



**UNIVERSIDAD METROPOLITANA DE CIENCIAS DE LA EDUCACIÓN
FACULTAD DE CIENCIAS BÁSICAS
INSTITUTO DE ENTOMOLOGÍA**



**EFFECTO DEL MANEJO AGRONÓMICO Y ESTRUCTURA DEL
PAISAJE EN LA DIVERSIDAD DE CONTROLADORES BIOLÓGICOS
(HYMENOPTERA) PRESENTES EN HUERTOS DE ARÁNDANOS DE
LA VII REGIÓN, CHILE.**

Tesis para optar al grado de Magíster en Ciencias con mención en Entomología

Autor: Ricardo Fernández Rojas

Director de Tesis: Dr. Cristian Villagra Gil, Instituto de Entomología UMCE

Co-Director: Dr. Rodrigo De Oliveira Araujo, CIEAM Universidad Católica del Maule

INSTITUTO DE ENTOMOLOGÍA UMCE
INFORME DE APROBACIÓN
TESIS DE MAGÍSTER

Se informa al Instituto de Entomología que la Tesis de Magíster presentada por el candidato,
Ricardo Fernández Rojas

Ha sido aprobada por la comisión de evaluación de la tesis como requisito para optar al Grado de Magíster en Ciencias con Mención en Entomología en el examen de Defensa de Tesis.

Director de Tesis: Cristian Villagra Gil

Co- director: Dr. Rodrigo De Oliveira Araujo

Comisión Evaluadora de Tesis:

Dra. Gabriela Lankin Vega, Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de Chile

Dr. Antonio Rivera Hutinel, Instituto de Entomología UMCE

SANTIAGO DE CHILE, JUNIO DE 2023



UNIVERSIDAD METROPOLITANA DE CIENCIAS DE LA EDUCACION
SISTEMA DE BIBLIOTECAS – DIRECCION DE INVESTIGACION

IDENTIFICACIÓN DE TESIS/INVESTIGACIÓN

Título de la tesis: *Efecto del manejo agronómico y estructura del paisaje en la diversidad de controladores biológicos (Hymenoptera) presentes en huertos de arándanos de la VII región, Chile.*

Fecha: junio 2023

Facultad: Facultad de Ciencias Básicas

Departamento: Instituto de Entomología.

Programa: Magíster en Ciencias con Mención en Entomología.

Grado: Magíster en Ciencias con Mención en Entomología.

Profesor Director de Tesis: Dr. Cristian Villagra G.

Profesor Co-Director de Tesis: Dr. Rodrigo De Oliveira Araujo

AUTORIZACIÓN

Se autoriza la reproducción total o parcial de este trabajo de investigación para fines académicos por cualquier medio o procedimiento, siempre que se haga la referencia bibliográfica que acredite el presente trabajo y sus autores/as, y a su vez el alojamiento de éste en el repositorio institucional SIBUMCE del sistema de bibliotecas UMCE.

Ricardo Fernández Rojas

Santiago de Chile, 28 de junio, 2023.

AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer a mi Profesor guía, Dr. Cristian Villagra Gil y mi cotutor Dr. Rodrigo De Oliveira Araujo, por todo el apoyo brindado durante este proceso, por su entrega generosa de tiempo y conocimientos sin la cual esta investigación no habría podido realizarse, pero especialmente por su confianza y palabras de aliento en los momentos en que los desafíos intelectuales, laborales, técnicos y de la contingencia nacional, que parecían insalvables.

También agradezco a mis compañeras del Laboratorio de Ecología Sensorial e Interacción Planta Insecto, Instituto de Entomología, especialmente a Valentina Herrera y Paula Escobar por toda la ayuda brindada.

Doy las gracias a mis profesores de comisión de tesis Dra. Gabriela Lankin Vega y Dr. Antonio Rivera Hutinel por compartir sus conocimientos y consejos para mejorar mi trabajo.

A Galia, por motivarme a seguir este desafiante pero bello camino de la Entomología.

A Lorena, mi compañera de camino, por todo su apoyo, comprensión y cariño cuando las cosas se ponían difíciles y el tiempo no alcanzaba para demostrarle lo fundamental que fue en este proceso.

Y finalmente, a mis padres, apoyo constante e incondicional en cada una de mis aventuras. A pesar de la distancia, siempre están conmigo.

TABLA DE CONTENIDO

AUTORIZACIÓN.....	iii
AGRADECIMIENTOS.....	iv
TABLA DE CONTENIDOS.....	v
RESUMEN.....	viii
ABSTRACT.....	ix
INTRODUCCIÓN.....	1
1. MARCO TEÓRICO.....	3
1.1 Paisaje.....	3
1.2 Parasitoides.....	3
1.3 Biodiversidad.....	5
1.4 Servicios Ecosistémicos.....	6
1.5 El arándano.....	7
1.6 Tipos de agricultura.....	10
1.6.1 Agricultura intensiva.....	10
1.6.2 Agricultura orgánica.....	10

1.6.3 Agricultura agroecológica.....	11
2. OBJETIVOS E HIPÓTESIS.....	13
2.1 Objetivo general.....	13
2.2. Objetivos específicos.....	13
2.3 Hipótesis.....	13
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	14
3.1 Evaluación del tipo de manejo del huerto sobre la diversidad de controladores biológicos del orden Hymenoptera.....	14
3.1.1 Huertos orgánicos.....	16
3.1.2 Huertos convencionales.....	16
3.1.3 Muestreo.....	17
3.1.4 Índices de biodiversidad.....	19
3.1.5 Análisis estadísticos.....	20
3.2 Efecto del paisaje circundante sobre la diversidad de controladores biológicos del orden Hymenoptera.....	21
3.2.1 Determinación del grado de simplificación del paisaje.....	21
3.3 Efecto de la flora advena sobre la diversidad de controladores biológicos del orden Hymenoptera.....	21

4. RESULTADOS.....	22
4.1 Efecto del manejo del huerto en la biodiversidad de controladores biológicos del orden Hymenoptera.....	22
4.1.1 Riqueza de especies.....	22
4.1.2 Índice de diversidad de Shannon-Wiener (H').....	36
4.1.3 Equitatividad de Pielou (J').....	38
5. DISCUSIÓN.....	39
5.1 Efecto del manejo agronómico y la fenología del arándano sobre la diversidad de controladores biológicos del orden Hymenoptera.....	39
5.2 Efecto de la complejidad del paisaje sobre la diversidad de controladores biológicos del orden Hymenoptera.....	42
5.3 Efecto de la flora advena sobre la diversidad de controladores biológicos del orden Hymenoptera.....	43
6. CONCLUSIONES.....	46
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	48
ANEXOS.....	70
Apéndice 1.....	70

RESUMEN

Por más de cinco décadas, la producción agrícola a escala global se ha basado principalmente en un modelo industrializado. Esta estrategia implica la simplificación del paisaje agrícola, un incremento constante en la mecanización y el uso de derivados del petróleo para movilizar maquinaria y producir plaguicidas. Desafortunadamente, esto ha significado una pérdida sostenida de biodiversidad. Chile es dependiente económicamente de la exportación agrícola, donde el modelo convencional es preponderante. Adicionalmente, existe también agricultura orgánica y en menor medida agroecológica, las cuales ofrecen alternativas a la agricultura industrializada, con menor aplicación de insumos externos. Sin embargo, a pesar de que estos manejos alternativos podrían reducir la pérdida de biodiversidad a escala local (e.g. parche), se ha encontrado que a la escala de paisaje el grado de simplificación del mismo puede igualmente impactar sobre la abundancia y biodiversidad de campos con manejos orgánicos. En esta tesis se comparó la abundancia y diversidad de especies de avispas parasíticas (Hymenoptera) en huertos de arándanos convencionales versus orgánicos, las cuales corresponden a depredadores y parasitoides de insectos herbívoros considerados plagas. El objetivo de esta investigación fue determinar si estos tipos de manejo están asociados a diferencias comunitarias de estos insectos controladores biológicos. Adicionalmente se evaluó el impacto que tiene la simplificación espacial, a la escala de parche y paisaje, en estos huertos para comprender si este factor impacta o no al ensamble de avispas parasíticas. De los factores evaluados (manejo agronómico y fenología del cultivo), solo el último tuvo un efecto significativo sobre la riqueza de especies. Sin embargo, el área que rodeaba al cultivo en un radio de 400 m resultó ser una covariable significativa, encontrándose una mayor diversidad de especies de controladores biológicos del orden Hymenoptera en huertos rodeados por una mayor superficie de uso agrícola. Estos hallazgos se discuten en el contexto de los efectos de los tipos de manejo agrícola y su dimensión espacial en la implementación de control biológico de plagas.

