato de potasio

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

### 3.6.5. Control de insectos

La aplicación de insecticida estuvo en función de los grados de evaluación de la plaga. Durante el crecimiento lento (II muestreo) se presentaron altas poblaciones de *Dalbulus maidis* (chicharrita), el cual ameritó control. Se empleó Acetamiprid en dosis de 150 gr/kg de producto comercial, el mismo que contiene 200 gr de i.a./kg de producto comercial. Sólo se aplicó en una de las parcelas siguiendo el protocolo de estudio.

**Tabla 5:** Población del insecto *D. maidis* obtenido a través de las redadas

Método de Redadas	Muestras			Total
	I 1/12/1015	II 8/12/2015	III 15/12/2015	
Parcela con aplicación de insecticida.	10	160	57	227
Parcela sin aplicación de insecticida.	3	46	15	64
Número total de insectos en 20 hileras muestreadas.				291

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

### 3.6.6. Riego

Inicialmente se aplicaron riegos suplementarios, y posteriormente dependió de las precipitaciones naturales obtenidas durante los meses; noviembre, diciembre y enero con un valor estimado de 321,1 mm de agua.

### 3.6.7. Cosecha

Se realizó a los 70 dds con una producción de 50 almuz/ha.

### **3.7. Fases de estudio**

La presente investigación comprendió de tres fases de estudio:

Fase I: Evaluación de insectos benéficos y plagas parasitadas a nivel de campo.

Fase II: Recuperación de insectos plaga parasitados e insectos benéficos a nivel de laboratorio.

Fase III: Clasificación por orden, familia y género de los insectos benéficos a nivel de laboratorio.

La fase I y II se llevaron a cabo en los predios de la Facultad de Ingeniería Agronómica de la Universidad Técnica de Manabí y la fase III se realizó en el Laboratorio de Entomología de la FIAG en colaboración con la Universidad Agraria La Molina y el Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA), Perú.

### **3.8. Fase I: Evaluación de insectos benéficos y plagas parasitadas a nivel de campo**

Esta fase comprendió de dos etapas:

-La captura y evaluación de los insectos benéficos del suelo, para lo cual se emplearon las trampas de caída "Pitfall".

-La captura y evaluación de insectos benéficos y plagas parasitadas de la constitución aérea del maíz, fue realizada durante cada etapa fenológica del cultivo y se emplearon diversas herramientas de muestreo como; trampas de succión, trampas de luz, trampas cromáticas y redadas. A continuación se detallan las dos etapas:

#### **3.8.1. Etapa I: Captura y evaluación de insectos benéficos en el suelo.**

##### **Trampas de caída "Pitfall"**

En el área de ensayo se utilizaron diez trampas de caída, es decir cinco trampas por parcela y se ubicaron en cinco puntos diferentes del terreno, evitando el efecto borde. Para la colocación de las trampas se realizó un hoyo en el suelo cuya profundidad coincidía con el tamaño de

la trampa, se procedió a insertarla para que esté a nivel de la superficie. Se fabricó un techo o cubierta con la finalidad de evitar el ingreso de agua (precipitaciones) o agentes contaminantes.

Se empleó como atrayente alimenticio una solución de melaza. Dicha mezcla se conformó de 2700 ml de agua más 300 ml de melaza, y en cada trampa se vertió un volumen de 300 ml de la solución. Las observaciones de las trampas se las realizó cada 7 días.

### **3.8.2. Etapa II: Captura y evaluación de insectos benéficos y plagas parasitadas de la constitución aérea del maíz.**

Para la captura de los insectos benéficos y plagas parasitadas se emplearon diversas técnicas de muestreo.

#### **Trampa de luz**

Se ubicó una trampa por parcela a una altura de 1,5 m a nivel del suelo y en medio del terreno.

Las trampas de luz se encendieron automáticamente a las 18h00 y se apagaban a las 6h00 del siguiente día, por acción de la fotocélula ubicada en la parte superior de la trampa. La batería se recargaba con energía solar para proyectar luz ultravioleta en la noche. Las observaciones de las trampas se las realizó cada 7 días.

#### **Trampas cromáticas**

Se emplearon cinco trampas cromáticas (1,25 x 0,76 m) de color amarillo por parcela de estudio. Cada trampa cromática estuvo tratada con grasa vegetal para lograr adherencia de los insectos. Las observaciones de las trampas se las realizó cada 7 días.

#### **Trampa de red**

Se utilizó la red entomológica para capturar insectos aéreos. Se recorrió diez filas seleccionadas en cada parcela de estudio realizando movimientos en forma de ocho con la red para atrapar insectos próximos a tallos y hojas. Las observaciones se realizaron cada 7 días hasta finales de la etapa de crecimiento lento (aproximadamente hasta la cuarta semana).

### **Trampa de succión**

Previo a la estratificación del terreno (cinco partes iguales, excepto el efecto borde) se procedió a seleccionar veinticinco plantas por parcela de estudio, es decir 5 plantas por cada punto de muestreo y mediante la trampa de succión se capturaron los insectos próximos a tallos y hojas de las plantas seleccionadas. La evaluación se realizó cada 7 días.

### **3.9. Limpieza de las muestras**

Luego de cada muestreo se procedió a realizar la limpieza de las muestras para evitar su deterioro. Los insectos provenientes de las trampas cromáticas fueron sometidos en agua caliente (70°C) para facilitar la eliminación de la grasa vegetal adherida al cuerpo del insecto y posteriormente conservados en alcohol al 70 %. Mientras que los insectos colectados a partir de las demás técnicas de muestreo fueron despojados de cualquier impureza, sumergidos directamente en alcohol (70%) y conservados en recipientes plásticos con sus respectivas etiquetas.

### **3.10. Distribución de las muestras insectiles benéficas y no benéficas**

Los insectos benéficos fueron conservados en viales de 1,5 ml y frascos plásticos de 25 ml y alcohol al 70%.

### **3.11. Fase II: Recuperación de insectos plagas parasitados e insectos benéficos a nivel de laboratorio**

Los estados inmaduros de insectos benéficos y plagas fueron trasladados al laboratorio para su crianza hasta completar el estado adulto. Esta fase comprendió la cría de huevos y ninfas de chinches benéficos, pupas de coccinélidos, larvas de crisopas y larvas de lepidópteros. Para ello se emplearon algunos materiales como cajas Petri, rotuladores, algodón y cámara fotográfica.

### **3.11.1. Sustrato de alimentación**

Debido a la facilidad de alimento disponible en la naturaleza, bajo costo económico y preferencia alimentaria del insecto, se utilizó un medio de alimentación natural.

La alimentación de los insectos plaga parasitados fue a partir de determinados órganos de la planta hospedera (maíz), mientras que los estados inmaduros de los insectos benéficos fueron alimentados con especies de áfidos encontrados en el campo como *Aphis gossypii* Glover; especies de trips *Thrips tabaci* Lindeman; especies de mosca blanca como *Bemisia tabaci* Gennadius y algunos dípteros cuyo estado adulto permitió la subsistencia de las ninfas de chinches benéficos.

### **3.11.2. Asignación del alimento**

Se le asignó alimento cada dos días, principalmente para evitar su descomposición. Se procedió a desinfectar las cámaras de cría cada vez que eran alimentados.

### **3.11.3. Rotulación de la cámara de cría**

Se rotuló la cámara de cría con los siguientes datos:

- Nombre del insecto
- Fecha de colección
- Huevos colectados
- Eclosión
- Fecha de pupa
- Emergencia del adulto

### **3.12. Fase III: Clasificación por orden, familia y género de los insectos benéficos a nivel de laboratorio.**

#### **3.12.1. Identificación de las muestras de insectos colectados**

Los insectos benéficos capturados en el campo fueron sometidos a su respectiva clasificación taxonómica de acuerdo a su orden, familia, género y en otros casos hasta especie.

Esta fase se realizó con ayuda del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA, Perú), la Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM, Perú) y el Laboratorio de Entomología de la Facultad de Ingeniería Agronómica de la UTM. Además se emplearon importantes materiales bibliográficos y claves taxonómicas como las que provee el libro Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical, editores F. Fernández y M.J. Sharkey (2006), además de las colecciones sinópticas disponibles en la web como: Coccinellidae del Perú, Ecuador y la base de datos Cabi (Centre for Agricultural Bioscience International), lo cual facilitó la clasificación taxonómica de las muestras insectiles benéficas.

#### **3.12.2. Rotulación de insectos montados**

Para esta labor se emplearon dos etiquetas y los datos que se describen a continuación:

La primera etiqueta detalló la procedencia del insecto como; país, provincia, cantón, parroquia, coordenadas geográficas, fecha y colector.

La segunda etiqueta indicó la clasificación taxonómica del insecto; orden, familia, género y especie.

### **3.13. Análisis estadístico.**

El análisis estadístico utilizado para medir los índices de alfa diversidad fueron los siguientes:

Simpson, Shannon-Wiener y Margalef.

#### **3.13.1. Índice de Simpson**

Orellana (2009, 17) menciona que el índice de diversidad de Simpson es también conocido como el índice de dominancia o diversidad de las especies, el mismo que permite medir la riqueza de organismos

mediante la cuantificación o simplemente la diversidad de un hábitat. Determina el número de especies presentes en el hábitat y su abundancia relativa. Representa la probabilidad de que dos individuos dentro de un hábitat sean seleccionados al azar pertenezcan a la misma especie. El índice varía entre 0 y 1. Su fórmula es:

$$D = \sum (n_i/N)^2$$

Donde:

$n_i$  = número de individuos de cada especie.

$N$  = número total de organismos de todas las especies o la muestra.

### 3.13.2. Índice de Shannon-Wiener

Orellana (2009,18) manifiesta que el índice es empleado para medir la biodiversidad específica. Contempla la cantidad de especies presentes en el área de estudio (riqueza de especies) y la cantidad relativa de individuos de cada una de esas especies (abundancia). El índice puede variar de 0-5. Su valor normal está entre 2 y 3, es decir que los valores inferiores a 2 se consideran bajos y los superiores a 3 se consideran alta diversidad, pero hay ecosistemas excepcionalmente ricos que pueden superar el valor de 5. Su fórmula es:

$$H' = \sum_{i=1}^s (p_i)(\ln p_i)$$

Donde:

$S$  = Número de especies (riqueza de especies)

$p_i$  = Proporción de individuos de las especies; respecto al total de individuos (abundancia relativa de la especie),  $n_i/N$ .

$N$  = Número de individuos de totales.

### 3.13.3. Índice Margalef

Orellana (2009,16) menciona que el índice se encarga de medir la riqueza específica, es una forma muy simple de medir la biodiversidad. Es una medida utilizada para estimar la biodiversidad de una comunidad, con base a la distribución numérica de los individuos de las diferentes especies, en función del número de individuos existentes de la muestra



analizada, necesarias para medir el número de especies de una muestra. El índice establece la siguiente escala; los valores inferiores a dos son considerados de baja diversidad, mientras que los valores superiores a 5 son indicativos de alta biodiversidad. Su fórmula es:

$$D_{Mg} = \frac{(S - 1)}{\ln N}$$

Donde:

S= Número de especies.

N= Número total de individuos.

## Capítulo cuarto

### Resultados

#### 4.1. Clasificación taxonómica orden, familia y género de los individuos encontrados.

Se recolectaron 818 insectos benéficos asociados al cultivo de maíz, provenientes de una determinada zona geográfica (campus experimental “La Teodomira”, parroquia Lodana del Cantón Santa Ana), de los cuales se identificaron 6 órdenes que se detallan a continuación: Coleoptera, Hymenoptera, Hemiptera, Neuroptera, Diptera y Dermaptera. Congregado a los órdenes se identificaron 21 familias que se mencionan a continuación: Coccinellidae, Braconidae, Crabronidae, Vespidae, Chalcididae, Eucharitidae, Pompilidae, Apidae, Figitidae, Eulophidae, Scelionidae, Mutillidae, Bethyidae, Chrysididae, Reduviidae, Anthocoridae, Chrysopidae, Tachinidae, Syrphidae, Dolichopodidae y Forficulidae.

Se encontraron 35 géneros asociados a distintas familias de los cuales 12 insectos se clasificaron taxonómicamente hasta especie.

Los insectos benéficos clasificados a nivel de especie conllevó de la revisión profunda de las claves taxonómicas, así como el estudio de la genitalia como en caso de *Cheilomenes sexmaculata* Fabricius, los segmentos antenales (antenómeros), la espina tibial que se presentó en algunos insectos como en el caso de *Cyrea sp*, además del estudio intensivo de las celdas alares como en el caso de los insectos del orden Hymenoptera. Todo ello facilitó la clasificación taxonómica de las muestras insectiles benéficas. (Ver imagen 2)

La abundancia de insectos por parcela de estudio fue la siguiente; En la parcela con aplicación de insecticida se encontraron 282 insectos benéficos de los cuales se registraron 5 órdenes, 18 familias, 31 géneros y 10 especies. Mientras que en la parcela sin aplicación de insecticida se

encontraron 536 insectos congregados a 6 órdenes, 20 familias, 27 géneros y 10 especies.

De acuerdo a sus hábitos se los agrupó en tres grupos funcionales los cuales fueron; depredador, polinizador y parasitoide. (Ver Tabla 6).

A nivel del área de ensayo se encontró que el orden Hymenoptera estuvo representado en su mayoría por parasitoides, menor cantidad de predadores y polinizadores, la estimación porcentual fue de 46,7%. El segundo lugar corresponde al orden Coleoptera representado por predadores con un porcentaje de 36,3% a nivel del área de estudio. (Ver anexo 21).

**Tabla 6:** Clasificación taxonómica de los insectos benéficos en el estudio “Prospección de la entomofauna benéfica asociada al cultivo de maíz (*Zea mays* L.) en Lodana, Manabí”.

Orden	Familia	Género/ Especie
Coleoptera	Coccinellidae	<i>Cheilomenes sexmaculata</i> Fabricius.*
		<i>Hippodamia convergens</i> Guerin-Meneville.*
		<i>Rodolia cardinalis</i> Mulsant.*
		<i>Tenuisvalvae bromelicola</i> Sicard.*
		<i>Mada synemia</i> Gordon.*
		<i>Psyllobora confluens</i> Fabricius.*
		<i>Cycloneda sanguinea</i> Linnaeus.*
		<i>Hyperaspis onerata</i> Mulsant.*
		<i>Hyperaspis esmeraldas</i> Gordon y González.*
		<i>Hyperaspis festiva</i> Mulsant.*
		<i>Scymnus sp.</i> *
		<i>Paraneda sp.</i> *
		<i>Scymnus sp.</i> *
		<i>Cyrea sp.</i> *
		<i>Diomus sp.</i> *
<i>Azya sp.</i> *		
Hymenoptera	Braconidae	<i>Bracon sp.</i> **
		<i>Opius sp.</i> **
		<i>Apanteles sp.</i> **
		<i>Chelonus insularis</i> Cresson.**
	Crabronidae	<i>Liris sp.</i> **
		<i>Psenulus sp.</i> *

	Vespidae	<i>Polistes versicolor</i> Olivier.*
		<i>Polybia sp.</i> *
		<i>Odynerus sp.</i> *
		<i>Polistes sp.</i> *
	Chalcididae	<i>Chalcis sp.</i> **
		<i>Conura sp.</i> **
		<i>Brachymeria sp.</i> **
	Eucharitidae	<i>Kapala sp.</i> **
	Pompilidae	<i>Priocnemis sp.</i> *
	Apidae	<i>Apis sp.</i> ***
		<i>Tetragonisca sp.</i> ***
	Figitidae	<i>Phaenoglyphis sp.</i> **
	Eulophidae	<i>Chrysocharis sp.</i> **
	Scelionidae	.....
	Mutillidae	.....
	Bethylidae	.....
	Chrysididae	.....
<b>Hemiptera</b>	Reduviidae	<i>Zelus sp.</i> *
	Anthocoridae	<i>Orius sp.</i> *
<b>Neuroptera</b>	Chrysopidae	<i>Chrysoperla sp.</i> *
<b>Diptera</b>	Tachinidae	.....
	Syrphidae	.....
	Dolichopodidae	<i>Condylostylus sp.</i> *
<b>Dermaptera</b>	Forficulidae	.....
<b>Total de insectos registrados</b>		<b>818</b>

\*Depredador    \*\*Parasitoide    \*\*\*Polinizador

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

#### 4.2. Recuperación de insectos plagas parasitados e insectos benéficos a nivel de laboratorio

Se recuperaron estados inmaduros de insectos benéficos como; pupas de coccinélidos, larvas de crisopas y huevos de chinches, los cuales al completar su fase adulta se determinó la clasificación taxonómica. Los benéficos que no alcanzaron el estado adulto, se procedió a estudiar las características de los estadios inmaduros para obtener la identificación respectiva. (Ver anexo 5)

En la parcela sin aplicación de insecticida se recuperaron insectos como *Chrysoperla sp*, *Zelus sp* y *Cheilomenes sexmaculata*. Mientras que en la parcela con aplicación de insecticida se recuperaron los siguientes; *Zelus sp* y *Cheilomenes sexmaculata*. (Ver tabla 7)

**Tabla 7:** Recuperación de insectos benéficos encontrados en cada parcela de estudio.

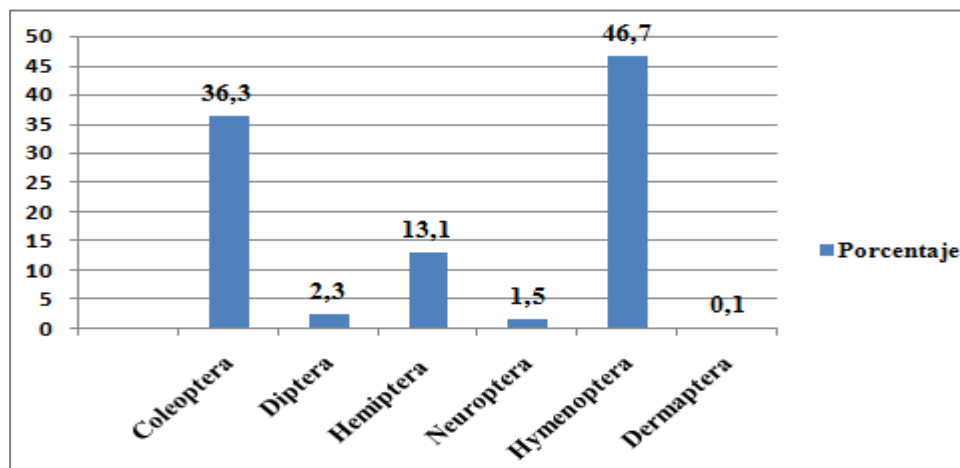
Parcela	Orden / Estado	Especie recuperada
Sin aplicación de insecticida	Neuroptera-Larva	<i>Chrysoperla sp.</i>
	Hemiptera-Huevos	<i>Zelus sp.</i>
	Hemiptera-Ninfas	<i>Zelus sp.</i>
	Coleoptera-Pupa	<i>Cheilomenes sexmaculata.</i>
Con aplicación de insecticida	Hemiptera-Huevos	<i>Zelus sp.</i>
	Hemiptera-Huevos	<i>Zelus sp.</i>
	Coleoptera-pupa	<i>Cheilomenes sexmaculata.</i>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

#### 4.3. Estimación porcentual de los órdenes Coleoptera, Diptera, Hemiptera, Hymenoptera, Neuroptera y Dermaptera en el área de ensayo.