Palabras clave: Antropización, organismos no-blanco, insumos internos, *spillover*.

ABSTRACT

During the last seven decades crop production have relied mainly on intensive industrial agriculture. This came with a heavy toll for biodiversity, as this kind of management relied on land use change, biotic homogenization, increased mechanization and the application of petroleum derivates for pest control. Chile's economy depends strongly on industrial-minded agrobusiness. In addition, there is also organic and agroecological manages at a minor scale. These alternatives may reduce biodiversity loss in agricultural land, nonetheless this seems to apply at a local patch scale, but not at landscape scale. Where the overall agricultural landscape do not seems to make a difference between organic and conventional uses. In this work I compared abundance and diversity of parasitic wasps (Hymenoptera) on industrial vs organic blueberry orchards. These wasps are predators and parasitoids of several pest herbivorous insects. The goal of this comparison was to evaluate if different managements are affecting the presence of these biological controls. Furthermore, I also explored the impact of land homogenization at patch and landscape scales to study the contribution of these spatial factors on parasitic wasps community. Results showed that only the phenology of blueberries orchards had a significant effect on species richness of natural enemies belonging to Hymenoptera. Nevertheless, the orchards surrounding area in a 400 m radius, was a significant covariable and more Hymenoptera species were found in orchards surrounded by wider areas dedicated to agriculture. I ponder these findings under the light of the interaction between agricultural management strategy and spatial ecological factors influencing agricultural ecosystems and its biodiversity. I discuss on their consideration at the point of implementing effective biological controls.

Keywords: anthropization, non-target organisms, internal inputs, spillover.

INTRODUCCIÓN

Según estimaciones de las Naciones Unidas, la población mundial está creciendo a un ritmo de 1,1 % anual y se espera que a finales de siglo se estabilice en alrededor de 10,9 mil millones de habitantes (United Nations, 2019). Lo anterior supone un desafío para garantizar la seguridad y soberanía alimentaria a nivel planetario. Esto implica un esfuerzo inter y transdisciplinario que permita optimizar no solo la producción de alimento sino también una eficiente distribución y consumo del mismo (Shafiee-Jood & Cai, 2016).

La agricultura moderna ha aumentando su rendimiento en un 20 % entre 1985 y 2005 si se consideran los 174 cultivos evaluados por la FAO. Este crecimiento no se ha logrado mediante un aumento proporcional de la tierra dedicada a la agricultura, que solo se ha incrementado en un 2,5 %, sino mas bien debido al aumento de la superficie efectivamente cosechada, que se incrementó en un 7,8 % gracias a la existencia de cultivos múltiples en un mismo terreno, la disminución de superficies en barbecho y las menores pérdidas en la producción (Foley *et al.*, 2011). Lo anterior sugiere que los rendimientos durante este periodo han aumentado principalmente debido a la aplicación de una serie de tecnologías, como el uso de variedades más productivas, mecanización, fertilización, técnicas de riego y uso de pesticidas (Foley *et al.*, 2005). Estas tecnologías, asociadas a lo que se denomina “agricultura industrial”, vuelven al proceso productivo altamente dependiente de la energía e insumos provenientes de combustibles fósiles en prácticamente todas sus etapas, desde la siembra mecanizada hasta la cosecha y transporte de productos, pasando por la aplicación de fertilizantes sintéticos y la protección de las plantas mediante pesticidas (Pfeiffer, 2006). Esto hace que el consumo de energía fósil sea una medida de la intensificación del proceso (Lin *et al.*, 2017). Esto además ha impactado directa e indirectamente procesos y dinámicas del planeta, poniendo en riesgo las condiciones mínimas de sobrevivencia de nuestra especie, como por ejemplo: su impacto sobre el cambio climático, polución, déficit hídrico, ciclos biogeoquímicos y pérdida de biodiversidad (Tscharncke *et al.*, 2005, Weinzettel *et al.*, 2019). Estos múltiples efectos negativos sobre el medio ambiente se pueden ilustrar, por ejemplo, en la emisión de gases con efecto invernadero como metano y óxido nitroso (incluso más dañinos que el CO₂), contaminación debida a pérdida de nutrientes minerales, agotamiento del agua por sobreexplotación, entre otros (Godfray *et al.*, 2010).

Otra de las consecuencias del uso intensivo de recursos naturales es la simplificación del paisaje, factor que se ha asociado principalmente a la pérdida de biodiversidad, tanto a nivel de explotación agrícola como a escalas más amplias, con la consecuente reducción de funciones y servicios ecosistémicos o las contribuciones de la naturaleza a las personas (Landis, 2017). Estos últimos pueden entenderse como los beneficios, tangibles e intangibles, de los cuales saca partido el ser humano, derivados directa o indirectamente de procesos y funciones ecosistémica (Camacho y Ruiz, 2012). Ejemplos de éstos son la polinización, el control biológico o la descomposición de residuos orgánicos.

Teniendo esto en consideración, se hace indispensable buscar formas de transitar hacia una alternativa productiva que, junto con garantizar la provisión suficiente de alimentos y recursos para la sobrevivencia humana, también busque minimizar los efectos negativos sobre el medio ambiente, como propone la agricultura agroecológica (Altieri, 1994). Para esta última los organismos presentes naturalmente en el agroecosistema podrían corresponder a ayudantes de la producción de alimentos o insumos internos en vez de convertirse en organismos no-blanco afectados por manejos intensivos. En este sentido los insectos son los acompañantes más recurrentes del agricultor, actuando como plagas de sus cultivos, pero también como excelentes controladores biológicos, polinizadores, recicladores de materia orgánica y enriquecedores del suelo (Landis & Menalled, 1998; Bartomeus *et al.*, 2014; Poveda, 2021). En este sentido, para promover su uso y mantención en sistemas agrícolas, es fundamental conocer los efectos sobre la biodiversidad de distintas acciones antrópicas empleadas en las distintas estrategias de manejo, como la modificación del paisaje o la aplicación de distintos insumos agrícolas.

1. MARCO TEÓRICO.

1.1. Paisaje.

El concepto de paisaje ha sido definido, en su forma más tradicional, como un área de kilómetros de extensión con patrones consistentes de ecosistemas locales y variados componentes espaciales (Wu & Hobbs, 2007; Risser, 1987). Se ha propuesto que en esta definición sería clave considerar como elemento central la heterogeneidad y la estructura de parches tipo mosaico de distintos componentes espaciales, como por ejemplo, tierras cultivadas, construcciones, caminos, pastizales, bosques o cursos de agua dentro de un área determinada (Wiens & Milne, 1989). Sin embargo, se ha hecho énfasis en que la escala a aplicar debe tomar en consideración el tipo de organismo y el fenómeno que se estuviera estudiando y las preguntas que se hubieran planteado (Wiens & Milne, 1989; Wu & Hobbs 2007).

1.2 Parasitoides

Un parasitoide corresponde a un insecto cuyo estado inmaduro se desarrolla a expensas de un hospedero (sobre o dentro de éste), usualmente un insecto u otro artrópodo. Generalmente matándolo en el proceso o con posterioridad al mismo (Eggleton & Belshaw, 1992). De acuerdo a lo anterior, los parasitoides tendrían una forma de vida intermedia entre un parásito, ya que requieren un hospedero para completar su desarrollo y un depredador, ya que destruyen a este organismo que les sirve de sustento (Godfray, 2007). La acción de oviponer en el mismo sitio donde el hospedador es atacado se considera esencial en la definición de parasitoide (Godfray, 2007). Lo anterior deja fuera de esta definición a especies de la familia Pompilidae (Hymenoptera), que si bien tienen un comportamiento similar, la mayoría de las veces paralizan a su presa (casi siempre arañas), la transportan hasta nidos construidos o por construir y luego de ingresarlas a esta guarida depositan un solo huevo en el hospedero (Fernández, 2000), modo de vida clasificado como “parasítico” (Quicke, 1997), o Spheciade, que se consideran depredadores (Amarante, 2006a). Los adultos de la mayoría de los parasitoides son de vida libre y se alimentan de polen, néctar o mielecilla, mientras que otros absorben los fluidos de los mismos hospederos (Kalyanasundaram & Kamala, 2016).

Los himenópteros parasitoides atacan principalmente estados inmaduros del hospedero, siendo los más comunes larvas o ninfas, aunque también son frecuentes los que atacan huevos o pupas; los adultos son menos atacados posiblemente porque poseen una mayor capacidad defensiva frente al parasitoide (Godfray, 2007; Eggleton & Belshaw, 1992).

Según el efecto inicial que tengan sobre su hospedero, pueden clasificarse en idiobiontes o koinobiontes (Askew & Shaw 1986). Los primeros paralizan tempranamente a su hospedero, impidiendo cualquier desarrollo posterior del mismo. Por el contrario, los koinobiontes no paralizan inmediatamente a su hospedero y éste puede continuar su desarrollo, incluso alimentándose de manera excesiva para satisfacer las necesidades de la larva que lleva en su interior (Gordh *et al.*, 1999; Dindo, 2011).

La estrategia koinobionte es típica de endoparasitoides, es decir, de aquellas especies cuyas larvas se desarrollan al interior del cuerpo de su hospedero y le permite al adulto parasitar estados de desarrollo más tempranos del mismo; en estos casos, el estado inmaduro del parasitoide permanece latente hasta que el hospedero alcanza un tamaño capaz de proveer suficiente alimento (Godfray, 2007). El modo idiobionte, por el contrario, es típico de ectoparasitoides o especies cuyos estados inmaduros se desarrollan al exterior del cuerpo del hospedero, especies que además tienden a ser generalistas, mientras que los koinobiontes tienden a tener un rango más acotado de presas (Gordh *et al.*, 1999).

Por las características antes mencionadas, los parasitoides pertenecientes al orden Hymenoptera, y en menor medida Diptera, han sido ampliamente utilizados como agentes de control biológico (Zúñiga, 1985). En consecuencia, su disminución producto de malas prácticas agrícolas significaría una pérdida lamentable de un servicio ecosistémico fundamental o contribución de la naturaleza a las personas, conocidos como “NCPs” (nature’s contributions to people) por su sigla en inglés (Díaz *et al.*, 2018), como lo es el control de plagas. En Chile existe una larga tradición del uso de insectos parasitoides en el control de insectos plagas (Stary *et al.*, 1993; Ide, 2017). Esto ha sido desarrollado principalmente a través de la introducción de especies de avispa (Hymenoptera), coccinelidos (Coleoptera) y crisópas (Neuroptera) ya conocidos como parasitoides y depredadores de plaga de interés, respectivamente, a pesar que también se han empleado (en menor medida) especies nativas (Marsh, 1975). Estas especies de enemigos naturales suelen establecerse luego de su liberación con objeto de control focal de cultivos,

usualmente existiendo en las zonas destinadas a la producción agrícola (Giacchero & Angel, 1985). Por esta razón, conocer las condiciones que promoverían su presencia podría ser de gran utilidad para la optimización del uso de estos insumos de control de plagas (Landis & Menalled, 1998).

1.3. Biodiversidad.

La biodiversidad es un concepto que ha presentado una gran cantidad de definiciones, desde algunas muy acotadas, mejor descritas como riqueza o abundancia de especies, a otras más amplias e inclusivas como:

“...un atributo de un área y específicamente se refiere a la variedad intra y entre organismos vivos, ensamblajes de organismos vivos, comunidades bióticas y procesos bióticos, ya sea que ocurra naturalmente o sea modificada por los seres humanos.” (De Long, 1996).

La biodiversidad puede ser caracterizada evaluando parámetros de diversidad, identidad y abundancia de variados tipos de especies, ensambles de éstas, comunidades y sus procesos asociados. También a través de la cantidad (*e.g.*, abundancia, biomasa, cobertura, etc.) y estructura de las comunidades que construyen (Moreno *et al.*, 2007). La biodiversidad puede ser observada y medida a diferentes escalas, *e.g.*, desde micrositios y parches de hábitats hasta toda la biósfera del planeta (De Long, 1996).

La representación más común de la diversidad ecológica ha sido la diversidad de especies, que incorpora información tanto sobre el número de especies (riqueza), como sobre el número de individuos de cada una ellas (abundancia) (Noos & Cooperrider, 1994; Hamilton, 2005). Para medirla se han desarrollado diversos indicadores, como el índice de diversidad de Shannon (H') o el índice de equidad de Pielou (J') (Moreno, 2001; Morris *et al.*, 2014).

1.4 Servicios Ecosistémicos

Las primeras referencias a conceptos como funciones y servicios ecosistémicos y su valor económico pueden rastrearse hasta mediados de los 60' y principios de los 70', aunque es

durante la década de los 90' cuando aumenta de manera casi exponencial el número de publicaciones referidas al tema (De Groot *et al.*, 2002). El concepto de servicio ecosistémico posee un carácter evidentemente antropocéntrico y la traducción a unidades monetarias de los aportes de la naturaleza ha sido criticada en algunas ocasiones (Norgaard *et al.*, 1998). Sin embargo, surge como una necesidad de valorar el aporte de los ecosistemas al bienestar humano y contribuir a la toma de decisiones que involucren la modificación del medioambiente. Por lo anterior y aún considerando las múltiples definiciones y tipologías que se han propuesto (Costanza *et al.*, 1997; De Groot *et al.*, 2002; Wallace, 2007), no resultaría aventurado decir que corresponden a los beneficios, tangibles e intangibles, aprovechados por el ser humano derivados directa o indirectamente de procesos y funciones ecosistémicos (Camacho & Ruiz, 2012). Esta concuerda en parte con lo propuesto por la iniciativa internacional Millenium Ecosystem Assesment, que los define ampliamente como “los beneficios que las personas obtienen de los ecosistemas”, entendiendo a los ecosistemas como “un complejo dinámico de comunidades de plantas, animales y microorganismos y el ambiente abiótico, interactuando como una unidad funcional”. Estos servicios pueden agruparse en cuatro categorías: aprovisionamiento, regulación, culturales y de soporte (Millennium Ecosystem Assesment Program, 2005).

1) Servicios de soporte: son aquellos necesarios para la producción de todos los otros servicios ecosistémicos. Incluye la formación de suelos, el reciclaje de nutrientes y la productividad primaria.

2) Servicios de aprovisionamiento: son los productos materiales obtenidos a partir de los ecosistemas. Entre estos se pueden mencionar los alimentos, el agua dulce, leña, materiales de construcción, productos bioquímicos útiles, etc.

3) Servicios de regulación: son los beneficios obtenidos de la regulación de procesos de los ecosistemas. Por ejemplo: regulación del clima, regulación de las enfermedades, polinización, control biológico, etc.

4) Servicios culturales: son los beneficios inmateriales obtenidos de los ecosistemas. Entre estos pueden mencionarse los estéticos, recreativos, educativos, la identidad local y la herencia cultural.