Se recolectó 818 insectos benéficos a nivel del área de ensayo. Se encontró mayor porcentaje de individuos en el orden Hymenoptera 46,7%, seguido del orden Coleoptera con 36,3% y el orden Hemiptera 13,1%, mientras que el orden menos representativo fue Dermaptera con un valor estimado de 0,1%. (Ver gráfico1).

**Gráfico 1:** Estimación porcentual de los órdenes Coleoptera, Diptera, Hemiptera, Hymenoptera , Neuroptera y Dermaptera en el área de ensayo.



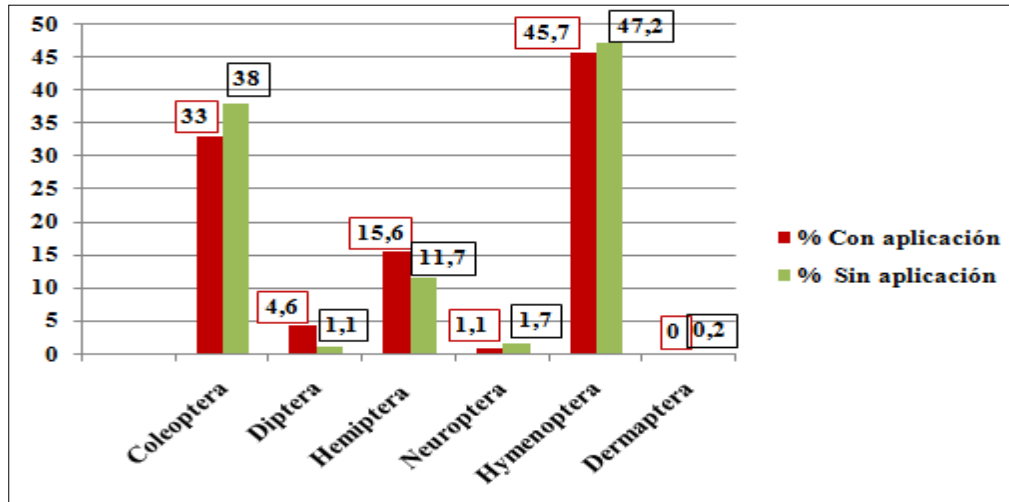
Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

#### 4.4. Porcentaje de individuos de cada orden en la parcela con y sin aplicación de insecticida

La estimación porcentual del orden Hymenoptera en la parcela sin aplicación de insecticida fue mayor 47,2>45,7% respecto al valor estimado de la parcela con aplicación, seguido del orden Coleoptera con un valor porcentual mayor en la parcela sin aplicación 38>33% respecto a la parcela con aplicación. El tercer lugar lo representa el orden Hemiptera mayor en la parcela con aplicación 15,6>11,7 respectivamente.

Mientras que el orden Dermaptera fue el menos representativo y ausente en la parcela sin aplicación de insecticida 0<0,2% respecto a la parcela con aplicación de insecticida (Ver gráfico 2).

**Gráfico 2:** Porcentaje de individuos de cada orden en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

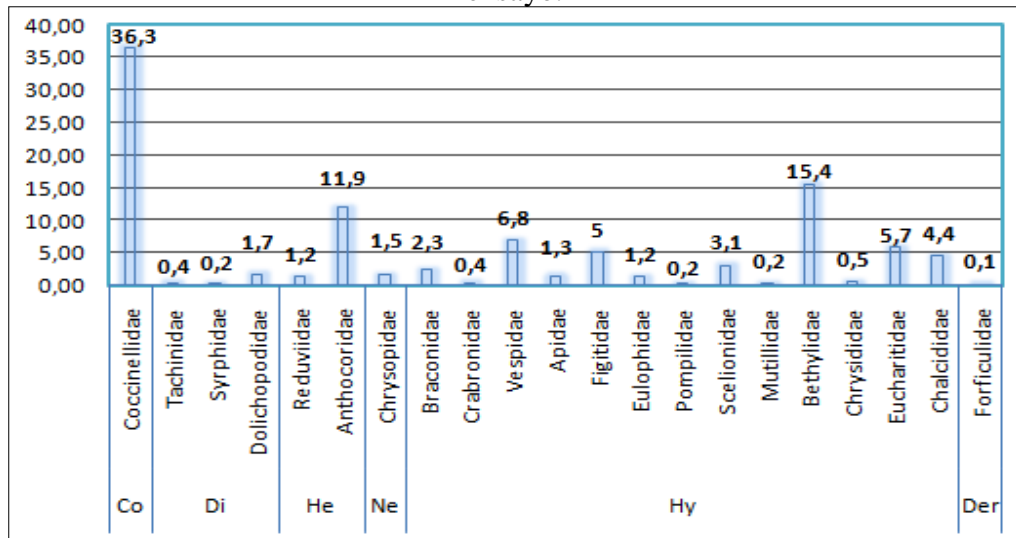


Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

#### 4.5. Porcentaje de individuos por familia en el área de ensayo.

La familia Coccinellidae se destacó por ser la más abundante del área de estudio y su valor porcentual estimado fue 36,3% a nivel del área de ensayo, seguido, de la familia Bethylidae 15,4% y la familia Anthocoridae 11,9% y la menos representativa fue la familia Forficulidae 0,1 %. (Ver gráfico 3).

**Gráfico 3:** Porcentaje de individuos por familia en el área de ensayo.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

#### 4.6. Porcentaje de individuos por familia en relación a cada orden en el área de ensayo.

Se encontró que los especímenes de la familia Coccinellidae del orden Coleoptera, Chrysopidae del orden Neuroptera y Forficulidae del orden Dermaptera, presentaron el 100% en relación a cada orden.

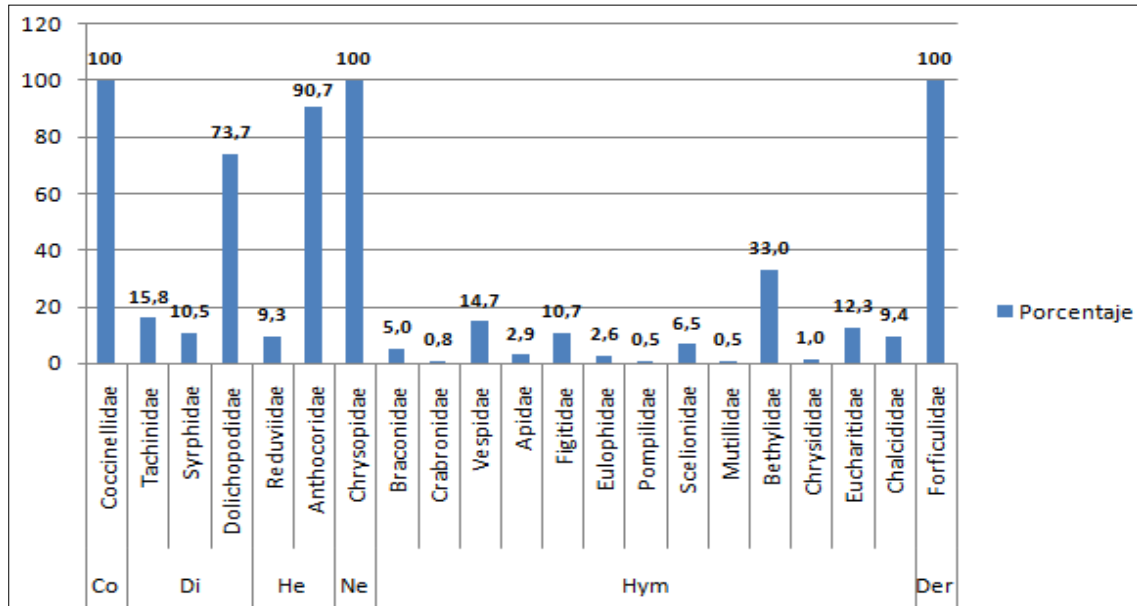
Dentro del orden Diptera los especímenes más abundantes estuvieron integrados por la familia Dolichopodidae con un valor de 73,7% y la menos representativa estuvo integrada por los individuos de la familia Syrphidae con 10,5%.

Mientras que el orden Hemiptera estuvo integrado por individuos de la familia Anthocoridae con un valor de 90,7% y la menos representativa fue la familia Reduviidae con un valor de 9,3%.

En el orden Hymenoptera se encuentran los especímenes de la familia Bethyidae con 33,0% seguido de la familia Vespidae con 14,7%, y en menor proporción la familia Pompilidae con 0,5%. (Ver gráfico 4).



**Gráfico 4:** Porcentaje de individuos por familia en relación a cada orden en el área de ensayo.



Nota: Cada orden representa el 100%.

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas, 2016.

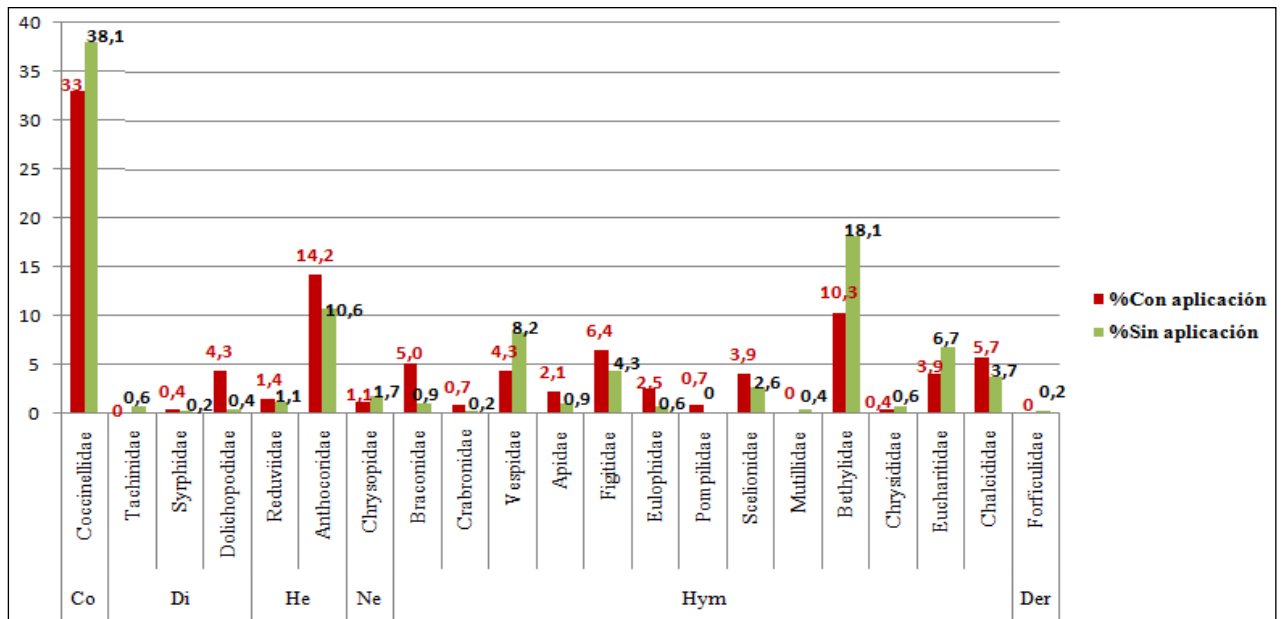
#### 4.7. Porcentaje de individuos por familia en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

La familia Coccinellidae del orden Coleoptera obtuvo mayor porcentaje de individuos en la parcela sin aplicación respecto a la parcela con aplicación de insecticida 38,1 > 33%. Los especímenes de la familia Bethyidae del orden Hymenoptera de la parcela sin aplicación de insecticida obtuvo mayor porcentaje 18,1 > 10,3% respectivamente.

Los especímenes de la familia Anthocoridae del orden Hemiptera de la parcela con aplicación de insecticida obtuvieron mayor valor porcentual 14,2 > 10,6% respectivamente.

Mientras que la familia Tachinidae, Mutillidae y Forficulidae, estuvieron ausentes en la parcela con aplicación de insecticida. (Ver gráfico 5).

**Gráfico 5:** Porcentaje de individuos por familia en la parcela con y sin aplicación de insecticida.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas, 2016.

#### 4.8. Porcentaje de individuos por familia en relación a cada orden en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

Los especímenes de la familia Coccinellidae del orden Coleoptera y los especímenes de la familia Chrysopidae del orden Neuroptera, en ambas parcelas de estudio se comportaron iguales con valores de 100% haciendo notar que fueron las únicas familias presentes de estos órdenes.

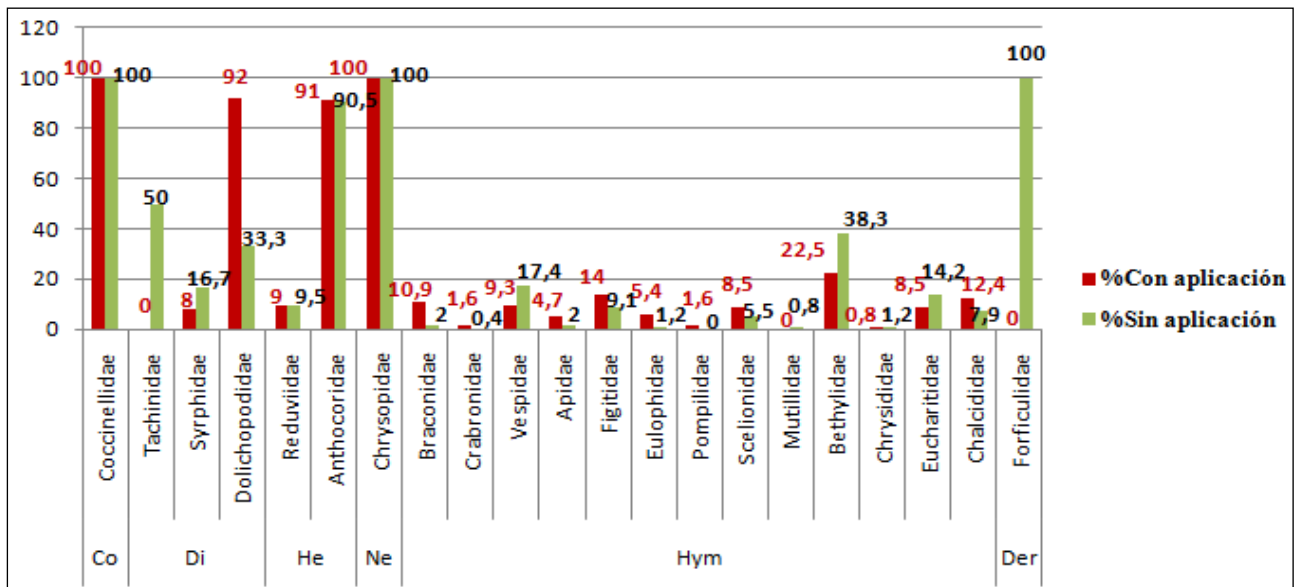
Dentro del orden Diptera, los especímenes de la familia Dolichopodidae de la parcela con aplicación de insecticida reportaron mayor valor porcentual 92>33,3% respectivamente. En la parcela donde se aplicó insecticida no se encontraron especímenes de la familia Tachinidae

Dentro del orden Hemiptera, los especímenes de la familia Anthocoridae de la parcela con aplicación de insecticida presentaron mayor valor porcentual 91>90,5% respecto a la parcela sin aplicación de insecticida.

Dentro del orden Hymenoptera los especímenes de la familia Bethylidae de la parcela sin aplicación de insecticida obtuvieron mayor porcentaje 38,3>22,5% respectivamente. No se encontró especímenes de la familia Mutillidae en la parcela con aplicación de insecticida, ni especímenes de la familia Pompilidae en la parcela sin aplicación de insecticida.

Dentro del orden Dermaptera sólo se presentó un espécimen de la familia Forficulidae en la parcela sin aplicación de insecticida (ausente en la parcela con aplicación) lo que indica que obtuvo 100% como la única familia que integra el orden. (Ver gráfico 6).

**Gráfico 6:** Porcentaje de individuos por familia en relación a cada orden en la parcela con y sin aplicación de insecticida.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas, 2016.

#### 4.9. Análisis de los índices para medir la diversidad

**Tabla 8:** Estimación de los índices de la alfa-diversidad de acuerdo al empleo de varias técnicas de muestreo.

Índices		Técnica de muestreo							
		Trampa Pitfall		Trampa cromática		Trampa de succión		Redada	
		Sin	Con	Sin	Con	Sin	Con	Sin	Con
Simpson:	Dominancia	0,49074074	0,59722222	0,321936172	0,26366782	0,604053293	0,349932096	0,26268861	0,146701389
	Diversidad	0,50925926	0,40277778	0,678063828	0,73633218	0,395946707	0,650067904	0,73731139	0,853298611
Shannon- Wiener		1,13422513	0,721463687	1,512167481	1,87402492	0,891505296	1,606683767	1,70901513	2,063025402
Margalef		1,35849309	0,804859209	0,038461538	0,08139535	0,082191781	0,183673469	0,14814815	0,1875

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

##### 4.9.1. Interpretación estadística del índice de Simpson sobre las técnicas de muestreo

###### Trampa de caída “Pitfall”

De acuerdo a los valores obtenidos mediante la técnica de muestreo, se reportó que en la parcela sin aplicación de insecticida la dominancia fue menor que la diversidad  $0,490 < 0,509$  el índice de Simpson indica que en ambos términos su escala puede variar entre 0-1, es decir cuando la dominancia es baja la diversidad será alta o inversamente proporcional.