Actualmente se ha reenfocado el concepto de servicios ecosistémicos, denominando a este tipo de apoyos como “contribuciones de la naturaleza a las personas”, para poner el foco en cómo la naturaleza aporta en el bienestar del ser humano y su salud, por sobre los beneficios económicos asociados. Se enfatiza, además, una mirada dependiente del contexto específico para definir y valorar las contribuciones de la naturaleza, lo que permite una participación más inclusiva de actores que no se encuentran necesariamente dentro de la corriente científica dominante, como los llamados hombres de conocimiento de las culturas indígenas (Díaz *et al.*, 2018; Pascual *et al.*, 2017).

1.5 El Arándano.

El arándano, *Vaccinium corymbosum* L. (Ericaceae), es una especie de vaya comestible introducida en Chile en la década de 1980 que ha experimentado una expansión considerable, cultivándose desde la región de Tarapacá hasta la región de Los Lagos (Avilés, 2016). Este arbusto presenta un enraizamiento superficial que se concentra en los primeros 50 cm de suelo. Requiere suelos sueltos, bien drenados y con un contenido de materia orgánica de entre 3 y 5%. Es frecuente que para suplir algunas de estas condiciones se establezca en camellones de 0,3 a 0,5 m de alto y 1,0 m de ancho. *V. corymbosum* se desarrolla de manera óptima en suelos con pH ácido, de 4,4 a 5,5, aunque se ha observado creciendo de buena forma en suelos con pH 6,0 (Rebolledo, 2016).

Aunque sus flores son hermafroditas, presentan características morfológicas y reproductivas que hacen obligatorio el uso de polinizadores para obtener fruta de tamaño y peso comercial, entre estas: la disposición colgante de sus racimos que no favorece la caída de polen sobre el estigma, la ubicación de los estambres hacia atrás y la pequeña sección receptiva del estigma. Entre los polinizadores manejados más empleados en Chile se encuentran los himenópteros introducidos *Apis mellifera* y varias especies de *Bombus* introducidas (Avilés, 2016).

La amplia distribución del cultivo en el país y la incorporación de nuevas variedades, ha traído como consecuencia nuevas asociaciones insecto – planta entre *V. corymbosum* y potenciales plagas. Estas incluyen un gran número de Scarabeidae, que en estado larval se alimentan de las raicillas de la planta, mientras que en estado adulto lo hacen del follaje, especialmente *Sericodes*

sp. que tiene una preferencia por el cultivo. Un daño similar producen las especies de la familia Curculionidae, siendo su acción más importante a nivel de raíces y corona. Destacan también larvas de la familia Noctuidae, con daños localizados a nivel del cuello de la planta, o áfidos, que junto con debilitar a la planta por la succión de savia, pueden actuar como transmisores de virosis (Cisternas, 2013). Entre las nuevas plagas destaca la polilla del racimo de la vid *Lobesia botrana* (Denis y Schiffermüller, 1775) (Lepidoptera: Tortricidae), detectada por primera vez en Chile el año 2008 en la zona de Linderos, R.M, y que ha extendido su ataque a ciruelo y arándano (Altimira *et al.*, 2020). Debido al grave daño fitosanitario que provoca, se encuentra bajo control oficial del Servicio Agrícola y Ganadero desde el 21 de octubre de 2016 (Resolución exenta n° 5916/2016).

Para controlar la mayoría de las plagas citadas para el arándano (Tabla 1) se recurre a una combinación de métodos, dentro del cual se encuentra el control biológico (Cisternas, 2013). Este puede definirse como “El uso de organismos vivos para disminuir la densidad poblacional o el impacto de un organismo plaga específico, haciéndolo menos abundante o menos dañino de lo que sería si no aplicara ninguna medida” (Eilenberg *et al.* 2001).

Entre los organismo utilizados como controladores biológicos destacan los parasitoides del orden Hymenoptera, muchos de los cuales han sido introducidos desde diferentes países Zúñiga, 1985; Rojas, 2005). Sin embargo, existen muchas especies nativas, algunas de las cuales se han reportado atacando plagas del arándano, por ejemplo *Fidiobia asina* (Loiacono, 1982) (Hymenoptera: Platygasteridae), que ataca huevos de *Naupactus xanthographus* Germar, 1824 (Coleoptera: Curculionidae) y *Naupactus cervinus* Boheman, 1840 (Coleoptera: Curculionidae) (Rojas, 2005) o *Apantheles bourquini* (Blanchard) que ataca larvas de *Agrotis sp.* (Gerding & Rodríguez, 2017).

Tabla n° 1. Especies citadas como plagas comunes del arándano por Cisternas (2013). *Lobesia botrana* no es citada por el mencionado autor ya que fue detectada en diciembre de 2013 y la publicación donde aparece el capítulo de Cisternas se imprimió en agosto de ese año.

Especie	Orden	Familia	Nombre común
<i>Hylamorpha elegans</i> (Burmeister, 1844)	Coleoptera	Scarabeidae	Pololo verde chico
<i>Sericoides viridis</i> (Solier, 1851)	Coleoptera	Scarabeidae	Pololitos brillantes
<i>Sericoides obesa</i> (Germain, 1863)	Coleoptera	Scarabeidae	Pololitos brillantes

<i>Brachysternus prasinus</i> Guerin-Meneville, 1831.	Coleoptera	Scarabeidae	Pololo verde grande
<i>Brachysternus spectabilis</i> Erichson, 1847.	Coleoptera	Scarabeidae	Pololo verde grande
<i>Phytholaema herrmanni</i> Germain	Coleoptera	Scarabeidae	Pololo café chico
<i>Phytholaema dilutipes</i> (Faumare & Germain)	Coleoptera	Scarabeidae	Pololo café chico
<i>Tamarus villosus</i> (Burmeister 1847)	Coleoptera	Scarabeidae	Pololo grande café
<i>Aegorhinus superciliosus</i> (Guérin-Ménéville, 1830)	Coleoptera	Curculionidae	Cabrito de la frambuesa
<i>Aegorhynus nodipennis</i> (Hope, 1834)	Coleoptera	Curculionidae	Cabrito de la ciruela
<i>Aegorhynus phaleratus</i>	Coleoptera	Curculionidae	Cabrito del duraznero
<i>Otiorhynchus sulcatus</i> (Fabricius)	Coleoptera	Curculionidae	Gorgojo de los invernaderos
<i>Otiorhynchus rugosostriatus</i> (Goeze, 1777)	Coleoptera	Curculionidae	Gorgojo de la frutilla
<i>Naupactus xanthographus</i> (Germar)	Coleoptera	Curculionidae	Burrito de la vid
<i>Naupactus leucoloma</i> Boheman, 1840	Coleoptera	Curculionidae	Burrito blanco del frejol
<i>Pantomorus cervinus</i> (Boheman, 1840)	Coleoptera	Curculionidae	Capachito de los frutales
<i>Callysphyris</i> spp.	Coleoptera	Cerambycidae	Sierra
<i>Dalaca pallens</i> (Blanchard, 1852)	Lepidoptera	Hepialidae	Cuncunilla negra
<i>Dalaca variabilis</i> Viette, 1950	Lepidoptera	Hepialidae	Cuncunilla negra
<i>Agrotis ipsilon</i> (Hufnagel, 1766)	Lepidoptera	Noctuidae	Gusano cortador
<i>Peridroma saucia</i> (Hübner, 1808)	Lepidoptera	Noctuidae	Gusano cortador
<i>Lobesia botrana</i> (Denis y Schiffermüller, 1775)	Lepidoptera	Tortricidae	Polilla del racimo de la vid
<i>Proeulia</i> spp.	Lepidoptera	Tortricidae	Enrollador de las hojas
<i>Orgyia antiqua</i> (Linnaeus, 1758)	Lepidoptera	Lymantriidae	Gusano de los penachos
<i>Ametastegia glabrata</i> (Fallen, 1808)	Hymenoptera	Tenthredinidae	Avispa barrenadora de los brotes
<i>Frankliniella occidentalis</i> (Pergande 1895)	Thysanoptera	Thripidae	Trips de California
<i>Frankliniella australis</i>	Thysanoptera	Thripidae	Trips negro de las flores
<i>Thrips tabaci</i>	Thysanoptera	Thripidae	Trips de la cebolla
<i>Aphis gossypii</i> Glover	Hemiptera	Aphididae	Pulgón del melón
<i>Macrosiphum</i> sp.	Hemiptera	Aphididae	Pulgón rosado
<i>Pseudococcus viburni</i> (Singoret)	Hemiptera	Pseudococcidae	Chanchito blanco de los frutales
<i>Pseudococcus longispinus</i> (Targioni Tozzetti, 1867)	Hemiptera	Pseudococcidae	Chanchito blanco de cola larga
<i>Pseudococcus calceolariae</i> (Maskell, 1879)	Hemiptera	Pseudococcidae	Chanchito blanco citrónico
<i>Pseudococcus cribata</i>	Hemiptera	Pseudococcidae	Chanchito blanco criboso
<i>Leptoglossus chilensis</i> (Spinola, 1852)	Hemiptera	Coreidae	Chinche parda de los frutales
<i>Saissetia oleae</i> Olivier, 1791	Hemiptera	Coccidae	Conchuela negra del olivo
<i>Icerya purchasi</i> Maskell	Hemiptera	Monophlebidae	Conchuela acanalada de los cítricos
<i>Tettigades</i> spp.	Hemiptera	Cicadidae	Chicharra

1.6 Tipos de agricultura.

1.6.1 Agricultura Intensiva.

El desarrollo de la agricultura industrial (o convencional) se ha promocionado como el modo a través del cual se han logrado incrementos de rendimientos de cultivos intensivos a nivel

planetario (Seufert *et al.*, 2012). Esto se ha conseguido mediante la aplicación de un paquete tecnológico que considera cepas de especies vegetales seleccionadas por su alto rendimiento, el uso de monocultivos a gran escala, ausencia o disminución de periodos de barbecho, abundante y creciente uso de agroquímicos y altos niveles de mecanización (Altieri, 1994). Lo anterior implica la utilización de combustibles fósiles como fuente de energía para la producción de pesticidas y fertilizantes sintéticos, así como para el funcionamiento de la maquinaria o los sistemas de riego (Lin *et al.*, 2011). Sin embargo, a pesar del aumento en productividad generado por la agricultura industrializada, esta fue de la mano con consecuencias negativas hacia el medio ambiente, como la liberación masiva de gases de efecto invernadero, la contaminación de suelos y fuentes subterráneas de agua (Pfister *et al.* 2011). Además de las consecuencias directas de la aplicación de agroquímicos en las zonas productivas, este modelo está asociado a una simplificación del paisaje en los agroecosistemas, reflejado fundamentalmente en la fragmentación y pérdida de hábitat nativos (Tschardt *et al.* 2005; Ekroos *et al.* 2016), y una consecuente reducción de la biodiversidad en general (Tsiafouli *et al.*, 2015). Esto último resulta preocupante si se considera que la diversidad de organismos presentes en ambientes productivos puede prestar diversos servicios ecológicos (Altieri, 1994; Perrings *et al.*, 2006).

1.6.2 Agricultura orgánica.

Esta surgió como un sistema de producción holístico, que buscaba incrementar la fertilidad del suelo, mejorar el almacenamiento de agua en el mismo y llevar a cabo un control biológico de plagas y enfermedades (Das *et al.*, 2022). Se asociaba inicialmente a explotaciones de tamaño reducido y alta complejidad vegetal, además de una baja utilización de insumos externos, como pesticidas, fertilizantes y el uso de organismos introducidos como controladores biológicos importados y polinizadores manejados (De Ponti *et al.*, 2012). Actualmente esto se traduce en la prohibición de usar agroquímicos sintéticos y GMOs, aunque algunos productores apliquen gran cantidad de insumos permitidos y las explotaciones hayan crecido en tamaño y reducido su complejidad (Garibaldi, 2017).

1.6.3 Agricultura agroecológica.

La agricultura agroecológica, por su parte, es considerada por muchos de los participantes en la producción de alimentos como la alternativa más relevante a la agricultura tradicional (Altieri, 2009; González-Chang *et al.* 2018). Como disciplina científica y práctica implica el desarrollo de sistemas agrícolas diversificados, cadenas de abastecimientos cortas, esquemas productivos reducidos en “*inputs* externos” y regenerar las propiedades ecológicas de los agro sistemas (Wratten *et al.*, 2019). Se considera intensiva en el uso de conocimiento, manejo y labores, más que en la utilización de insumos externos y está basada muchas veces en prácticas de producción tradicionales (Garibaldi, 2017). Entre sus objetivos se encuentran la aplicación de conocimiento ecológico a la agricultura para mantener una producción sustentable, reducir los impactos ambientales por medio de reducir el consumo de energía y recursos (Altieri, 2018).

Se ha encontrado, en general, que en los manejos agrícolas en los cuales no se aplican modelos de producción intensiva, la diversidad y abundancia de organismos es mayor, incluyendo insectos beneficiosos, nativos e introducidos (Kennedy *et al.*, 2013; Letourneau *et al.*, 2011). Mantener esta condición es fundamental desde el punto de vista de la agricultura agroecológica y sustentabilidad, ya que considera a los organismos presentes en el sistema productivo (polinizadores, controladores biológicos, descomponedores, etc.) como recursos biológicos y la diversidad de la comunidad como “*inputs*” o “*insumos internos*” capaces de prestar diversos servicios ecosistémicos y reemplazar el uso de recursos externos (Henríquez-Piskulich *et al.*, 2021).

En este contexto, las avispas parasíticas resultan ser, como enemigos naturales, un insumo interno fundamental para disminuir la dependencia de insumos externos (e.g. plaguicidas), muchos de los cuales no son renovables, son ambientalmente perjudiciales y por lo tanto, no sustentables (Zhu *et al.*, 2020).

Por lo anterior, conocer como se relaciona la abundancia y diversidad de avispas parasíticas con los manejos agronómicos o el ambiente circundante a diversas escalas, permitirá implementar mejores estrategias para potenciar los recursos que intensifiquen el servicio ecosistémico que prestan estos insectos, por ejemplo, incrementando su longevidad o fecundidad efectivamente realizada (Zhu *et al.*, 2020).

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

1. Comparar la diversidad de especies de avispas parasitoides y depredadoras en huertos de arándanos bajo distintos tipos de manejo agrícola e insertos en paisajes de distinta complejidad en la zona central de Chile.

2.2 Objetivos específicos:

1. Estudiar si existe una relación entre la riqueza y abundancia de controladores biológicos del orden Hymenoptera y el tipo de manejo agronómico, convencional y orgánico, de los huertos de arándanos muestreados.
2. Evaluar la posible asociación entre la riqueza y abundancia de parasitoides con la complejidad estructural del paisaje.
3. Explorar si la riqueza y abundancia de especies de avispas parasitoides está relacionada con la presencia de flora advena a los límites inmediatos de los huertos de arándanos muestreados.

2.3. Hipótesis.

El conjunto de prácticas asociadas al manejo agronómico (orgánico y convencional) así como también la complejidad estructural del paisaje, afectan el ensamble de especies de avispas parasitoides en huertos de arándano.

Predicción 1.- Habrá una mayor riqueza y abundancia de controladores biológicos del orden Hymenoptera en huertos manejados de manera orgánica.

Predicción 2.- Independiente del tipo manejo, habrá una mayor riqueza y abundancia de controladores biológicos del orden Hymenoptera en huertos insertos en un paisaje estructuralmente más complejo.