A diferencia de la parcela con aplicación de insecticida donde la dominancia fue mayor que su diversidad  $0,597 > 0,402$ .

El índice de dominancia en ambas parcelas establece que fue más alto en la parcela con aplicación de insecticida  $0,597 > 0,490$ , mientras que el índice de diversidad fue más alto en la parcela sin aplicación de insecticida  $0,509 > 0,402$ . (Ver Tabla 8).

###### Trampa cromática

Los valores obtenidos para esta técnica de muestreo detallan que en cada parcela de estudio existe baja dominancia y alta diversidad con los siguientes resultados; en la parcela con aplicación  $0,263 < 0,736$  mientras que en la parcela sin aplicación de insecticida  $0,321 < 0,678$ .

El índice de dominancia de ambas parcelas establece que es mayor en la parcela sin aplicación de insecticida respecto a la con aplicación insecticida  $0,321 > 0,263$ . La diversidad fue mayor en la parcela con aplicación que en la parcela sin aplicación de insecticida  $0,736 > 0,678$ . (Ver Tabla 8).

#### **Trampa de succión**

Los valores obtenidos en cada parcela de estudio establecen los siguientes resultados; en la parcela sin aplicación de insecticida la dominancia es mayor que la diversidad  $0,604 > 0,395$  mientras que en la parcela con aplicación de insecticida la dominancia fue menor que la diversidad  $0,349 < 0,650$ .

La dominancia en la parcela sin aplicación de insecticida fue alta  $0,604 > 0,349$  a diferencia de la parcela con aplicación de insecticida. Mientras que la diversidad en la parcela sin aplicación fue baja  $0,395 < 0,650$  y mayor en la parcela con aplicación de insecticida. (Ver Tabla 8).

#### **Redada**

Los resultados encontrados en la parcela sin aplicación demostraron que la dominancia fue menor que la diversidad con los siguientes valores  $0,262 < 0,737$  respectivamente. En la parcela con aplicación de insecticida la dominancia y la diversidad reportaron los siguientes valores  $0,146 < 0,853$ .

La parcela sin aplicación de insecticida la dominancia fue mayor  $0,262 > 0,146$  respectivamente. Mientras que en la parcela con aplicación de insecticida reportaron mayor diversidad a diferencia de la parcela sin aplicación de insecticida  $0,853 > 0,737$ .

El índice de Simpson considera que en ambas parcelas de estudio la biodiversidad fue baja debido a que los valores de las técnicas de muestreo no alcanzaron la escala 1. (Ver Tabla 8).

#### **4.9.2. Interpretación estadística del índice de Shannon-Wiener sobre las técnicas de muestreo**

La diversidad que se obtuvo en ambas parcelas de estudio empleando varias técnicas de muestreo fue considerada baja, ya que el

índice de Shannon-Wiener establece que los valores pueden variar entre 0-5 y se considera diversidad normal cuando los valores se aproximen a 2-3. Sin embargo existen ecosistemas excepcionalmente ricos que superan la escala 5.

En el estudio se determinó que la diversidad de ambas parcelas no supera la escala 2 y por lo tanto es considerada baja. Sin embargo, existe variación en la técnica de muestreo redada de la parcela con aplicación de insecticida reportando un valor de 2,063 ubicándolo dentro de la escala normal, pero de acuerdo al análisis es baja a nivel del área de estudio (Ver Tabla 8).

#### 4.9.3. Interpretación estadística del índice de Margalef sobre las técnicas de muestreo

El índice de Margalef es empleado en ecología para medir la biodiversidad de una comunidad, con base a la distribución numérica de los individuos de las diferentes especies en función del número de individuos existente de la muestra analizada, esenciales para medir el número de especies en una unidad de muestra.

Los valores reportados en los sistemas de muestreo de ambas parcelas indican baja diversidad con valores menores a 2 (Ver Tabla 8).

El orden que predominó en cada técnica de muestreo fue Hymenoptera, además se concretó que las trampas cromáticas y la redada fueron técnicas muy eficientes para capturar variabilidad de insectos benéficos de acuerdo a lo reportado por Simpson y Shannon-Wiener, índices estimadores de la biodiversidad (Ver tabla 9).

**Tabla 9:** Eficiencia de las técnicas de muestreo para capturar biodiversidad de insectos benéficos

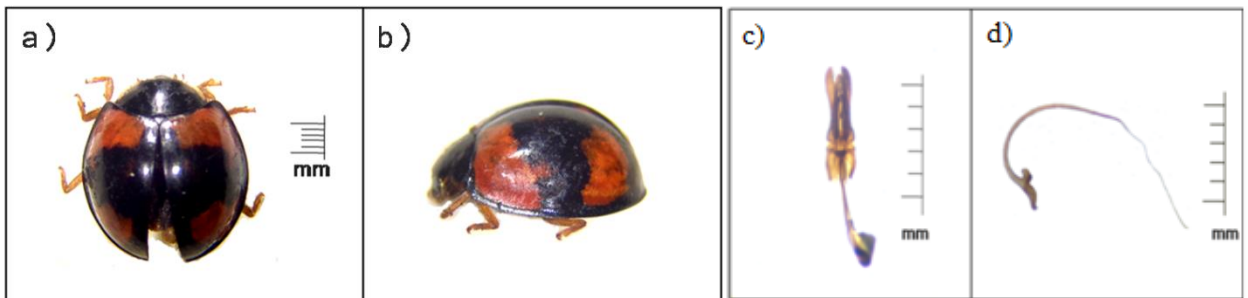
Escala	Índices de diversidad	Parcela sin aplicación				Parcela con aplicación			
		Pitfall	Cromática	Succión	Redada	Pitfall	Cromática	Succión	Redada
0-1	Simpson	0,509259259	0,67806383	0,39594671	0,73731139	0,40277778	0,73633218	0,6500679	0,85329861
0-5	Shannon-Wiener	1,1342251	1,5121675	0,8915053	1,7090151	0,7214637	1,8740249	1,6066838	2,0630254
	Margalef	1,358493088	0,03846154	0,08219178	0,14814815	0,80485921	0,08139535	0,18367347	0,1875

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

Biodiversidad de la entomofauna benéfica asociada al cultivo de maíz  
(*Zea mays* L.)

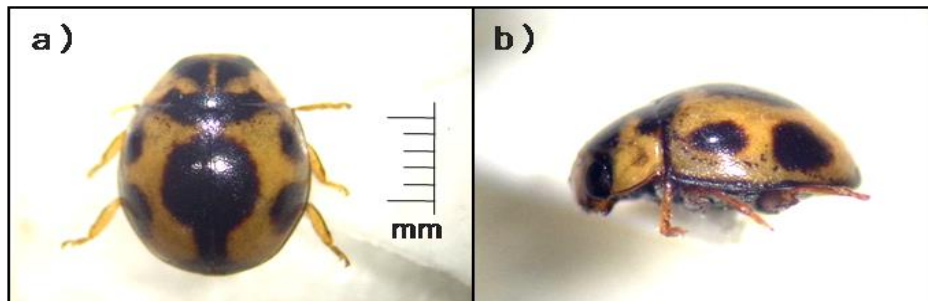
Insectos benéficos del orden Coleoptera  
Familia Coccinellidae

**Imagen 2:** *Cheilomenes sexmaculata*. a) Habitus dorsal;  
b) Habitus lateral. Genitalia masculina; c) Tegmen en vista dorsal;  
d) Siphos en vista lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 3:** *Hyperaspis (onerata)*; a) Habitus dorsal y b) Habitus lateral.



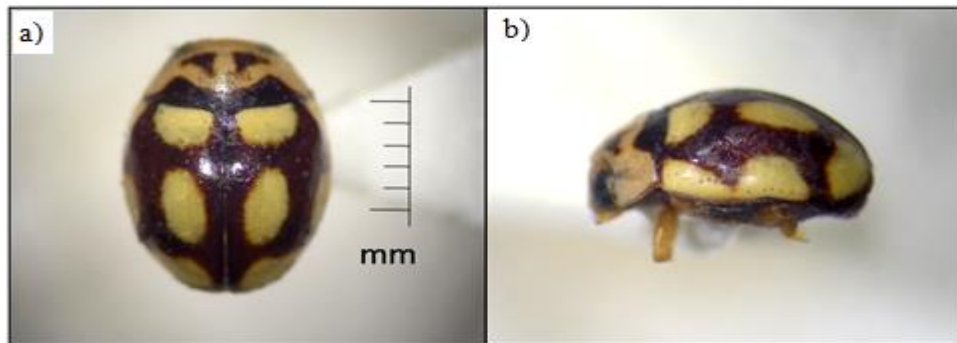
Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 4:** *Hyperaspis* sp; a) Habitus dorsal y b) Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 5:** *Cyrea* sp; a) Habitus dorsal y b) Habitus lateral.



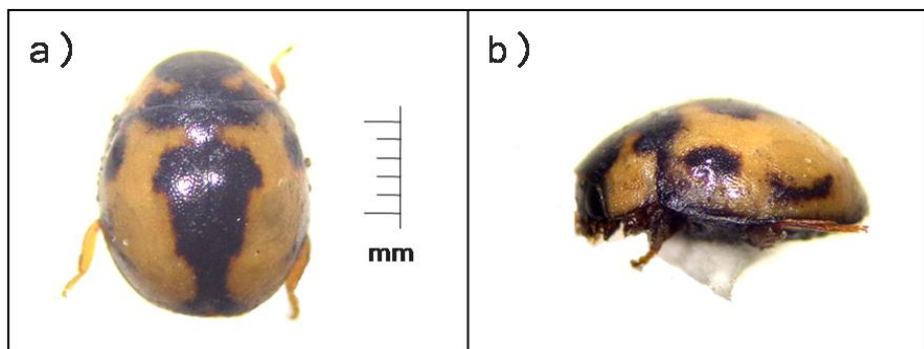
Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 6:** *Diomus* sp. Habitus dorsal.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 7:** *Hyperaspis (festiva)*; a) Habitus dorsal y b) Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.



**Imagen 8:** *Cycloneda sanguinea*; Habitus dorsal macho (derecha) y hembra (izquierda).



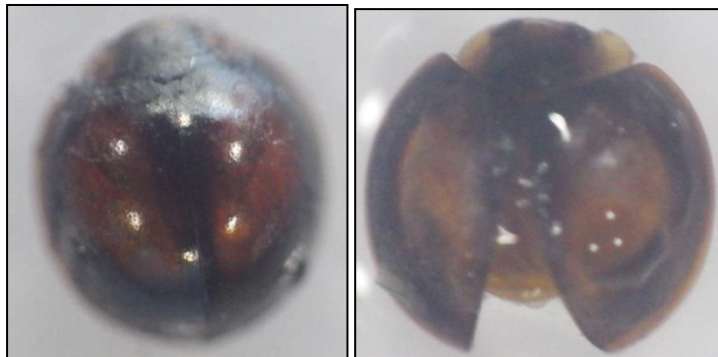
Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 9:** *Hippodamia convergens*. Habitus dorsal.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 10:** *Mada synemia*. Habitus dorsal.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 11:** *Hyperaspis esmeraldas*. Habitus dorsal.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 12:** *Tenuisvalvae bromelicola*. Habitus dorsal.



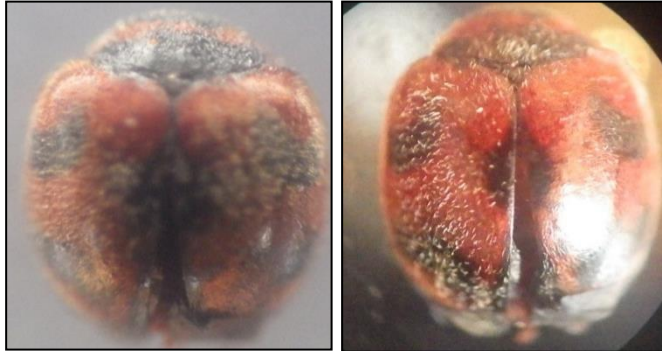
Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 13:** *Psyllobora confluens*. Habitus dorsal.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 14:** *Rodolia cardinalis*. Habitus dorsal.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 15:** *Paraneda sp.* Habitus dorsal.



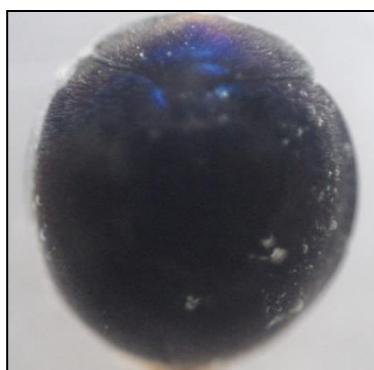
Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 16:** *Scymnus sp.* Habitus dorsal.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 17:** *Azya sp.* Habitus dorsal.

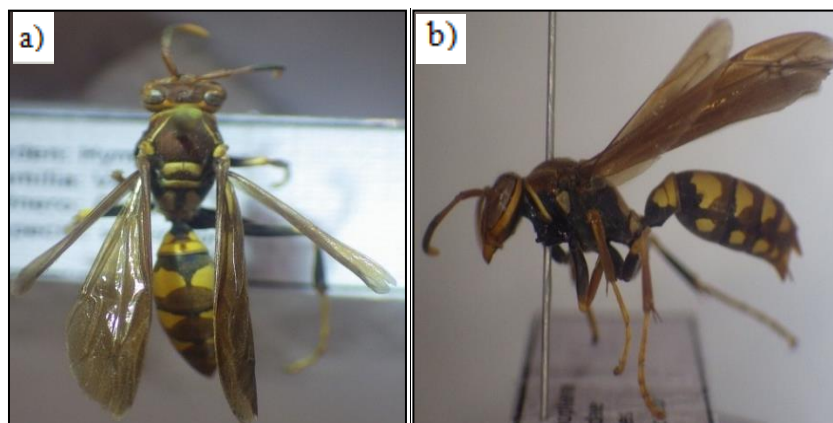


Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

### Insectos benéficos del orden Hymenoptera

#### Familia Vespidae

**Imagen 18:** *Polistes versicolor*; a) Habitus dorsal y b) Habitus lateral.



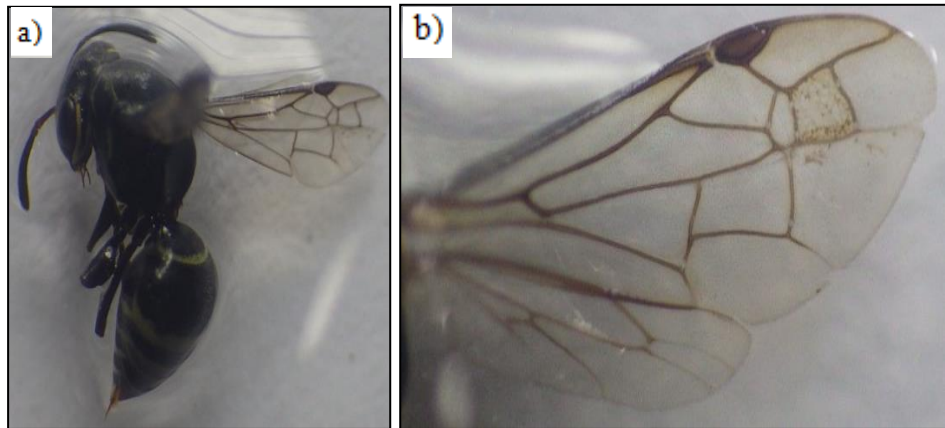
Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 19:** *Polybia sp.* Habitus dorsal.



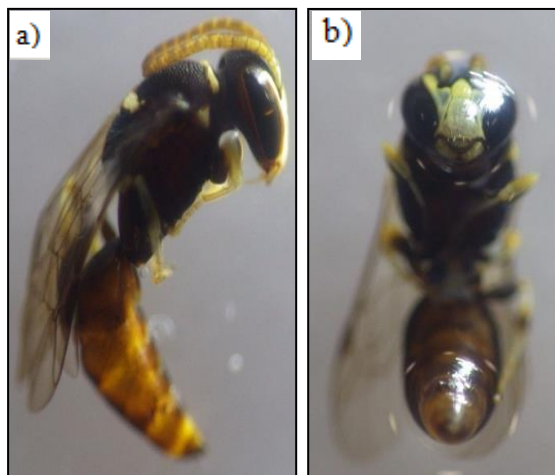
Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 20:** *Odynerus sp*; a) Habitus lateral y b) Ala anterior y posterior.



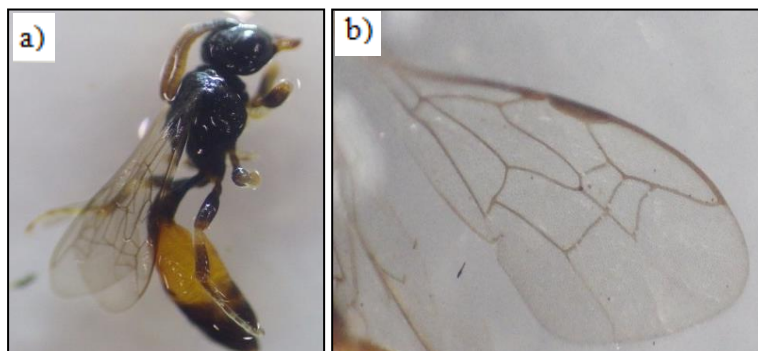
Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 21:** Vespidae; a) Habitus lateral y b) Habitus ventral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 22:** Vespidae; a) Habitus lateral y b) Ala Anterior.