Predicción 3.- Independiente del tipo manejo, habrá una mayor riqueza y abundancia de avispas parasitoides en huertos que conserven un área mayor de flora advena.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Evaluación del efecto del tipo de manejo del huerto sobre la diversidad de controladores biológicos del orden Hymenoptera.

En este trabajo se muestreó el ensamble de parasitoides y depredadores del orden Hymenoptera, entendiendo ensamble como un conjunto de especies relacionadas filogenéticamente, que

habitan un lugar geográfico determinado y que utilizan un tipo de recursos de manera similar (Fauth *et al.*, 1996).

Este estudio se realizó en huertos de arándanos ubicados en las comunas de Parral, Retiro y Longaví, pertenecientes a la VII región del Maule, ubicada en la zona central de Chile. La zona presenta un clima templado cálido, Mediterráneo, Csb según la clasificación de Köppen-Geiger y puede considerarse la más relevante en cuanto a superficie plantada con arándanos, representando el 32,3 % de las 18.373 hectáreas plantadas con este cultivo en el país (ODEPA, 2019).

La variedad de arándano utilizada en este estudio corresponde a “Legacy”, una variedad de que se adapta con facilidad a diversas zonas productivas, correspondiendo actualmente al 80% de los huertos de arándanos en Chile (Quiroz & Alférez, 2020). Esta variedad tiene requerimientos de entre 500 a 600 horas frío para su inducción floral. Para este arándano se recomienda no realizar la poda más allá de julio, aunque podría extenderse hasta agosto (Rebolledo, 2013). En cultivos establecidos en Teno, el inicio de floración se observa aproximadamente entre el 25 de agosto y el 15 de septiembre. La caída de pétalos se observa los primeros días de octubre y la plena floración a mediados de septiembre (Comunicación personal). “Legacy” produce bayas de tamaño medio y muy firmes, con cicatriz pequeña y seca.

Se escogieron seis huertos de arándano en la región de estudio (Figura 1), todos de la variedad Legacy, con el objetivo de minimizar las fuentes de variación en los análisis. Tres eran manejados de manera orgánica y tres de manera convencional, según se detalla en la Tabla 2 a continuación.

Tabla 2. Huertos estudiados. Se indica el nombre asignado, el tipo de manejo agronómico o condición, la superficie, el marco de plantación (EH: entre hilera, SH: sobre hilera), coordenadas del punto central y la comuna.

Huerto	Condición	Superficie (Ha)	Marco de plantación	Punto central		Comuna
Eduardo Guzmán	Convencional	1,2	EH: 3 m SH: 1 m	36°11'32,64" S	71°45'44,32" O	Parral
Fundo San Marcos	Convencional	3,5	EH: 3 m SH: 1 m	36°10'06,10" S	71°44'36,17" O	Parral
Juan Yáñez	Convencional	0,1	EH: 2 m SH: 0,8 m	36°10'35,10" S	71°44'18,71" O	Parral
Fernando Espinoza	Orgánico	1,1	EH: 2,5 m SH: 0,8 m	36°11'05,36" S	71°46'30,79" O	Parral
Achibueno	Orgánico	1,5	EH: 3 m SH: 0,8 m	35°51'22,9" S	71°42'05,8" O	Longaví

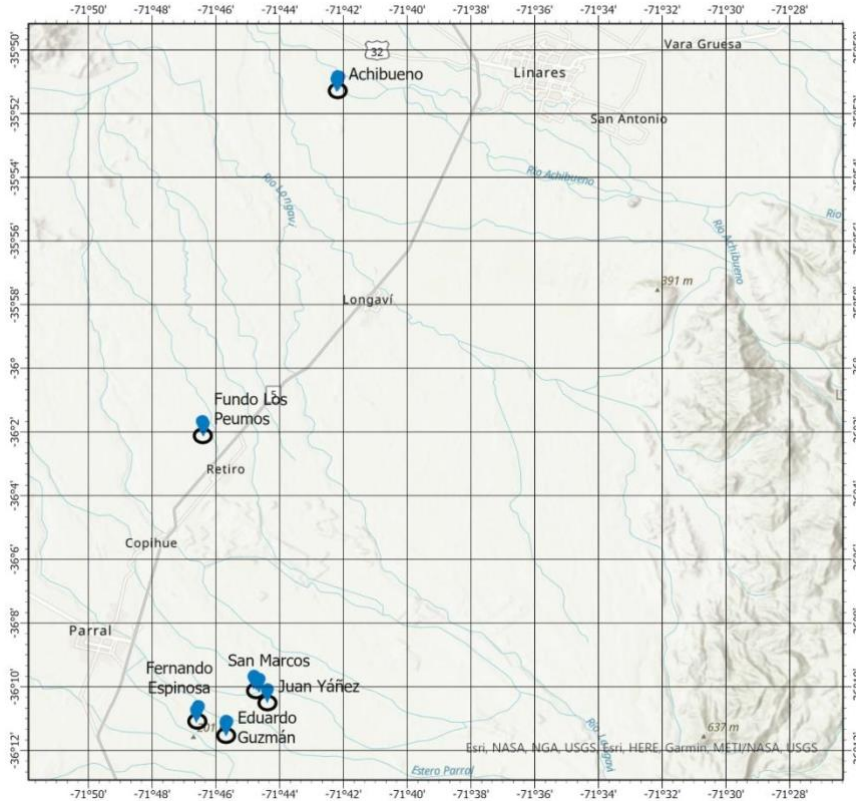


Figura 1. Ubicación geográfica de huertos muestreados.

3.1.1 Huertos orgánicos:

1) Achibueno: el huerto muestreado correspondió a un cuartel de aproximadamente 1,8 ha, con hileras orientadas en dirección N-S, establecidas a 3,0 m de distancia entre hileras y 0,8 m sobre la hilera. Presenta una forma irregular, pero se puede decir que por el sureste limita en gran medida con la variedad de arándano “Tif Blue”. Presenta en parte del límite este una hilera de sauces (*Salix alba*), y una acequia donde crecen ejemplares de *Galega spp.*). Por el norte limita con una superficie arada, pero sin plantas al momento del primer muestreo (04 de octubre de 2020). Por el oeste limita con otro cuartel de arándanos, del cual está separado al menos en la

mitad de su extensión por una hilera de maqui (*Aristotelia chilensis*). El suelo en la entre hilera si bien poseía una cubierta natural, no se observaron flores en cantidades significativas. En el extremo norte de cada hilera, se encontraba establecida una planta aromática (*Lavandula spp*). Es importante señalar como diferencia con los otros huertos, que este se encuentra a solo 150 m de la ribera del río Achibueno (Figura 1).

2) Agrícola Los Peumos: el sitio muestreado correspondió a un cuartel de 1,0 ha, con hileras orientadas aproximadamente en dirección E-O, establecidas a 3,0 m entre hileras y 0,8 m sobre la hilera. Presenta una forma rectangular de 180 x 60 m aproximadamente. Limita por el noreste con 3,5 ha de arándano de la variedad Brigitta, por el sur con 1,0 ha de la variedad Ochlockonee, por el oeste con 7,9 ha de avena y por el este con 9,3 ha de un cultivo no identificado.

3) Fernando Espinoza: el sitio de muestreo correspondió a un cuartel de 1,14 ha con hileras orientadas en dirección SO-NE, establecidas a 2,5 m entre hileras y 0,8 m sobre la hilera. Limita por el norte y el noroeste con campos de gramíneas en estado vegetativo. Al este limita con otras variedades de arándano. La entre hilera presenta una cubierta verde de monocotiledóneas sin florecer y algunas dicotiledóneas donde destacan el diente de león.

3.1.2 Huertos convencionales.

1) Eduardo Guzmán: el sitio de muestreo correspondió a un cuartel de aproximadamente 1,2 ha con hileras orientadas aproximadamente en dirección N-S, establecidas a 3,0 m entre hileras y 1,0 m sobre la hilera. Limita al sur y al oeste con otros cuarteles de arándanos, al este con un cultivo de cereales con plantas de 15 cm aprox. y al norte con un terreno sin plantas. Presenta como particularidad, un bosque de *Acacia melanoxylon* de aproximadamente 0,25 ha en la esquina noreste. El suelo en la entre-hilera no presenta especies vegetales significativas.