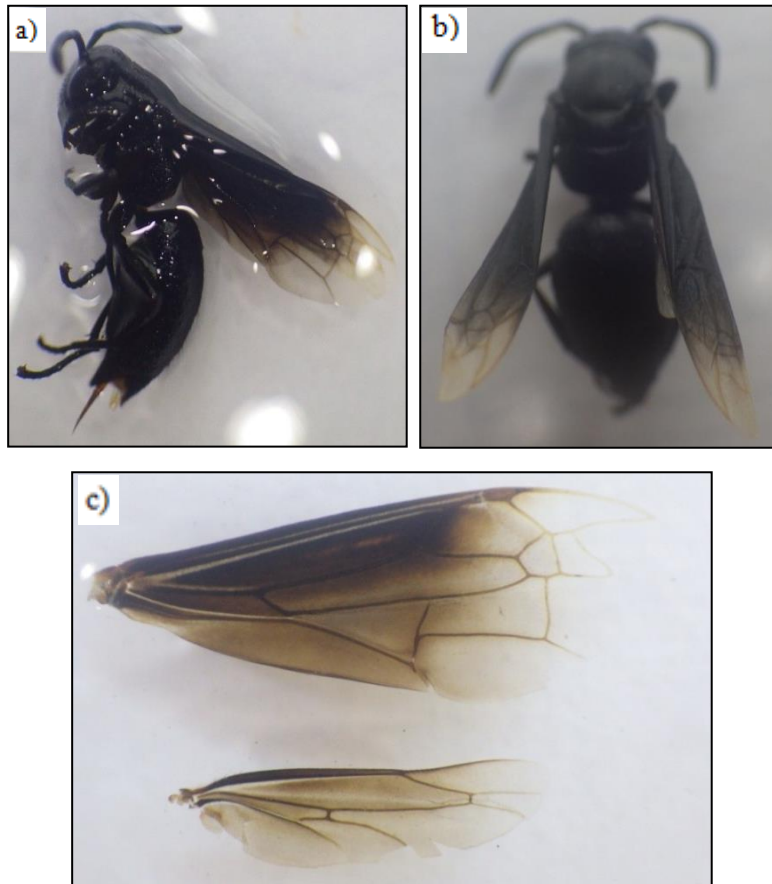
Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 23:** Vespidae.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 24:** Vespidae; a) Habitus lateral; b) Habitus ventral y  
c) Ala anterior y posterior.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Familia Mutillidae**

**Imagen 25:** Mutillidae. Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 26:** Mutillidae. Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

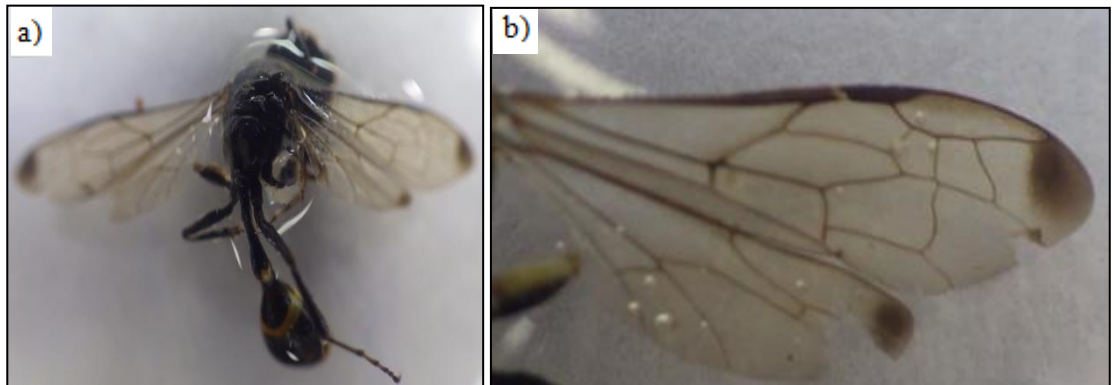
**Familia Crabronidae**

**Imagen 27:** *Liris sp.* Habitus lateral.



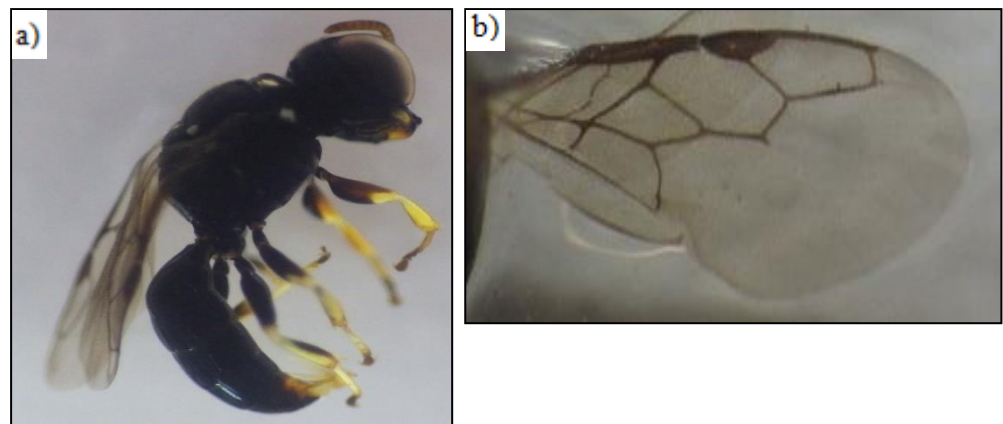
Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 28:** *Psenulus sp.*; a) Habitus dorsal y b) Ala anterior y posterior.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 29:** Crabronidae; a) Habitus lateral y b) Ala anterior.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

#### Familia Apidae

**Imagen 30:** *Tetragonisca sp.* Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.



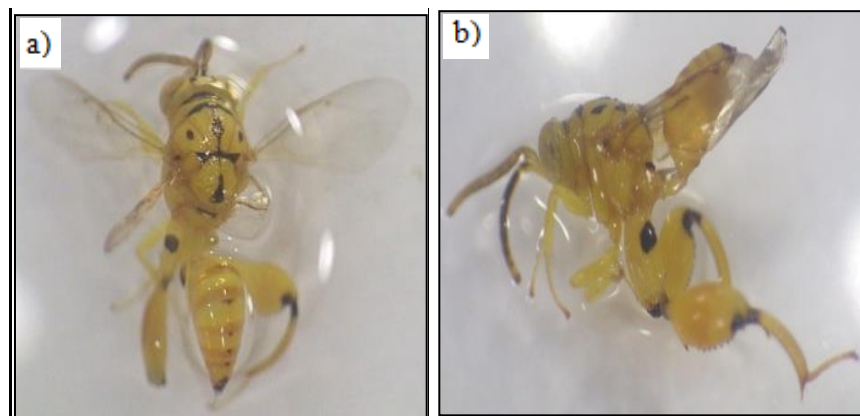
**Imagen 31:** *Apis sp.* Habitus dorsal.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Familia Chalcididae**

**Imagen 32:** *Conura sp.*; a) Habitus dorsal y b) Habitus lateral.



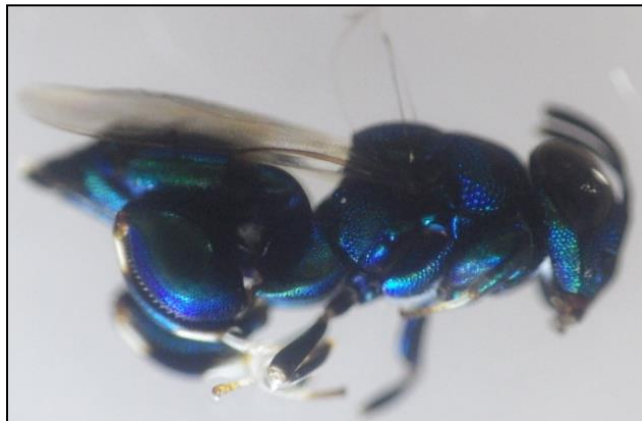
Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 33:** *Conura sp.* Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 34:** *Chalcis sp.* Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

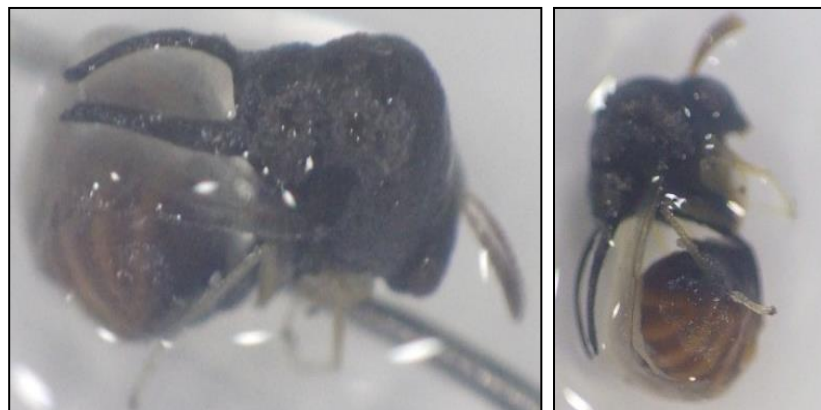
**Imagen 35:** *Brachymeria sp.* Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

#### **Familia Eucharitidae**

**Imagen 36:** *Kapala sp.* Habitus lateral.



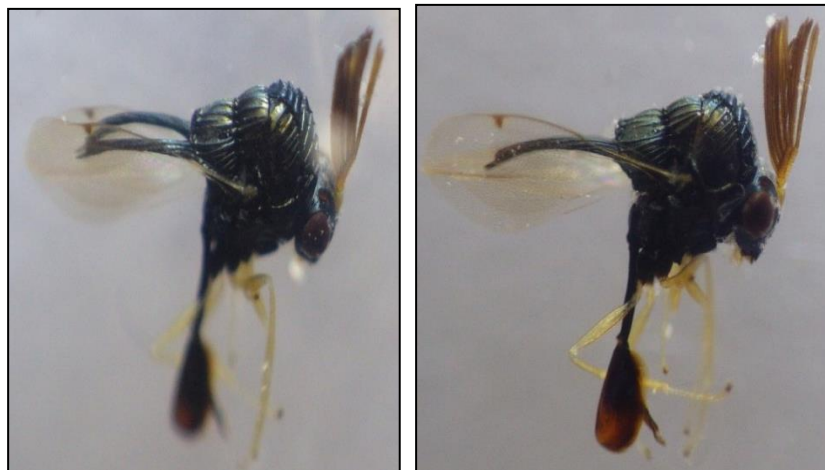
Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 37:** Eucharitidae. Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 38:** Eucharitidae. Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

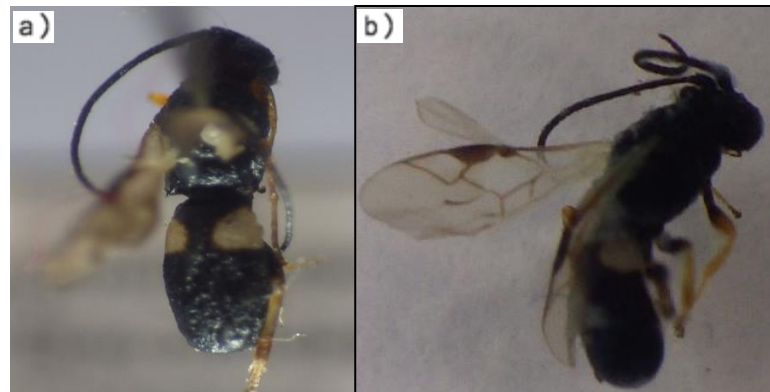
### **Familia Braconidae**

**Imagen 39:** *Opius sp.* Habitus lateral



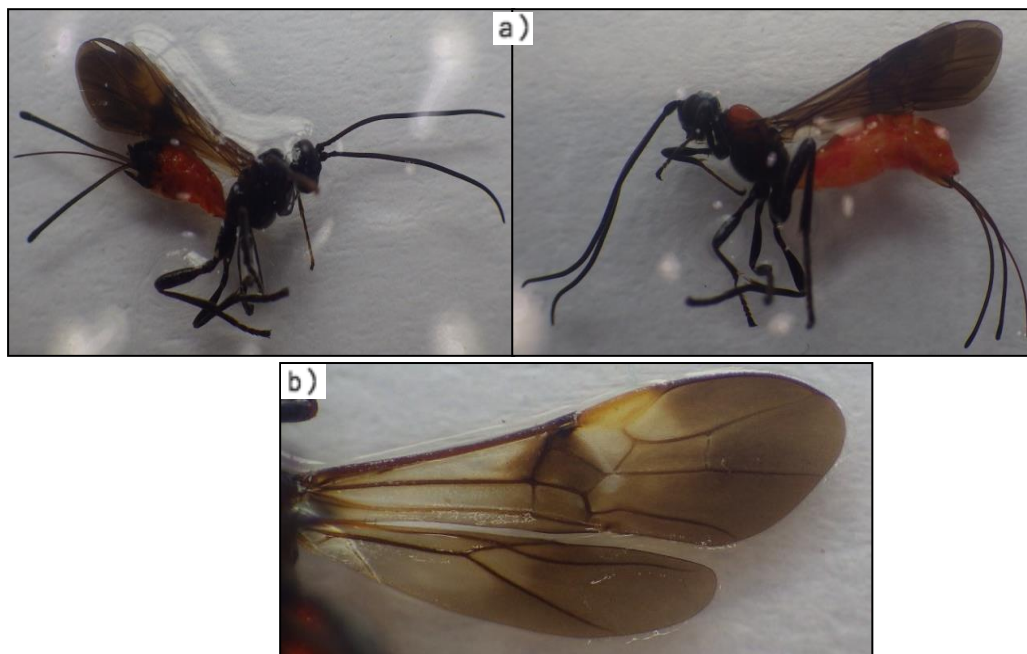
Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 40:** *Chelonus insularis*; a) Habitus dorsal y b) Ala anterior.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 41:** *Bracon sp.*; a) Habitus lateral y b) Ala anterior y posterior.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 42:** *Apanteles* sp. Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

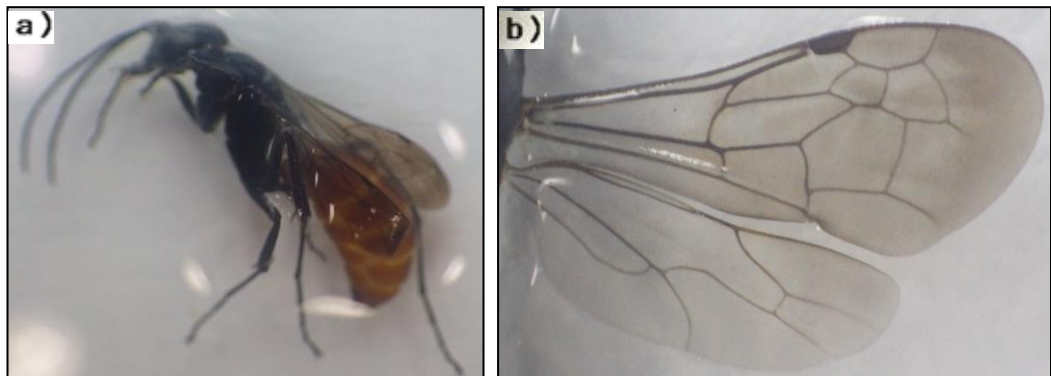
**Imagen 43:** Braconidae



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

#### Familia Pompilidae

**Imagen 44:** *Priocnemis* sp; a) Habitus lateral y b) Ala anterior y posterior.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Familia Figitidae**

**Imagen 45:** *Phaenoglyphis (villosa)*. Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Familia Scelionidae**

**Imagen 46:** Scelionidae. Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 47:** Scelionidae. Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

### Familia Eulophidae

**Imagen 48:** Eulophidae. *Chrysocharis* sp. Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

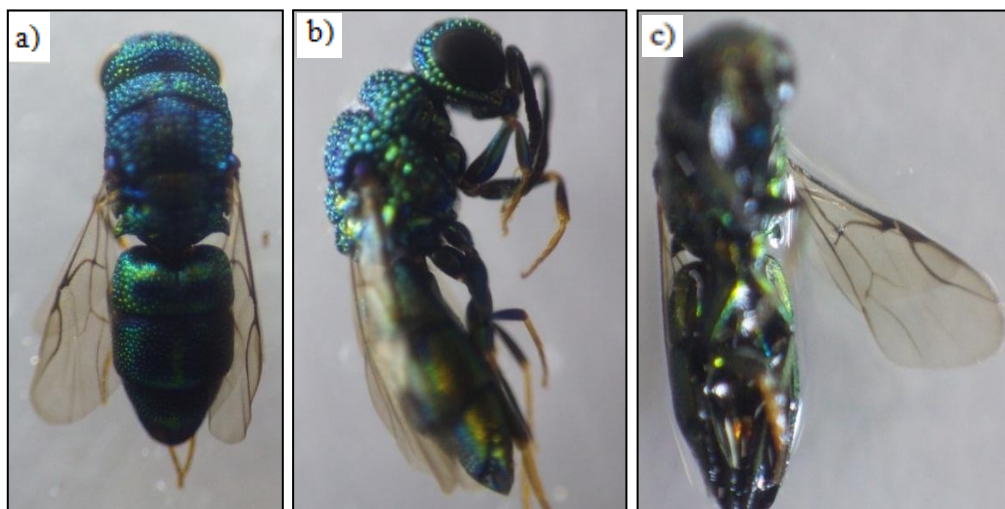
**Imagen 49:** Eulophidae. Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

### Familia Chrysididae

**Imagen 50:** Chrysididae; a) Habitus dorsal; b) Habitus lateral y  
c) Habitus ventral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Familia Bethylidae**

**Imagen 51:** Bethylidae. Habitus dorsal.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 52:** Bethylidae. Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Imagen 53:** Bethylidae; a) Habitus lateral y b) Ala anterior.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.