2) Fundo San Marcos: el sitio de muestreo correspondió a un cuartel de 3,6 ha (100 x 360 m) con hileras orientadas en dirección SE-NO, establecidas a 3,0 m entre hileras y 1,0 m sobre la hilera. Limita tanto al sur como al norte con cuarteles de arándano, hacia el este con parras de uva de mesa que al momento del muestreo se encontraban en receso y hacia el oeste con un sector más bajo no cultivado. Al momento del primer muestreo las entre-hileras se encontraban con abundante vegetación, aunque esta no presentaba especies en floración e iba a ser eliminada mecánicamente, como estaba ocurriendo con los cuarteles vecinos.

3) Juan Yáñez: este sitio correspondió a un pequeño cuartel de aproximadamente 0,1 ha, con hileras orientadas en dirección SO-NE, establecidas a 2,0 m entre hileras y 0,8 m sobre la hilera. Limita con un camino público por el lado norte y por el resto de sus márgenes con otras variedades de arándano.

3.1.3 Muestreo

Se realizó un muestreo estratificado dirigido utilizando el método de captura pasiva con platos trampa o “pan traps” de colores amarillo, azul y blanco fluorescente y reflectante a luz U.V (Rocol Top, Asnières-sur-Seine, France) (Normandin *et al.*, 2017). Estos recipientes fueron llenados con 400 mL de agua con una gota de detergente (Henríquez-Piskulich *et al.*, 2021). Estos colores son habitualmente empleados en el muestreo de Hymenoptera (Heneberg & Bogusch, 2014). Su uso simultáneo se justifica si se considera que se ha detectado una alta especificidad entre morfoespecies de avispas capturadas y color de las trampas, llegando a un 77% de morfoespecies asociadas exclusivamente a un color en particular (Moreira *et al.*, 2016). La disposición sugerida para las trampas varía según los trabajos consultados, por ejemplo, una disposición circular de seis platos (dos de cada color) dispuestos en una circunferencia (Kirk, 1984) o un cuadrado latino con nueve platos de tres colores (Leong & Thorp, 1999), pero ello apunta a controlar la influencia de la posición de la trampa de cada color en la cantidad de insectos colectados. Respecto a su uso para evaluar abundancia y riqueza de controladores biológicos agrícolas, si bien las trampas tienden a capturar ejemplares de tamaños relativamente pequeños y pueden subestimar la representatividad de especies más grandes (Westphal *et al.*, 2008), se ha demostrado que varios grupos de parasitoides caen dentro de estos rangos de tamaño. Por ejemplo, la familia Braconidae, que se caracteriza por tener representantes que raramente sobrepasan los 15 mm de longitud, al menos en la región Neártica (Triplehorn & Johnson, 2005), por lo que esto no sería un impedimento para utilizarlas.

Considerando que el objetivo de este trabajo no fue evaluar ni la atracción que genera cada color ni la posición de la misma en el terreno, se utilizaron como unidad de muestreo un triplete de trampas plato (blanco, azul y amarillo) dispuestas en un arreglo triangular, separadas entre sí 1,5 metros y ubicadas a nivel del suelo, en concordancia con lo señalado por autores previos

(Abrahamczyk *et al.*, 2010). Se utilizaron cinco tripletes de trampas en cada huerto. Cuatro en cada esquina, a una distancia de entre 3 y 10 m de cada borde, dependiendo del tamaño del huerto y uno en el punto central. Se realizó un muestreo por huerto en las fechas detalladas en la Tabla 3.

Las trampas eran instaladas a las 9:00 hrs y retiradas a las 18:00 hrs, siguiendo el protocolo de Leong & Thorp (1999). En el momento de su remoción, se colectaban todos los ejemplares capturados en viales con etanol al 70%. Ya en el laboratorio, los representantes del orden Hymenoptera eran almacenados en tubos Eppendorf individuales para su posterior identificación mediante claves taxonómicas y consultas con especialistas.

En el caso de varios ejemplares colectados, solo fue posible determinarlos taxonómicamente hasta el nivel de morfoespecie o subfamilia, empleando claves especializadas (Fernández, 2006; Goulet & Huber, 1993; Michener, 2007; Wahis & Rojas, 2003). A pesar de esta limitante, esto no impidió realizar cálculos de los principales índices de biodiversidad y pruebas estadísticas utilizando el programa Past 4.03.

Tabla3. Fechas de muestreo para cada huerto y etapa fenológica del cultivo de arándano.

Huerto	Fecha de muestreo	
	Floración	Fructificación
Eduardo Guzmán	26-09-2020	06-12-2020
San Marcos	03-10-2020	23-11-2020
Juan Yáñez	03-10-2020	06-12-2020
Fernando Espinoza	27-09-2020	23-11-2020
Achibueno	04-10-2020	07-12-2020
Los Peumos	04-10-2020	07-12-2020

3.1.4 Índices de biodiversidad.

Como indicador de la biodiversidad se utilizó el índice de riqueza específica (S) que representa el número de especies encontradas en una comunidad. También se utilizó el índice de Shannon-Wiener (H'), que además de considerar la riqueza específica en su cálculo, incluye la abundancia relativa de cada una de las especies (Price *et al.*, 2011). Este índice está basado en la teoría de la información e indica la incertidumbre en predecir a que especie corresponderá un individuo desconocido. Toma valores entre 0, cuando existe una sola especie y $\log S$, cuando todas las especies están representadas por el mismo número de individuos (Moreno, 2001). Se entiende que en un sistema porco diverso, donde existe una o pocas especies dominantes, es más fácil predecir a que especie corresponderá un individuo y el valor de H' será más cercano a cero

Su fórmula de cálculo es:

$$H' = - \sum p_i \ln p_i$$

Donde p_i representa la abundancia proporcional de la especie i , es decir, el número de individuos de la especie i dividido por el número total de individuos.

Para expresar la equidad de la comunidad de Hymenoptera, se utilizó el Índice de Pielou, siguiendo la metodología aplicada para Coccinellidae en huertos orgánicos y convencionales de arándano (Vera *et al.* 2010). Este representa la relación entre la diversidad observada y la máxima diversidad esperada (Moreno, 2001).

Su fórmula de cálculo es:

$$J' = H' / H' \max$$

Donde $H' \max$ representa la diversidad máxima que se podría encontrar en el sistema y es igual a $\ln (S)$.

Los índices anteriores se obtuvieron mediante el programa libre Past 4.03

3.1.5 Análisis estadísticos.

Con el programa SPSS (IBM, NY, USA) se utilizó un Modelo Lineal Generalizado considerando cada uno de los índices de biodiversidad como variable dependiente, el manejo del huerto como un primer factor con dos niveles (orgánico y convencional), la fenología de la planta como segundo factor, también con dos niveles (estado de desarrollo en flor y fruto) y finalmente, el porcentaje de área agrícola en un radio de 400 m y el porcentaje de flora circundante como covariables. Los datos correspondientes a los huertos “Juan Yáñez” y “Achibueno” fueron removidos al realizar los análisis ya que no registraron capturas durante los muestreos en floración. La variable S se transformó utilizando la función $\ln(S)$ ya que los datos originales no cumplían con el supuesto de normalidad.