**Insectos benéficos del orden Hemiptera**  
**Familia Anthocoridae**

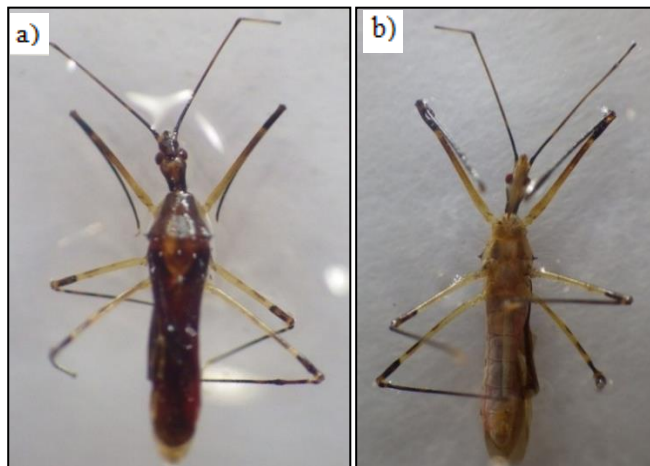
**Imagen 54:** *Orius sp.* Habitus dorsal.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Familia Reduviidae**

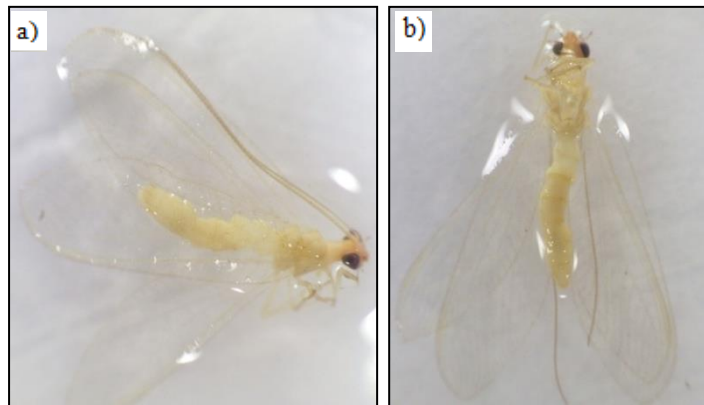
**Imagen 55:** *Zelus sp.*; a) Habitus dorsal y b) Habitus ventral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Insectos benéficos del orden Neuroptera**  
**Familia Chrysopidae**

**Imagen 56:** *Chrysoperla sp.*; a) Habitus lateral y b) Habitus ventral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Insectos benéficos del orden Diptera**  
**Familia Dolichopodidae**

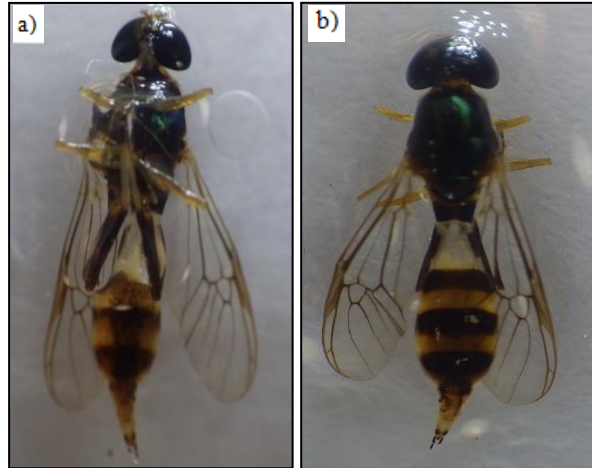
**Imagen 57:** *Condylostylus sp.* Habitus lateral.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

## Familia Syrphidae

**Imagen 58:** Syrphidae; a) Habitus ventral y b) Habitus dorsal.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

## Familia Tachinidae

**Imagen 59:** Tachinidae. Habitus dorsal.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

## Insectos benéficos del orden Dermaptera

### Familia Forficulidae

**Imagen 60:** Forficulidae. Habitus dorsal.



Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

Las ilustraciones sobre los enemigos naturales asociados al cultivo de maíz, permitió indagar sobre los insectos benéficos registrados en nuestro país, basándose en el uso de herramientas cibernéticas como la “Base de datos del Cabi” (Centre for Agricultural Bioscience International), colecciones sinópticas disponibles en la web, “Coccinellidae del Ecuador” además se realizaron exploraciones en varios repositorios de universidades del país.

Los insectos benéficos registrados en el Ecuador son los siguientes: *Cheilomenes sexmaculata*, *Hippodamia convergens*, *Rodolia cardinalis*, *Tenuisvalvae bromelicola*, *Mada synemia*, *Psyllobora confluens*, *Cycloneda sanguinea*, *Hyperaspis esmeraldas*, *Hyperaspis festiva*, *Scymnus sp*, *Paraneda sp*, *Cyrea sp*, *Diomus sp*, *Azya sp*, *Bracon sp*, *Apanteles sp*, *Chelonus insularis*, *Polistes versicolor*, *Polybia sp*, *Odynerus sp*, *Polistes sp*, *Chalcis sp*, *Conura sp*, *Brachymeria sp*, *Apis sp*, *Tetragonisca sp*, *Chrysocharis sp*, *Zelus sp*, *Orius sp*, *Chrysoperla sp*, *Condylostylus sp*, además de la presencia de las familias Scelionidae, Mutillidae, Bethylidae, Chrysididae, Tachinidae, Syrphidae y Forficulidae.

De acuerdo a la literatura técnica los insectos benéficos probablemente no registrados para el país fueron: *Hyperaspis onerata*, *Opius sp*, *Liris sp*, *Psenulus sp*, *Kapala sp*, *Priocnemis sp* y *Phaenoglyphis sp*, sin embargo, se llegó a determinar que estaban presentes en el área de estudio.

## 5. Discusión

En el área de estudio se recolectaron 818 insectos benéficos, congregados a 6 órdenes, 21 familias, 35 géneros y 12 especies asociados al cultivo de maíz. Debido a la complejidad, fragilidad y rareza de las muestras únicas algunos insectos sólo fueron clasificación taxonómicamente hasta familia debido a que requería de un estudio intensivo del cuerpo del insecto.

Las familias que se hace mención son las siguientes: Scelionidae, Mutillidae, Bethyidae y Chrysididae (Hymenoptera), Tachinidae y Syrphidae (Diptera) y Forficulidae (Dermaptera).

El grupo funcional más abundante y diverso fue el parasitoide, seguido del predator y el polinizador. Martínez (2008, 7) menciona que en el continente americano se han descrito aproximadamente 24.000 especies de himenópteros parasitoides y aún no se ha determinado por qué existe tan alta diversidad.

En cuanto a los predadores la mayor abundancia y diversidad perteneció al orden Coleoptera, familia Coccinellidae. Zúñiga (2011) considera que es una familia muy importante y de alto potencial en el control biológico. Además sostiene que a nivel mundial existen 6.000 especies descritas.

Mientras que en el grupo funcional de los polinizadores se registraron dos géneros de la familia Apidae, *Apis sp* y *Tegragonisca sp*, este último género no es muy común, sin embargo ha demostrado que tiene capacidad para polinizar como demuestran los resultados obtenidos por Manrique y Blanco (2013) en los cultivos de calabaza y pepino.

Además de ello, puede fundamentarse que existen controladores biológicos poco estudiados en nuestra zona y que están asociados a plagas de interés agrícola como el gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda* Smith.), cuyo biorregulador es *Chelonus insularis* Cresson, y que por falta de estudios en nuestra zona se desconoce la eficiencia del parasitismo que pueda tener respecto a la plaga, como lo manifiesta Martínez (2008, 11)

en un estudio enfocado en la biodiversidad de Himenópteros en el cual encontró asociación de *Ch. insularis* con *S. frugiperda*.

Mientras que González, García y González (2014, 51) sostienen que el porcentaje de parasitismo *Ch. insularis* puede variar de 1,0-60,3% y está en función de las condiciones ambientales.

Cabe destacar que a nivel del área de estudio el índice de Simpson, Shannon-Wiener y Margalef denotaron baja biodiversidad de la entomofauna benéfica asociada al cultivo de maíz a diferencia de otros ecosistemas excepcionalmente ricos (boques).

La influencia de una sola la aplicación acetamiprid durante el ciclo de vida del cultivo en la parcela de estudio, presentó variaciones en cuanto a la abundancia y diversidad de insectos benéficos, además ello estuvo en función de los grados de evaluación de la plaga lo que ameritaba o no la aplicación del producto, a diferencia de otros sistemas convencionales donde el uso de insecticida es más continuo y probablemente provoca efectos negativos directos e indirectos sobre las poblaciones de enemigos naturales.

Se evidencia el efecto que causan los insecticidas neonicotinoides, como el acetamiprid el cual se hace énfasis debido a que se aplicó durante la fase de investigación.

Bayoun citado por Schiess (2006,10) manifiesta que al evaluar el impacto de los insecticidas sobre tres especies de Coleoptera: Coccinellidae en trigo, obtuvo que *Hippodamia convergens* fue la especie más tolerante respecto a 14 compuestos excepto al imidacloprid y la abamectina los cuales resultaron muy tóxicos tanto para adultos y larvas de los predadores.

Cabe mencionar que el porcentaje de individuos coccinélidos de la parcela con aplicación de insecticida se mostró bajo (33%) en relación a la parcela sin aplicación (38,1%), debido a que no todas las especies toleran el compuesto químico, debido a que durante la aplicación muchos de ellos estuvieron afectados por varias causas; exposición directa a gotas

asperjadas, absorción de residuos por contacto con superficies tratadas o por absorción oral del alimento contaminado. (Ver anexo Tabla 36).

Los resultados de Estay, Araya y Araya (2005, 369) enfocado en el estudiar la toxicidad que genera el imidacloprid, acetamiprid y abamectina sobre adultos de *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) en el cultivo de tomate a nivel de laboratorio, obtuvo que los parasitoides en estado adulto transcurrido 24 horas después de la exposición encontró que el imidacloprid como el acetamiprid fueron catalogados de alta toxicidad, sin embargo podrían tener menor efecto en instares inmaduros del parasitoide (pupa), condición que debería estudiarse en campo, donde se encuentran todos los estadios de desarrollo del parasitoide. El mismo autor propone aplicar los neonicotinoides directamente al suelo para que entre en contacto con la raíz y no afecte a los parasitoides.

En cuanto a los parasitoides cabe mencionar que la familia Bethyridae presentó mayor sensibilidad respecto a la aplicación del acetamiprid, alcanzando un valor porcentual de 10,3% en la parcela con aplicación a diferencia a la parcela sin aplicación 18,1%.

Devine y otros (2008, 80) sostienen que la influencia de los neonicotinoides sobre los efectos que genera a las abejas melíferas (Hymenoptera: Apidae) es un tema controversial ya que muchos estudios fundamentan efectos crónicos, mientras que otros argumentan la inocuidad del grupo químico.

Los resultados de una investigación demuestran que existe toxicidad aguda de las abejas a concentraciones de 60 ppb, aunque se ha reportado efectos crónicos en concentraciones mucho más bajas, es decir que a 10 ppb surgió 50% de muerte. Schmuck citado por Devine (2008, 80) obtuvo que a pesar de alimentar a la abeja con soluciones sucrosas contaminado con imidacloprid a concentraciones de 20 y 10 ppb por 30 y 10 días consecutivos no pudo encontrar aumentos de mortalidad, ni anomalías en su comportamiento, ni efectos negativos en la producción de miel, etc.

Mientras que los resultados presentados por Barranco, Vergara y Mora (2015, 3) sostienen que la acumulación de residuos químicos en el polen y néctar en dosis pequeñas de 0,7-10 ug/kg producen efectos sub-letales como reducción de las capacidades olfativas, aumento del número de celdas de cría vacías, disminución de la capacidad de aprendizaje y desorientación en el vuelo de regreso a la colmena, etc. Estos dos últimos aspectos son muy importantes ya que si existe un menor número de abejas obreras para mantenerse en la colmena, ésta termina desapareciendo totalmente y el efecto sub-letal se convertiría en letal para las colonias de abejas polinizadoras.

Los polinizadores encontrados en la investigación no presentaron sensibilidad ante el acetamiprid.

Cabe mencionar que el índice de Simpson, Shannon-Wiener coinciden en que las técnicas de muestreo más eficientes para capturar mayor biodiversidad fueron las trampas cromáticas y la redada.

En el caso de las trampas cromáticas algunas de las causas que influyen son la atracción de los insectos hacia el color amarillo, mayor área de cobertura, además de un buen sustrato adherente a base de grasa vegetal que difícilmente se lava con las precipitaciones. Mientras que la técnica de muestreo redada confiere fácil manipulación y pueden obtenerse diversidad de insectos en un tiempo corto.

De las cinco técnicas de muestreo empleadas, cabe mencionar que las trampas de luz fueron descartadas para calcular el índice de diversidad y abundancia, debido a que capturaron en su mayoría insectos plagas como lepidópteros, ello se debe a que los insectos benéficos generalmente son de actividad diurna, y por lo tanto el único enemigo natural capturado fue de la familia Chalcididae, *Brachymeria sp.*



## 6. Conclusiones

La aplicación del insecticida acetamiprid influyó notablemente en la reducción de la entomofauna benéfica asociada al cultivo de maíz, además se concluyó que los ordenes más abundantes fueron; Hymenoptera, Coleoptera y Hemiptera, representados por las familias Coccinellidae, Bethylidae y Anthocoridae en la investigación desarrollada presentaron diferencias significativas.

Se reportó baja diversidad de insectos benéficos de acuerdo a lo estimado por los índices respectivos (Simpson, Shanon-Wiener y Margalef) en las parcelas de estudio.

El orden que predominó en cada técnica de muestreo fue Hymenoptera, además se concretó que las trampas cromáticas y la redada fueron técnicas muy eficientes para capturar variabilidad de insectos benéficos como lo indicaron los índices estimadores de la biodiversidad.

Según la revisión de la literatura técnica los insectos benéficos como; *Hyperaspis onerata*, *Opius sp*, *Liris sp*, *Psenulus sp*, *Kapala sp*, *Priocnemis sp* y *Phaenoglyphis sp*, probablemente no están reportados en nuestro país, sin embargo se llegó a determinar que estaban presentes en el estudio.

## Recomendaciones

Se recomienda investigar sobre la descripción, biología y el comportamiento de los insectos benéficos registrados en la presente investigación, ya que en su mayoría están asociados a plagas de interés económico como el caso de *Ch. insularis* respecto a *S. frugiperda*.

Se recomienda estudiar los especímenes de la familia Eucharitidae como *Kapala sp*, que tienen aptitud de controlador biológico debido a que son individuos poco comunes para nuestra zona y probablemente para el país.

Se recomienda realizar observaciones de campo para fomentar investigaciones en relación a los insectos benéficos que pueden estar realizando control biológico natural.

Se recomienda medir el efecto de las técnicas de muestreo en relación a los insectos benéficos, debido a que las trampas cromáticas como parte del control etológico capturan biodiversidad de controladores biológicos lo cual causa efectos negativos para el agroecosistema.

## Cronograma de Actividades

ACTIVIDADES	OCTUBRE	NOVIEMBRE	DICIEMBRE	ENERO	FEBRERO	MARZO	ABRIL	MAYO	JUNIO	JULIO	AGOSTO	SEPTIEMBRE	OCTUBRE
Preparación del campo	X												
Elaboración de trampas	X X X X												
Establecimiento del ensayo		X											
Siembra y aplicación de herbicida preemergente		X											
Resiembra		X											
Ubicación de trampas de luz, pitfall y cromáticas			X										
Desmalezado			X										
Fertilización			X X										
Control de plagas			X										
Evaluación de las trampas y métodos de captura			X X X X										
Cosecha				X									
Eliminación de los rastrojos					X X								
Identificación de los insectos					X X X X X X								
Envío de las muestras a Perú para su corroboración						X							
Estructuración del marco teórico de la investigación							X X X X X X X X						
Retorno de las muestras corroboradas SENASA - UNALM								X X X X X X X					
Organización de los insectos benéficos corroborados								X X X X X X X					
Tabulación de datos									X				
Análisis de resultados										X X X X			
Revisión final del documento (tesis)												X X	X

## Presupuesto

<b>Cuadro de costo de la investigación</b>				
<b>RUBRO</b>	<b>UNIDAD</b>	<b>CANTIDAD</b>	<b>COSTO</b>	<b>COSTO TOTAL</b>
<b>PREPARACIÓN DEL TERRENO</b>				
Arado y rastrado	m2	2000	0,02	40
Delimitación de la parcela	Jornales	2	13	26
<b>MANEJO DEL CULTIVO</b>				
Siembra	Jornales	6	13	78
Aplicación de herbicida pre-emergente	Jornales	1	13	13
Fertilización	Jornales	6	13	78
Control de maleza	Jornales	6	13	78
Control de plagas	Jornales	1	13	13
Toma de datos	Horas	72	1,5	108
Cosecha	Jornales	2	13	26
Transporte	Combustible galón/ gasol.	17,5	2,86	50,05
<b>INSUMOS</b>				
Cinta de riego	m	2600	0,08	210
Conectores	Unidad	85	0,23	19,55
Caña	Unidad	3	5	15
Piola	Rollo	2	3	6
Cinta métrica	Unidad	1	10	10
Semilla	Kg	4	3	12
Tanque de 200 l	Unidad	1	20	20
<b>Fertilizantes</b>				
Urea	lb	80	0,3	24
Superfosfato simple	lb	45	0,6	27
Muriato de potasio	lb	25	0,72	18
<b>Insecticida</b>				
Acetamiprid (Acetamiprid)	gr	100	0,06	6
<b>Herbicidas</b>				
Atraz (Atrazina)	Kg	1	8	8
Alanox 480 CE(Alaclor)	l	1	7	7
Melaza	l	10	0,85	8,5
Grasa vegetal	lb	5	1	5
<b>CONFECCIÓN DE TRAMPAS</b>				
Trampa de luz	Unidad	2	27,5	55
Trampa cromática	Unidad	10	3	30
Trampa "Pitfall"	Unidad	10	2	20
Red entomológica	Unidad	1	20	20
<b>MATERIALES DE LABORATORIO</b>				
Alfileres entomológico	Unidad	300	0,3	90

Alcohol 70%	lt	10	3,75	37,5
Viales de 1,5 ml	Unidad	1000	0,02	20
Aspirador	Unidad	2	7	14
Cajas Petri	Unidad	20	0,3	6
Pinzas	Unidad	3	3,3	9,9
Frascos de 25 ml	Unidad	150	0,15	22,5
Gradilla	Unidad	2	7,5	15
Cajas entomológicas	Unidad	3	10	30
<b>EQUIPOS</b>				
Bomba de mochila	Unidad	1	50	50
Cámara	Unidad	1	400	400
Microscopio	Unidad	1	900	900
<b>Otros gastos</b>				
Internet	Horas	728	0,5	364
Impresiones de ejemplares	Unidad	3	5	15
Empastada	Unidad	3	15	45
Ejemplares digitales (CD)	Unidad	3	2	6
Viático/Corroboración de muestras en Perú	Investigadores	2	200	400
<b>Sub-total</b>				3456
Imprevistos	%	10		345,6
<b>TOTAL</b>				<b>3801,6</b>

## Referencias Bibliográficas

Andorno, Andrea. «Evaluación del sistema planta hospedera-huésped alternativo como estrategia para el control biológico de pulgones (Hemiptera: Aphididae) en sistemas de producción hortícola en cultivos protegidos.» Tesis doctoral, Buenos Aires, 2012.

Andrade, Gonzalo, Efrain Henao, y Paola Triviño. «Técnicas y procesamiento para la recolección, preservación y montaje de mariposas en estudios de biodiversidad y conservación (Lepidóptera: Hesperoidea-Papilionoidea).» *Ciencias naturales*, 2013: 311-325.

Arias, Myriam. *Enemigos naturales de insectos plaga en cultivos de importancia económica*. Boliche: INIAP, 3 de Octubre de 2003.

Arteaga, Evelin, y Luis Torres. «Análisis de la cadena productiva y comercializadora del maíz a nivel local y como una fuente de exportación.» Tesis de grado, Guayaquil, 2004.

Barranco, María, Carlos Vergara, y Antonio Mora. «Conocimiento actual del efecto de los insecticidas derivados de la nicotina (neonicotinoides) en las poblaciones de abejas polinizadoras.» 2015: 5.

Barrera, Juan, Jaime Gómez, y Joel Herrera. «Biología y método de cría de *Zelus renardii* (Hemiptera: Reduviidae), enemigo natural de *Diaphorina citri* (Hemiptera: Psyllidae).» *Inifap*, 2010: 277-291.

Barrientos, José. *Curso práctico de entomología*. Barcelona: Servei de Publicacions, 2004.

Beccacece, Hernán, y María Cherini. «Técnicas generales de recolección y conservación de invertebrados.» 2009. [http://japt.es/animalia/claves/met\\_colect-cons.pdf](http://japt.es/animalia/claves/met_colect-cons.pdf) (último acceso: 19 de Diciembre de 2015).

Biobest.*Aphidius-System*.s.f.  
<http://www.biobestgroup.com/es/biobest/productos/control-biologico-4462/insectos-y-acaros-depredadores-4477/aphidius-system-4780/>  
(último acceso: 10 de Diciembre de 2015).

Biodefensas.*Biodefensas Agrícolas LTDA*. 2009.

<http://www.biodefensas.com/productos.html> (último acceso: 1 de Diciembre de 2015).

Blanco, Yaisis, y A Leiva. «Las arvenses y su entomofauna asociada en el cultivo del maíz (*Zea mays*, L.) posterior al periodo crítico de competencia.» *SciELO*, 2009.

Calle Meneses, Guido Fernando. *Prospección de insectos plaga y sus controladores biológicos en el cultivo de caña panelera (Saccharum officinarum)*. Pacto, Pichincha. Tesis de grado, Quito: Universidad Central del Ecuador, 2013.

Cano, Enilda, y Sean Swezey. «Tabla de vida en laboratorio y liberación en el campo de *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae) en Nicaragua.» *Rev. Nica, Ent*, 1992: 43-56.

Cañedo, Verónica, Armando Alfaro, y Jurgen Kroschel. *Manejo integrado de plagas de insecto en hortalizas. Principios y referencias técnicas para la Sierra Central de Perú*. Lima, 2011.

Carballo, Manuel, y Falguni Guharay. *Control biológico de plagas agrícolas*. Managua: CATIE, 2004.

Carrizo, Paola. «Efecto del tamaño de trampas adhesivas amarillas para el muestreo de *Frankliniella occidentalis* en pimiento (*Capsicum annum*) en invernadero.» *Ciencia e investigación agraria*, 2008: 191-197.

Castillo, Pedro. «Evaluación de plagas agrícolas en arroz y soya.» Informe técnico, Tumbes, 2011.

Chacón, Nubia. «Efecto de la avispa *Gonatopus bartletti* (Hymenoptera: Dryinidae) en la sobrevivencia de *Dalbulus maidis* (Homoptera: Cicadellidae) antes y después de adquirir la bacteria *Spiroplasma kunkelii*.» Tesis de grado, Jalisco, 2004.

Chango, Luisa. «Control de gusano cogollero (*Spodoptera frugiperda*) en el cultivo de maíz (*Zea mays* L.)» Tesis de grado, Ambato, 2012.

Cruz, Ivan. *Estrategias de manejo*. 9 de Enero de 2012. <http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/51881/1/Estrategias-manejo.pdf> (último acceso: 12 de Enero de 2016).

Dávila, David. «Evaluación de dos sistemas de siembra en caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) para la obtención de semilla en la provincia del Cañar- cantón la Troncal.» Tesis de grado, Cuenca, 2014.

De Polanía, Ingeborg, Helber Arevalo, Rodolfo Mejía, y Julián Díaz. «*Spodoptera frugiperda*: respuesta de distintas poblaciones a la toxina Cry1Ab. .» *Scielo*, 2009: 34-41.

Devine, Gregor, Dominique Eza, Elena Ogusuku, y Michael Furlong. «Uso de insecticidas: Contexto y consecuencias ecológicas.» *Perú Med Exp Salud Pública*, 2008: 74-100.

Econex. *Econex, feromonas y trampas*. s.f.

<http://www.e-econex.com/trampas-para-insectos/> (último acceso: 19 de Diciembre de 2015).

Estay, Patricia, Jaime Araya, y Manuel Araya. «Toxicidad en laboratorio de imidacloprid, acetamiprid y abamectina sobre adultos de *Encarsia formosa* (Gahan) (Hymenoptera, Aphelinidae).» *Sociedad Entomológica Aragonesa*, 2005: 369-371.

Félix, Jose. «Seminario Taller.» *Hacia una producción biorracional de la yuca*. Pivijay; El Carmen de Bolívar: PMD-IICA-BIOCARIBE S.A, 1999. 22.

Fernández, J. «Estimación de umbrales económicos para *Spodoptera frugiperda* (J. E. Smith) (Lepidoptera: Noctuidae).» *INIA*, 2002: 468-474.

Garzón, Agustín, Paloma Bengochea, y Luis Hiernaux. *Técnicas y métodos ecológicos de equilibrio entre parásitos, patógenos y cultivos*. España: Paraninfo, 2014.

Gerding, Marcos, y Cristián Torres. *Producción masiva de Trichogramma*. Boletín divulgativo, Chillán: INIA, 2001.

Giffoni, Jennifer, Neicy Valera, Francisco Díaz, y Carlos Vásquez. «Ciclo biológico de *Chrysoperla externa* (hagen) (Neuroptera: Chrysopidae) alimentada con diferentes presas.» *Scielo*, 2007: 109-113.



González, Arcelia, y José Ávila. «El maíz en Estados Unidos y en México. Hegemonía en la producción de un cultivo.» *Scielo*, 2014: 215-237.

González, Arcelia, y Yolanda Castañeda. «Biocombustibles, biotecnología y alimentos. Impactos sociales para México.» *Scielo*, 2008: 55-83.

González, María, Cipriano García, y Alejandro González. «Parasitismo y distribución de *Campoletis sonorensis* Cameron (Hymenoptera: Ichneumonidae) y *Chelonus insularis* Cresson (Hymenoptera: Braconidae), parasitoides del gusano cogollero en maíz en Durango, México. .» *Vedalia*, 2014: 47-53.

González, Martín. «Susceptibilidad de *Mocis latipes* (Guenée) (Lepidótera: Noctuidae) al nemátodo entomopatógeno *Heterorhabditis bacteriophora* Poinar (Rhabditida: Heterorabditidae) .» Tesis postgrado, Colima, 1995.

Grande, Carlos, y Brigitte Orozco. «Producción y procesamiento del maíz en Colombia.» *Redalyc*, 2013: 97-110.

Guamán, Diego. «Efecto de los abonos orgánicos en el cultivo de maíz *Zea mays*, en el cantón Pablo Sexto provincia de Morona Santiago.» Tesis de grado, Loja, 2010.

Hernández, Dilcia. «Estudio de algunos aspectos biológicos de *Cotesia flavipes* Cameron (Hymenoptera: Braconidae) parasitoide de *Diatraea saccharalis* Fabricius (Lepidoptera: Crambidae).» *Entomotrópica*, 2010: 69-81.

IICA, Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura. «Serie de ponencias, resultados y recomendaciones de eventos técnicos No. 352.» *Manejo Integrado de Plagas*. Bogotá, 1985. 360.

IICA; BID; PROCIANDINO. «IX Seminario .» *Manejo de enfermedades y plagas del maíz*. Quito, 1989. 65.

INIAP. *INIAP evalúa materiales de camote en la Provincia de Manabí*.

[http://www.iniap.gob.ec/nsite/index.php?option=com\\_content&view=arti](http://www.iniap.gob.ec/nsite/index.php?option=com_content&view=arti)

cle&id=731:iniap-evalua-materiales-de-camote-en-la-provincia-de-manabi&catid=97&Itemid=208 (último acceso: 20 de Octubre de 2015).

INIAP, Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias. *Guía técnica de cultivos*. Editado por Aida Villavivencio y Wilson Vásquez. Quito: INIAP, 2008.

Inlago, Yessenia. «Evaluación de la resistencia y manejo de la variabilidad de maíz (*Zea mays* L.) de Cotacachi. Cotacachi, Imbabura.» Tesis de grado, Quito, 2014.

Jacas, Josep, Primitivo Caballero, y Jesús Avilla. *El control biológico de plagas y enfermedades*. Universitat de Jaume, 2005.

Kato, Takeo. «Cómo y dónde se originó el maíz.» *Investigación y Ciencia*, 2005: 1-99.

León, Jorge. *Botánica de los cultivos tropicales*. San José: Rodolfo S. Cedeño, 1987.

Lobo, J, F Martin, y C Veiga. «Las trampas pitfall con cebo, sus posibilidades en el estudio de las comunidades coprófagas de Scarabaeoidea (Col.). I. Características determinantes de su capacidad de captura.» *Revue D'Ecologie Et De Biologie Du Sol*, 1988: 77-100.

Manrique, Antonio, y José Blanco. «Polinización de tomate, calabacín y pepino, con Meliponinos y *Apis mellifera* en invernaderos.» *Scielo*, 2013: 243-254.

Márquez, Juan. «Técnica de colecta y preservación de insectos.» *Sociedad Entomológica Aragonesa*, 2005: 385-408.

Martínez González, Alejandro. «Himenópteros parasitoides de Santa María Yavesía, Sierra Norte de Oaxaca.» Tesis de maestría, Oaxaca, 2008.

Mendoza, Jorge. *Guía para el manejo integrado de insectos plagas en maíz en el Litoral Ecuatoriano*. Boletín divulgativo, Pichilingue: INIAP, 1994.

Molina, Richard. «Evaluación de seis híbridos de maíz amarillo duro INIAP H-601, INIAP H 553, HZCA 315, HZCA 317, HZCA 318, AUSTRO 1, frente a dos testigos, AGRI 104 Y DEKALB DK-7088,

sembrados por el agricultor local, en San Juan- cantón Pindal- provincia de Loja.» Tesis de grado, Cuenca, 2010.

Montaño, Milton, Ana Meza, y Lucimar Días. «La colección entomológica CEBUC y su potencial como colección de referencia de insectos acuáticos.» *Scielo*, 2012: 173-184.

Morales, Jorge. «Insectos voladores. Avispas. Orden:Himenopterae.» *Avispas. Orden: Himenopterae*. Santiago, 14 de Diciembre de 2009.

Morales, María. «Evaluación de cuatro parasitoides para el control de dos especies de barrenadores *Diatraea saccharalis* Fabricius y *Diatraea Crambidoides* Grote en caña de azúcar a nivel de laboratorio.» Tesis de grado, Guatemala, 2008.

Morillo, Jorge, y Rubén Zambrano. «Boletín situacional.» Informe agrícola, MAGAP (Ministerio de Agricultura, Ganadería, Acuacultura y Pesca); SIN (Sistema de Información Nacional), Quito, 2013.

Nicholls, Clara. *Control biológico de insectos, un enfoque agroecológico*. Medellín: Universidad de Antioquia, 2008.

Nole, Pedro. «Evaluación agronómica de ocho híbridos experimentales frente a tres híbridos comerciales de maíz.» Tesis de grado, Loja, 2012.

Orellana, Jhosmar. «Determinación de índices de diversidad florística arborea en las parcelas permanentes de muestreo del valle de Sacta.» Tesis, Cochabamba, Bolivia, 2009.

Ortega, C. «Alergia a la picadura de insectos.» *Pediatría integral*, 2013: 628-636.

Paliwal, R.L. *Depósitos de documentos de la FAO*. s.f. <http://www.fao.org/docrep/003/x7650s/x7650s08.htm> (último acceso: 20 de Octubre de 2015).

Páliz, Vicente, y Jorge Mendoza. *Plagas del maíz (Zea mays) en el Litoral ecuatoriano sus características y control*. Pichilingue: INIAP, s.f.

Pantoja, Diego. «Capacidad depredadora de *Orius insidiosus* (Say) sobre *Thrips tabaci* (Lindeman) en condiciones de laboratorio y en un

cultivo de pepino bajo invernadero en Zamorano, Honduras.» Tesis de grado, Zamorano, 2009.

Porcuna, José. «El género Orius, eficaz depredador de trips.» Valencia, 2005.

Potín, Camila. «Tabla de vida del depredador *Zelus renardii* (Kolenati) (Hemiptera: Heteroptera: Reduviidae) en laboratorio.» Tesis de grado, Santiago, 2008.

Ríos, Angélica. «Control biológico de *Dalbulus maidis* (Homoptera: Cicadellidae) en su estado ninfal y adulto por su parasitoide *Gonatopus bartletti* (Hymenoptera: Dryinidae).» Tesis de grado, Jalisco, 2003.

Rios, Angelica, y Gustavo Moya. «Ciclo biológico, parasitismo y depredación de *Gonatopus bartletti* Olmi, 1984 (Hymenoptera: Dryinidae), un enemigo natural de la Chicharrita *Dalbulus maidis* (DeLong y Wolcott, 1923) (Hemiptera: Cicadellidae).» *Folia Entomol. Mex*, 2004: 249-255.

Rogg, Helmuth. *Manejo integrado de plagas en cultivos de la Amazonía Ecuatoriana*. Quito, 2000.

Rojas, José. *Mi bonito jardín: Como tener un bonito jardín*. Madrid, 2015.

Sac, Agro Mip. *Manejo integrado de plagas agrícolas*. s.f. <http://www.agromip.com/paratheresia.pdf> (último acceso: 10 de Diciembre de 2015).

Sackmann, Paula, José Villacide, y Juan Corley. «Presencia de una nueva avispa social exótica, *Polistes dominulus* (Hymenoptera: Vespidae) en la Patagonia Argentina.» *SciELO*, 2003: 72-73.

Salas, Jorge. «*Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) su presencia en la Región Centro Occidental de Venezuela.» *Agronomía Trop.*, 1995: 637-645.

Salgado, José, Marina Blas, y Javier Fresneda. *Fauna Ibérica. Coleoptera, Cholevidae*. Madrid: Museo Nacional de Ciencias Naturales. Consejo Superior de Investigaciones Científicas, 2008.

Sampaio, Marcus, Vanda Paes, Sandra Morais, y María Meneses. «Respuesta a la temperatura de *Aphidius colemani* Viereck (Hymenoptera, Braconidae, Aphidiinae) procedentes de tres regiones climáticas de Minas Gerais, Brasil.» *SciELO*, 2005.

Schiess, Macarena. «Determinación de la DL50 de una formulación de Triazamato- Alfacipermetrina sobre *Hippodamia convergens* (Guérin) Coleoptera: Coccinellidae en laboratorio.» Tesis, Santiago-Chile, 2006.

Schiess, Macarena. «Determinación de la DL 50 de una formulación de Triazamato-Alfacipermetrina sobre *Hippodamia convergens* (Guérin)(Coleoptera: Coccinellidae)en laboratorio.» Tesis de grado, Santiago, 2006.

Tello, Victor, y Sandra Moncada. *Agricultura en el desierto: Desde sus orígenes al futuro*. Iquique, 2005.

Urbaneja, A, y otros. «Importancia de los artrópodos depredadores de insectos y ácaros en España.» *Bol. San.Veg. Plagas*,, 2005: 209-223.

Valarezo, O. «Combatir plaga del maíz en el litoral ecuatoriano.» *El Mercurio*, 2 de Diciembre de 2009.

Valarezo,Oswaldo.«Utilización del nim (*Azadirachta indica*) en la generación y transferencia de alternativas para el manejo de *Spodoptera frugiperda* en maíz.» *INIAP*, s.f: 1-9.

Valdivieso, Luis, y Ramón Montoya. *Estudios básicos para un programa de control biológico en maíz en el callejón Huaylas*. Lima: Publicación Micelánea, 1985.

Velásquez, Luz. «Estudio de la biología de *Ceraeochrysa claveri* (Neuroptera: Chrysopidae)alimentada con dos tipos de presa en condiciones de laboratorio.» Tesis de grado, Caldas , 2004.

Vélez, Edgar. «Biodiversidad de fitófagos y enemigos naturales asociados al cultivo de maíz ( *Zea mays* L.) en las fincas integrales de Jatun Paccha y Santa Clara.» Tesis de grado, Puyo, 2009.

Zuazúa, F, J Araya, y M Guerrero. «Método de crianza de *Aphidius ervi* (Hymenoptera: Aphidiidae) sobre *Acyrtosiphon pisum* (Homoptera: Aphididae).» *Bol. San. Veg. Plagas*, 2000: 433-437.

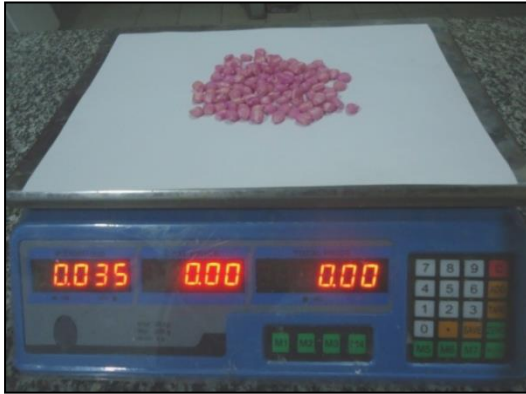
Zúñiga, Alvaro. «Los Coccinélidos (Coleóptera: Coccinellidae) de la región de Magallanes: Nuevos registros y distribución regional.» *Scielo*, 2011: 59-71.

## Anexos

### Anexo 1: Manejo del ensayo



Cuadrado de terreno y alineación de las cintas de riego.

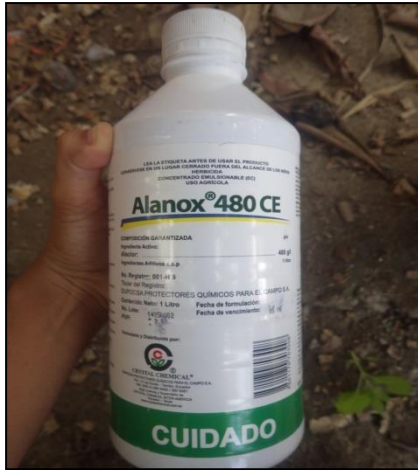


Peso de 100 semillas var. INIAP-528 y siembra



Aplicación de herbicidas pre- emergente y post-emergente

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.



Herbicida pre-emergente y post-emergente



Mezcla y peso del fertilizante



Fertilización

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.





Peso del insecticida (Acetamiprid)



Control de malezas



Limpieza del terreno

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 2: Crecimiento y desarrollo del cultivo de maíz**



Plántula de maíz (5 dds) y la etapa de crecimiento lento (10 dds)



Crecimiento lento (20dds) y el inicio del crecimiento acelerado (30dds)



Crecimiento acelerado (40 dds) y el inicio de floración (55 dds)

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.



Inflorescencia masculina y femenina del maíz



Formación del fruto 60 dds

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

### Anexo 3: Elaboración de trampas y métodos de evaluación



Construcción de las trampas de luz



Elaboración de las trampas cromáticas

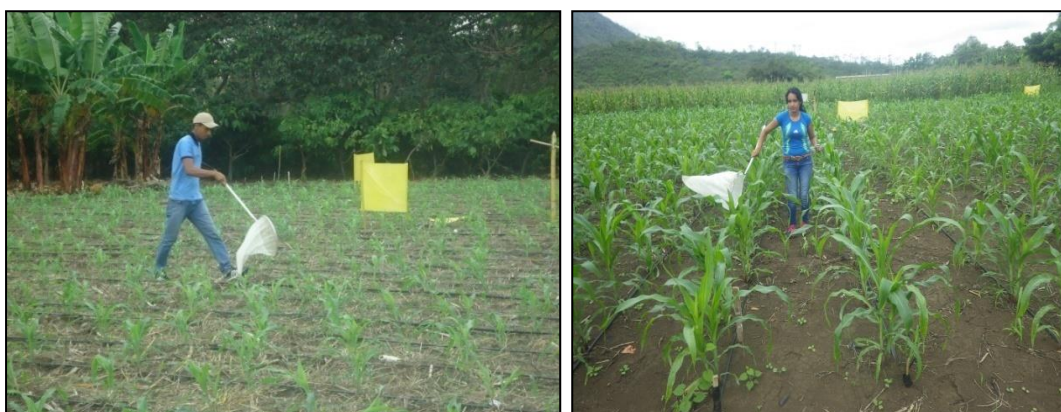


Aplicación de grasa vegetal

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.



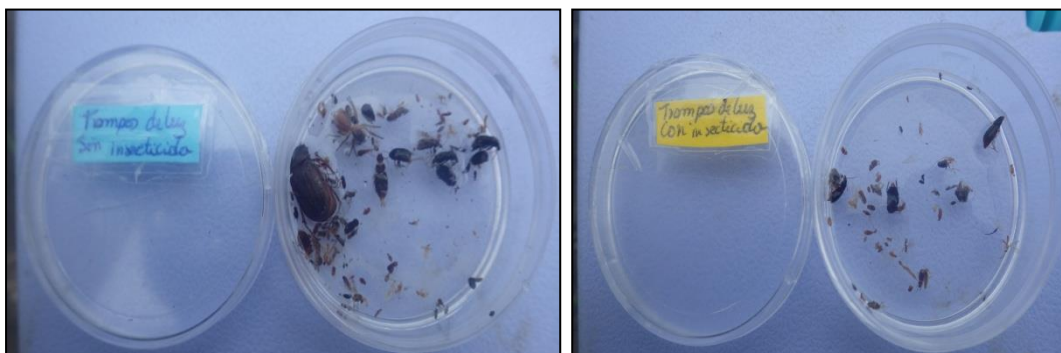
Trampas Pitfall



Redadas



Recolección de insectos caídos en las trampas Pitfall



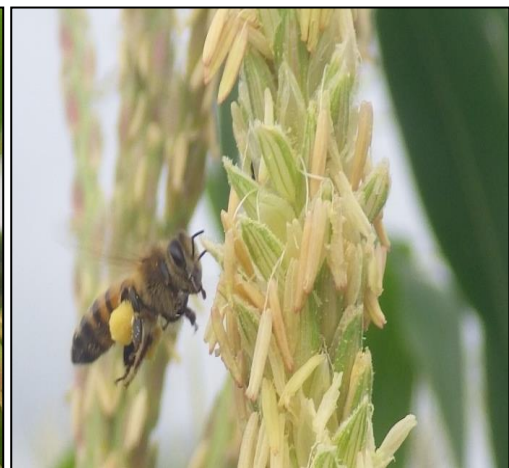
Recolección de insectos capturados por las trampas de luz en la parcelas con y sin aplicación de insecticida

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 4:** Insectos benéficos predadores y polinizadores



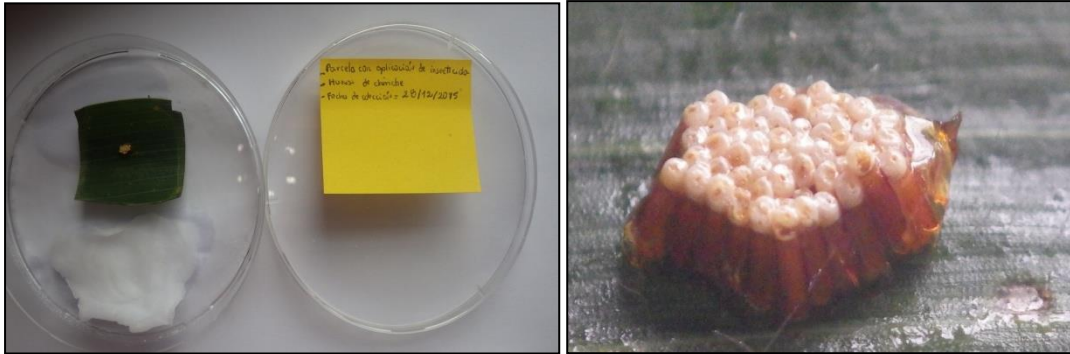
*Chinche Zelus sp.* Predación.



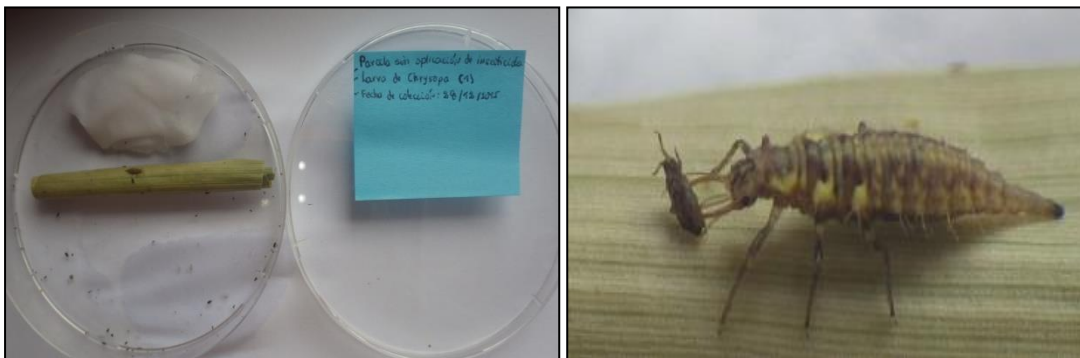
*Apis sp.* Polinizador

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

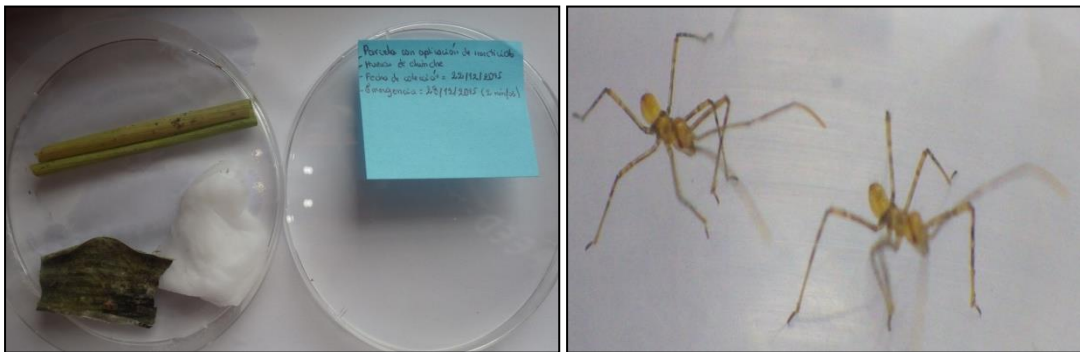
## Anexo 5: Recuperación de insectos benéficos



### Recuperación de chinches benéficos



### Cría y alimentación de la *Chrysopa* sp.

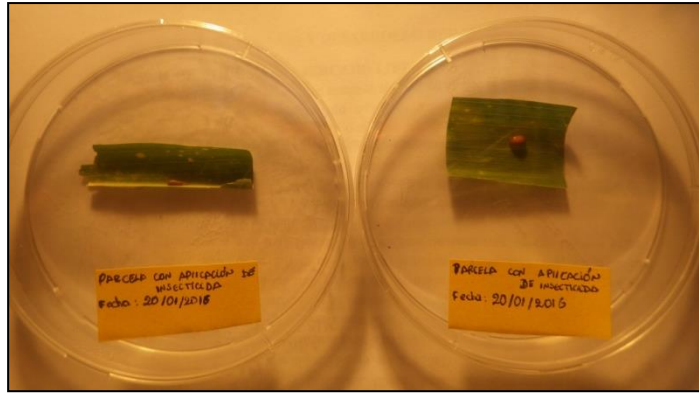


### Recuperación de ninfas de chinches benéficos



### Alimentación de la ninfa de chinche benéfico

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.



Recuperación de pupas de Coccinélidos en la parcela con aplicación de insecticida



Vista dorsal y lateral de la pupa *Cheilomenes sexmaculata*



Emergencia del Coccinélido *Cheilomenes sexmaculata*

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.



**Anexo 6: Identificación de los insectos benéficos**



Colaboradores del trabajo de investigación Universidad Nacional Agraria La Molina (UNALM), Perú y estudiantes de la UTM.



Montaje y observación de los insectos benéficos.



Ingreso de datos al formato de reporte de espécimen Servicio Nacional De Sanidad Agraria (SENASA), Perú.

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 7:** Índice de biodiversidad de Simpson de la trampa de caída Pitfall en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

<b>Trampa de caída "Pitfall" de la parcela sin aplicación de insecticida</b>				
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>pi<sup>2</sup></b>
Diptera	Tachinidae	3	0,166666667	0,027777778
Hymenoptera	Vespidae	2	0,111111111	0,012345679
	Apidae	1	0,055555556	0,00308642
	Scelionidae	12	0,666666667	0,444444444
Dermaptera	Forficulidae	1	0,055555556	0,00308642
<b>Total</b>		19	<b>D</b>	<b>0,490740741</b>
			<b>1-D</b>	<b>0,509259259</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

<b>Trampa de caída "Pitfall" de la parcela con aplicación de insecticida</b>				
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>pi<sup>2</sup></b>
Hemiptera	Reduviidae	1	0,083333333	0,006944444
Hymenoptera	Pompilidae	2	0,166666667	0,027777778
	Scelionidae	9	0,75	0,5625
<b>Total</b>		12	<b>D</b>	<b>0,597222222</b>
			<b>1-D</b>	<b>0,402777778</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 8: Índice de biodiversidad de Simpson de la trampa cromática en la parcela con y sin aplicación de insecticida.**

<b>Trampa Cromática de la parcela sin aplicación de insecticida</b>				
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>pi<sup>2</sup></b>
Coleoptera	Coccinellidae	195	0,49744898	0,247455487
Diptera	Syrphidae	1	0,00255102	6,50771E-06
	Dolichopodidae	1	0,00255102	6,50771E-06
Hemiptera	Reduviidae	1	0,00255102	6,50771E-06
	Anthocoridae	1	0,00255102	6,50771E-06
Neuroptera	Chrysopidae	1	0,00255102	6,50771E-06
Hymenoptera	Braconidae	3	0,007653061	5,85693E-05
	Crabronidae	1	0,00255102	6,50771E-06
	Vespidae	16	0,040816327	0,001665973
	Figitidae	16	0,040816327	0,001665973
	Scelionidae	2	0,005102041	2,60308E-05
	Mutillidae	2	0,005102041	2,60308E-05
	Bethylidae	97	0,24744898	0,061230998
	Chrysididae	3	0,007653061	5,85693E-05
	Eucharitidae	36	0,091836735	0,008433986
	Chalcididae	14	0,035714286	0,00127551
<b>Total</b>		390	<b>D</b>	<b>0,321936172</b>
			<b>1-D</b>	<b>0,678063828</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

<b>Trampa Cromática de la parcela con aplicación de insecticida</b>				
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>pi<sup>2</sup></b>
Coleoptera	Coccinellidae	80	0,470588235	0,221453287
Diptera	Syrphidae	1	0,005882353	3,46021E-05
	Dolichopodidae	2	0,011764706	0,000138408
Hemiptera	Reduviidae	2	0,011764706	0,000138408
	Anthocoridae	14	0,082352941	0,006782007
Hymenoptera	Braconidae	9	0,052941176	0,002802768
	Crabronidae	1	0,005882353	3,46021E-05
	Vespidae	9	0,052941176	0,002802768
	Apidae	2	0,011764706	0,000138408
	Figitidae	9	0,052941176	0,002802768
	Eulophidae	1	0,005882353	3,46021E-05
	Scelionidae	2	0,011764706	0,000138408
	Bethylidae	25	0,147058824	0,021626298
	Eucharitidae	11	0,064705882	0,004186851
	Chalcididae	4	0,023529412	0,000553633
<b>Total</b>		172	<b>D</b>	<b>0,26366782</b>
			<b>1-D</b>	<b>0,73633218</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 9:** Índice de biodiversidad de Simpson de la redada en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

<b>Redada en parcela sin aplicación de insecticida</b>				
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>pi<sup>2</sup></b>
Coleoptera	Coccinellidae	1	0,018518519	0,000342936
Neuroptera	Chrysopidae	7	0,12962963	0,016803841
Hymenoptera	Chalcididae	6	0,111111111	0,012345679
	Vespidae	25	0,462962963	0,214334705
	Figitidae	4	0,074074074	0,005486968
	Apidae	2	0,037037037	0,001371742
	Eulophidae	3	0,055555556	0,00308642
Hemiptera	Reduviidae	5	0,092592593	0,008573388
Diptera	Dolichopodidae	1	0,018518519	0,000342936
<b>Total</b>		54	<b>D</b>	<b>0,262688615</b>
			<b>1-D</b>	<b>0,737311385</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

<b>Redada en parcela con aplicación de insecticida</b>				
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>pi<sup>2</sup></b>
Coleoptera	Coccinellidae	7	0,145833333	0,021267361
Hymenoptera	Apidae	3	0,0625	0,00390625
	Vespidae	3	0,0625	0,00390625
	Chalcididae	11	0,229166667	0,052517361
	Chrysididae	1	0,020833333	0,000434028
	Braconidae	4	0,083333333	0,006944444
	Figitidae	8	0,166666667	0,027777778
	Crabronidae	1	0,020833333	0,000434028
Diptera	Dolichopodidae	8	0,166666667	0,027777778
Neuroptera	Chrysopidae	2	0,041666667	0,001736111
<b>Total</b>		48	<b>D</b>	<b>0,146701389</b>
			<b>1-D</b>	<b>0,853298611</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 10:** Índice de biodiversidad de Simpson de la trampa de succión en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

<b>Trampa de succión en parcela sin aplicación de insecticida</b>				
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>pi<sup>2</sup></b>
Coleoptera	Coccinellidae	8	0,109589041	0,012009758
Hymenoptera	Figitidae	3	0,04109589	0,001688872
	Vespidae	1	0,01369863	0,000187652
	Apidae	2	0,02739726	0,00075061
	Braconidae	2	0,02739726	0,00075061
Neuroptera	Chrysopidae	1	0,01369863	0,000187652
Hemiptera	Anthocoridae	56	0,767123288	0,588478138
<b>Total</b>		73	<b>D</b>	<b>0,604053293</b>
			<b>1-D</b>	<b>0,395946707</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

<b>Trampa de succión en parcela con aplicación de insecticida</b>				
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>pi<sup>2</sup></b>
Coleoptera	Coccinellidae	6	0,127659574	0,016296967
Hemiptera	Reduviidae	1	0,021276596	0,000452694
	Anthocoridae	26	0,553191489	0,306020824
Hymenoptera	Figitidae	1	0,021276596	0,000452694
	Eulophidae	6	0,127659574	0,016296967
	Apidae	1	0,021276596	0,000452694
	Braconidae	1	0,021276596	0,000452694
	Bethylidae	4	0,085106383	0,007243096
Diptera	Dolichopodidae	2	0,042553191	0,001810774
Neuroptera	Chrysopidae	1	0,021276596	0,000452694
<b>Total</b>		49	<b>D</b>	<b>0,349932096</b>
			<b>1-D</b>	<b>0,650067904</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 11:** Trampa de luz de la parcela con aplicación de insecticida.

<b>Trampa de luz en parcela con aplicación de insecticida</b>		
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuo</b>
Hymenoptera	Chalcididae	1
<b>Total</b>		<b>1</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 12:** Índice de biodiversidad de Shannon-Wiener de la trampa Pitfall en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

<b>Trampa de caída "Pitfall" de la parcela sin aplicación de insecticida</b>						
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>ln (pi)</b>	<b>pi*ln (pi)</b>	<b>Negativo</b>
Diptera	Tachinidae	3	0,166666667	-1,79175947	-0,298627	0,2986266
Hymenoptera	Vespidae	2	0,111111111	-2,19722458	-0,244136	0,2441361
	Apidae	1	0,055555556	-2,89037176	-0,160576	0,1605762
	Scelionidae	12	0,666666667	-0,40546511	-0,27031	0,2703101
Dermaptera	Forficulidae	1	0,055555556	-2,89037176	-0,160576	0,1605762
<b>Total</b>		<b>19</b>	.....	.....	.....	<b>1,1342251</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

<b>Trampa de caída "Pitfall" de la parcela con aplicación de insecticida</b>						
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>ln (pi)</b>	<b>pi*ln (pi)</b>	<b>Negativo</b>
Hemiptera	Reduviidae	1	0,083333333	-2,484907	-0,207076	0,2070756
Hymenoptera	Pompilidae	2	0,166666667	-1,791759	-0,298627	0,2986266
	Scelionidae	9	0,75	-0,287682	-0,215762	0,2157616
<b>Total</b>		<b>12</b>	.....	.....	.....	<b>0,7214637</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 13:** Índice de biodiversidad de Shannon-Wiener de la trampa cromática en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

<b>Trampa Cromática de la parcela sin aplicación de insecticida</b>						
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>ln (pi)</b>	<b>pi*ln (pi)</b>	<b>Negativo</b>
Coleoptera	Coccinellidae	195	0,49744898	-0,69826228	-0,34735	0,3473499
Diptera	Syrphidae	1	0,00255102	-5,97126184	-0,015233	0,0152328
	Dolichopodidae	1	0,00255102	-5,97126184	-0,015233	0,0152328
Hemiptera	Reduviidae	1	0,00255102	-5,97126184	-0,015233	0,0152328
	Anthocoridae	1	0,00255102	-5,97126184	-0,015233	0,0152328
Neuroptera	Chrysopidae	1	0,00255102	-5,97126184	-0,015233	0,0152328
Hymenoptera	Braconidae	3	0,007653061	-4,87264955	-0,037291	0,0372907
	Crabronidae	1	0,00255102	-5,97126184	-0,015233	0,0152328
	Vespididae	16	0,040816327	-3,19867312	-0,130558	0,1305581
	Figitidae	16	0,040816327	-3,19867312	-0,130558	0,1305581
	Scelionidae	2	0,005102041	-5,27811466	-0,026929	0,0269292
	Mutillidae	2	0,005102041	-5,27811466	-0,026929	0,0269292
	Bethylidae	97	0,24744898	-1,39655086	-0,345575	0,3455751
	Chrysididae	3	0,007653061	-4,87264955	-0,037291	0,0372907
	Eucharitidae	36	0,091836735	-2,3877429	-0,219283	0,2192825
	Chalcididae	14	0,035714286	-3,33220451	-0,119007	0,1190073
<b>Total</b>		390	.....	.....	.....	<b>1,5121675</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

<b>Trampa Cromática de la parcela con aplicación de insecticida</b>						
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>ln (pi)</b>	<b>pi*ln (pi)</b>	<b>Negativo</b>
Coleoptera	Coccinellidae	80	0,470588235	-0,753772	-0,354716	0,3547161
Diptera	Syrphidae	1	0,005882353	-5,135798	-0,030211	0,0302106
	Dolichopodidae	2	0,011764706	-4,442651	-0,052266	0,0522665
Hemiptera	Reduviidae	2	0,011764706	-4,442651	-0,052266	0,0522665
	Anthocoridae	14	0,082352941	-2,496741	-0,205614	0,205614
Hymenoptera	Braconidae	9	0,052941176	-2,938574	-0,155572	0,1555716
	Crabronidae	1	0,005882353	-5,135798	-0,030211	0,0302106
	Vespididae	9	0,052941176	-2,938574	-0,155572	0,1555716
	Apidae	2	0,011764706	-4,442651	-0,052266	0,0522665
	Figitidae	9	0,052941176	-2,938574	-0,155572	0,1555716
	Eulophidae	1	0,005882353	-5,135798	-0,030211	0,0302106
	Scelionidae	2	0,011764706	-4,442651	-0,052266	0,0522665
	Bethylidae	25	0,147058824	-1,916923	-0,2819	0,2819004
	Eucharitidae	11	0,064705882	-2,737903	-0,177158	0,1771584
	Chalcididae	4	0,023529412	-3,749504	-0,088224	0,0882236
<b>Total</b>		172	.....	.....	.....	<b>1,8740249</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 14:** Índice de biodiversidad de Shannon-Wiener de la redada en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

<b>Redada en parcela sin aplicación de insecticida</b>						
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>ln (pi)</b>	<b>pi*ln (pi)</b>	<b>Negativo</b>
Coleoptera	Coccinellidae	1	0,018518519	-3,98898405	-0,07387	0,0738701
Neuroptera	Chrysopidae	7	0,12962963	-2,0430739	-0,264843	0,2648429
Hymenoptera	Chalcididae	6	0,111111111	-2,19722458	-0,244136	0,2441361
	Vespididae	25	0,462962963	-0,77010822	-0,356532	0,3565316
	Figitidae	4	0,074074074	-2,60268969	-0,192792	0,1927918
	Apidae	2	0,037037037	-3,29583687	-0,122068	0,122068
	Eulophidae	3	0,055555556	-2,89037176	-0,160576	0,1605762
Hemiptera	Reduviidae	5	0,092592593	-2,37954613	-0,220328	0,2203283
Diptera	Dolichopodidae	1	0,018518519	-3,98898405	-0,07387	0,0738701
<b>Total</b>		54	.....	.....	.....	<b>1,7090151</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

<b>Redada en parcela con aplicación de insecticida</b>						
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>ln (pi)</b>	<b>pi*ln (pi)</b>	<b>Negativo</b>
Coleoptera	Coccinellidae	7	0,145833333	-1,925291	-0,280772	0,2807716
Hymenoptera	Apidae	3	0,0625	-2,772589	-0,173287	0,1732868
	Vespididae	3	0,0625	-2,772589	-0,173287	0,1732868
	Chalcididae	11	0,229166667	-1,473306	-0,337633	0,3376326
	Chrysididae	1	0,020833333	-3,871201	-0,08065	0,08065
	Braconidae	4	0,083333333	-2,484907	-0,207076	0,2070756
	Figitidae	8	0,166666667	-1,791759	-0,298627	0,2986266
	Crabronidae	1	0,020833333	-3,871201	-0,08065	0,08065
Diptera	Dolichopodidae	8	0,166666667	-1,791759	-0,298627	0,2986266
Neuroptera	Chrysopidae	2	0,041666667	-3,178054	-0,132419	0,1324189
<b>Total</b>		48				<b>2,0630254</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.



**Anexo 15:** Índice de biodiversidad de Shannon-Wiener de la trampa de succión en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

<b>Trampa de succión en parcela sin aplicación de insecticida</b>						
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>ln (pi)</b>	<b>pi*ln (pi)</b>	<b>Negativo</b>
Coleoptera	Coccinellidae	8	0,109589041	-2,2110179	-0,242303	0,2423033
Hymenoptera	Figitidae	3	0,04109589	-3,19184715	-0,131172	0,1311718
	Vespidae	1	0,01369863	-4,29045944	-0,058773	0,0587734
	Apidae	2	0,02739726	-3,59731226	-0,098557	0,0985565
	Braconidae	2	0,02739726	-3,59731226	-0,098557	0,0985565
Neuroptera	Chrysopidae	1	0,01369863	-4,29045944	-0,058773	0,0587734
Hemiptera	Anthocoridae	56	0,767123288	-0,26510775	-0,20337	0,2033703
<b>Total</b>		73	.....	.....	.....	<b>0,8915053</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

<b>Trampa de succión en parcela con aplicación de insecticida</b>						
<b>Orden</b>	<b>Familia</b>	<b>Número de individuos</b>	<b>Abundancia relativa (pi)</b>	<b>ln (pi)</b>	<b>pi*ln (pi)</b>	<b>Negativo</b>
Coleoptera	Coccinellidae	6	0,127659574	-2,058388	-0,262773	0,262773
Hemiptera	Reduviidae	1	0,021276596	-3,850148	-0,081918	0,081918
	Anthocoridae	26	0,553191489	-0,592051	-0,327518	0,3275176
Hymenoptera	Figitidae	1	0,021276596	-3,850148	-0,081918	0,081918
	Eulophidae	6	0,127659574	-2,058388	-0,262773	0,262773
	Apidae	1	0,021276596	-3,850148	-0,081918	0,081918
	Braconidae	1	0,021276596	-3,850148	-0,081918	0,081918
Diptera	Bethylidae	4	0,085106383	-2,463853	-0,20969	0,2096896
	Dolichopodidae	2	0,042553191	-3,157	-0,13434	0,1343404
Neuroptera	Chrysopidae	1	0,021276596	-3,850148	-0,081918	0,081918
<b>Total</b>		49	.....	.....	.....	<b>1,6066838</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 16:** Índice de biodiversidad de Margalef de la trampa Pitfall en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

<b>Trampa de caída "Pitfall"</b>					
	Número de especies (S)	S-1	Número total de individuos (N)	Logaritmo natural por número total de individuos ln(N)	Diversidad específica (Dmg)
Sin aplicación	5	4	19	2,944438979	<b>1,358493088</b>
Con aplicación	3	2	12	2,48490665	<b>0,804859209</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 17:** Índice de biodiversidad de Margalef de la trampa cromática en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

<b>Trampa cromática</b>					
	Número de especies (S)	S-1	Número total de individuos (N)	Logaritmo natural por número total de individuos ln(N)	Diversidad específica (Dmg)
Sin aplicación	16	15	390	5,966146739	<b>0,038461538</b>
Con aplicación	15	14	172	5,147494477	<b>0,081395349</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 18:** Índice de biodiversidad de Margalef de la redada en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

<b>Redadas</b>					
	Número de especies (S)	S-1	Número total de individuos (N)	Logaritmo natural por número total de individuos ln(N)	Diversidad específica (Dmg)
Sin aplicación	9	8	54	3,988984047	<b>0,148148148</b>
Con aplicación	10	9	48	3,871201011	<b>0,1875</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 19:** Índice de biodiversidad de Margalef de la trampa de succión en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

<b>Trampa de succión</b>					
	Número de especies (S)	S-1	Número total de individuos (N)	Logaritmo natural por número total de individuos ln(N)	Diversidad específica (Dmg)
Sin aplicación	7	6	73	4,290459441	<b>0,082191781</b>
Con aplicación	10	9	49	3,891820298	<b>0,183673469</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 20:** Número de individuos y porcentajes de los respectivos órdenes y familias por parcela de estudio.

Parcela	Orden	Familias	Número de individuos	%
<b>Con aplicación de insecticida</b>	Coleoptera	Coccinellidae	93	100
		<b>93</b>	<b>100</b>	
	Diptera	Syrphidae	1	8
		Dolichopodidae	12	92
		<b>13</b>	<b>100</b>	
	Hemiptera	Reduviidae	4	9
		Anthocoridae	40	91
		<b>44</b>	<b>100</b>	
	Neuroptera	Chrysopidae	3	100
		<b>3</b>	<b>100</b>	
	Hymenoptera	Braconidae	14	10,9
		Crabronidae	2	1,6
		Vespidae	12	9,3
		Apidae	6	4,7
		Figitidae	18	14,0
		Scelionidae	11	8,5
		Bethylidae	29	22,5
		Chrysididae	1	0,8
		Eucharitidae	11	8,5
		Pompilidae	2	1,6
Eulophidae		7	5,4	
Chalcididae		16	12,4	
<b>129</b>		<b>100</b>		
<b>Sin aplicación de insecticida</b>	Coleoptera	Coccinellidae	204	100
		<b>204</b>	<b>100</b>	
	Diptera	Tachinidae	3	50
		Syrphidae	1	16,7
		Dolichopodidae	2	33,3
		<b>6</b>	<b>100</b>	
	Hemiptera	Reduviidae	6	9,5
		Anthocoridae	57	90,5
		<b>63</b>	<b>100</b>	
	Neuroptera	Chrysopidae	9	100
		<b>9</b>	<b>100</b>	
	Hymenoptera	Braconidae	5	2,0
		Crabronidae	1	0,4

	Vespidae	44	17,4
	Apidae	5	2,0
	Figitidae	23	9,1
	Scelionidae	14	5,5
	Mutillidae	2	0,8
	Bethylidae	97	38,3
	Chrysididae	3	1,2
	Eucharitidae	36	14,2
	Eulophidae	3	1,2
	Chalcididae	20	7,9
		<b>253</b>	<b>100</b>
Dermaptera	Forficulidae	1	100
		<b>1</b>	<b>100</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 21:** Estimación porcentual de los órdenes Coleoptera, Diptera, Hemiptera, Hymenoptera, Neuroptera y Dermaptera en el área de ensayo.

Orden	Número de individuos	Porcentaje %
Coleoptera	297	36,3
Diptera	19	2,3
Hemiptera	107	13,1
Neuroptera	12	1,5
Hymenoptera	382	46,7
Dermaptera	1	0,1
<b>Sumatoria</b>	<b>818</b>	<b>100</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 22:** Porcentaje de individuos de cada orden en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

Orden	% Con aplicación	% Sin aplicación
Coleoptera	33	38
Diptera	4,6	1,1
Hemiptera	15,6	11,7
Neuroptera	1,1	1,7
Hymenoptera	45,7	47,2
Dermaptera	0	0,2
<b>Sumatoria</b>	<b>100</b>	<b>100</b>

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 23:** Porcentaje de individuos por familia en el área de ensayo.

<b>Orden</b>	<b>Familias</b>	<b>Área total</b>	<b>% individuos</b>
Co	Coccinellidae	297	36,3
Di	Tachinidae	3	0,4
	Syrphidae	2	0,2
	Dolichopodidae	14	1,7
He	Reduviidae	10	1,2
	Anthocoridae	97	11,9
Ne	Chrysopidae	12	1,5
Hy	Braconidae	19	2,3
	Crabronidae	3	0,4
	Vespidae	56	6,8
	Apidae	11	1,3
	Figitidae	41	5
	Eulophidae	10	1,2
	Pompilidae	2	0,2
	Scelionidae	25	3,1
	Mutillidae	2	0,2
	Bethylidae	126	15,4
	Chrysididae	4	0,5
	Eucharitidae	47	5,7
	Chalcididae	36	4,4
Der	Forficulidae	1	0,1
<b>Sumatoria</b>		<b>818</b>	<b>100</b>

**Nota:** Todos los órdenes representan el 100%

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 24:** Porcentaje de individuos por familia en relación a cada orden en el área de ensayo.

<b>Orden</b>	<b>Familias</b>	<b>Área Total</b>	<b>Porcentaje %</b>
Co	Coccinellidae	297	100
Di	Tachinidae	3	15,8
	Syrphidae	2	10,5
	Dolichopodidae	14	73,7
He	Reduviidae	10	9,3
	Anthocoridae	97	90,7
Ne	Chrysopidae	12	100
Hym	Braconidae	19	5,0
	Crabronidae	3	0,8
	Vespidae	56	14,7
	Apidae	11	2,9
	Figitidae	41	10,7
	Eulophidae	10	2,6
	Pompilidae	2	0,5
	Scelionidae	25	6,5
	Mutillidae	2	0,5
	Bethylidae	126	33,0
	Chrysididae	4	1,0
	Eucharitidae	47	12,3
	Chalcididae	36	9,4
Der	Forficulidae	1	100

**Nota:** Cada orden representa el 100%.

**Elaborado por:** Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 25:** Porcentaje de individuos por familia en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

<b>Orden</b>	<b>Familias</b>	<b>%Con aplicación</b>	<b>%Sin aplicación</b>
Co	Coccinellidae	33	38,1
Di	Tachinidae	0	0,6
	Syrphidae	0,4	0,2
	Dolichopodidae	4,3	0,4
He	Reduviidae	1,4	1,1
	Anthocoridae	14,2	10,6
Ne	Chrysopidae	1,1	1,7
Hym	Braconidae	5,0	0,9
	Crabronidae	0,7	0,2
	Vespidae	4,3	8,2
	Apidae	2,1	0,9
	Figitidae	6,4	4,3
	Eulophidae	2,5	0,6
	Pompilidae	0,7	0
	Scelionidae	3,9	2,6
	Mutillidae	0	0,4
	Bethylidae	10,3	18,1
	Chrysididae	0,4	0,6
	Eucharitidae	3,9	6,7
	Chalcididae	5,7	3,7
Der	Forficulidae	0	0,2
<b>Sumatoria</b>		<b>100</b>	<b>100</b>

**Nota:** Todos los órdenes representan el 100%

Elaborado por: Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.

**Anexo 26:** Porcentaje de individuos por familia en relación a cada orden en la parcela con y sin aplicación de insecticida.

<b>Orden</b>	<b>Familias</b>	<b>%Con aplicación</b>	<b>%Sin aplicación</b>
Co	Coccinellidae	100	100
Di	Tachinidae	0	50
	Syrphidae	8	16,7
	Dolichopodidae	92	33,3
He	Reduviidae	9	9,5
	Anthocoridae	91	90,5
Ne	Chrysopidae	100	100
Hym	Braconidae	10,9	2
	Crabronidae	1,6	0,4
	Vespidae	9,3	17,4
	Apidae	4,7	2
	Figitidae	14	9,1
	Eulophidae	5,4	1,2
	Pompilidae	1,6	0
	Scelionidae	8,5	5,5
	Mutillidae	0	0,8
	Bethylidae	22,5	38,3
	Chrysididae	0,8	1,2
	Eucharitidae	8,5	14,2
	Chalcididae	12,4	7,9
Der	Forficulidae	0	100

**Nota:** Cada orden representa el 100%.

**Elaborado por:** Daniela Zambrano Mero y Emiliano Vega Lucas 2016.