3.2 Efecto del paisaje circundante sobre la diversidad de controladores biológicos del orden Hymenoptera.

Se utilizaron los mismos resultados del muestreo realizado y descrito en el punto anterior

3.2.1 Determinación del grado de simplificación del paisaje.

Se utilizaron imágenes satelitales del paisaje circundante en un radio de 400 m desde el punto central del huerto, donde se determinaron los distintos usos de la tierra y la proporción de tierra cultivada. Si bien la literatura menciona un radio de 1 km como indicador sencillo y robusto de la simplificación del paisaje (Rusch *et al.*, 2016), se tuvo que reducir dicha distancia para que no existiera solapamiento entre las áreas circundante de los diversos huertos, debido a la cercanía de éstos. Esto es coherente con las distancias promedio empleadas en estudios con parasitoides, donde se ha descrito que estos insectos responden fuertemente a la composición del paisaje en un radio de 500 m (Jonsson *et al.*, 2015). En dicha área, se realizó la determinación del uso de suelos mediante fotografías digitales y las descripciones de los huertos presentadas anteriormente producto de la observación en terreno.

3.3 Efecto de la flora advena sobre la diversidad de controladores biológicos del orden Hymenoptera.

La cobertura de flora circundante a los huertos muestreados se determinó utilizando el programa Google Earth ® y aplicando su herramienta cálculo de área (*sensu* Esau *et al.*, 2019). Se consideró como flora circundante aquella que limitara directamente con el cultivo, a una distancia no mayor a un camino, incluyendo tanto aquella con estructura tipo seto (Burel, 1996) como aquellos parches de vegetación.

4. RESULTADOS.

4.1 Efecto del manejo del huerto en la biodiversidad de controladores biológicos del orden Hymenoptera.

Los índices de biodiversidad obtenidos en cada uno de los huertos, para los distintos manejos y etapas fenológicas, se resumen en la Tabla 4.

Tabla 4. Resumen de los datos considerados en el análisis estadístico. Factor manejo con sus dos niveles (convencional y orgánico); factor fenología con sus dos niveles (fruto y floración); índice de diversidad de Shannon-Wiener (H'), riqueza de especies (S), transformación de S con logaritmo natural e índice de equitatividad de Pielou (J'). Se muestran también las covariables cuantitativas consideradas: porcentaje de área agrícola y flora circundante.

Tipo de manejo	Fenología	H'	S	$\ln(S)$	J'	Área agrícola (%)	Flora circundante (%)
Convencional	Fruto	1,768	7	1,946	0,908	74	43

Convencional	Fruto	1,889	7	1,946	0,971	80	11
Convencional	Fruto	1,561	5	1,609	0,970	46	7
Convencional	Floración	1,468	5	1,609	0,912	74	43
Convencional	Floración	0,9503	3	1,099	0,865	46	7
Orgánico	Fruto	0,6931	2	0,693	1,000	10	6
Orgánico	Fruto	2,025	8	2,079	0,974	82	10
Orgánico	Fruto	1,386	4	1,386	1,000	59	1
Orgánico	Floración	1,332	4	1,386	0,961	82	10
Orgánico	Floración	1,099	3	1,099	1,000	59	1

4.1.1 Riqueza de especies.

Los insectos encontrados en los distintos huertos, en la etapa de floración se muestran en la Tabla 5. Como se desprende de ella, en esta etapa se vieron representadas ocho familias de Hymenoptera parasítica, siete de las cuales presentan una estrategia reproductiva parasitoide. Solo Crabronidae puede considerarse compuesta por especies de hábitos depredadores (Amarante, 2006b).

Tabla 5: Morfoespecies identificadas y familia a la que pertenecen encontradas en los distintos huertos en la etapa de floración.

DETERMINACIONES	Familia	HUERTOS EN FLORACIÓN						Total general
		Achibueno	Eduardo Guzmán	Fernando Espinosa	Juan Yáñez	Los Peumos	San Marcos	
Chalcidoidea-Aphelinidae sp.1	Aphelinidae	0	0	1	0	0	0	1
Aphidius sp.1	Braconidae	0	4	0	0	1	1	6
Lysiphlebus sp.1	Braconidae	0	0	0	0	0	1	1
Aphilanthopini sp.1	Crabronidae	0	0	0	0	1	0	1
Belytinae sp.1	Diapriidae	0	2	1	0	0	0	3
Chalcidoidea-Eulophidae sp.2	Eulophidae	0	0	1	0	0	0	1
Eucoilinae sp.1	Figitidae	0	0	2	0	0	0	2
Eucoilinae sp.2	Figitidae	0	3	0	0	0	0	3
Eucoilinae sp.3	Figitidae	0	1	0	0	0	0	1
Phygadeuontinae sp.1	Ichneumonidae	0	0	0	0	1	0	1
Tersilochinae sp.1	Ichneumonidae	0	1	0	0	0	0	1
Pseudelaphroptera sp.1	Tiphiidae	0	0	0	0	0	3	3
Total general		0	11	5	0	3	5	24

Las morfoespecies encontradas en la etapa de fructificación se presentan en la Tabla 6. De las 14 familias representadas, 10 pueden ser consideradas parasitoides, incluida una no identificada asociada a un ejemplar de la superfamilia Chalcidoidea, mientras que cuatro de ellas (Bradynobaenidae, Crabronidae, Pompilidae y Sphecidae) entrarían en la categoría de depredadores.

Tabla 6. Morfoespecies identificadas y familia a la que pertenecen encontradas en los distintos huertos en la etapa de floración.

DETERMINACIONES	Familia	HUERTOS EN FRUCTIFICACIÓN						Total general
		Achibueno	Eduardo Guzmán	Fernando Espinosa	Juan Yáñez	Los Peumos	San Marcos	
Aphelinidae sp.1	Aphelinidae	0	0	1	0	0	0	1
Microgastrinae sp.1	Braconidae	0	1	0	0	0	0	1
Bradynobaenus sp.1	Bradynobaenidae	0	0	0	0	0	1	1
Eotilla sp.1	Bradynobaenidae	0	0	0	1	0	0	1
Ceraphron sp.1	Ceraphronidae	0	0	1	0	0	0	1
Miscophini sp.1	Crabronidae	0	0	0	0	1	0	1
Trypoxilini sp.2	Crabronidae	0	0	0	0	1	0	1
Pison sp.1	Crabronidae	0	0	0	0	1	0	1
Oxybelus sp.	Crabronidae	0	0	0	2	0	0	2
Pison sp. 2	Crabronidae	0	0	0	1	0	0	1
Pison sp. 3	Crabronidae	0	0	0	1	0	0	1
Solierella sp.	Crabronidae	0	0	0	2	0	2	4
Tachysphex sp. 1	Crabronidae	0	0	1	1	0	0	2
Tachysphex sp.2	Crabronidae	0	0	1	0	0	0	1
Eulophidae sp.2	Eulophidae	0	0	2	0	0	0	2
Entedoninae sp.3	Eulophidae	0	0	0	0	0	1	1
Eulophidae sp.1	Eulophidae	1	0	0	0	0	0	1
Figitidae sp.4	Figitidae	0	0	1	0	0	0	1
Mutillidae sp.1	Mutillidae	0	1	0	0	0	0	1
Chalcidoidea sp.4	No determinada	0	0	1	0	0	0	1
Platygastridae sp.1	Platygastridae	0	0	0	0	1	0	1
Priocnemis sp.	Pompilidae	0	4	0	0	0	0	4
Aporinellus sp.	Pompilidae	0	0	0	1	0	0	1
Telesinae sp.1	Scelionidae	0	1	0	0	0	0	1
Calliscelionini sp.1	Scelionidae	0	0	0	0	0	1	1
Embidobiini sp.2	Scelionidae	0	0	2	0	0	0	2
Telenominae sp.3	Scelionidae	0	0	0	0	0	1	1

Ammophila p.1	Sphecidae	0	2	0	0	0	0	2
Astatini sp.1	Sphecidae	0	1	0	0	0	0	1
Prionyx sp.	Sphecidae	0	1	0	0	0	0	1
Trichogrammatidae sp.1	Trichogrammatidae	1	0	0	0	0	0	1
Total general		2	11	10	9	4	6	42

A continuación se entrega una breve descripción de los aspectos más relevantes de las morfoespecies encontradas.

Aphelinidae: los miembros de esta familia son microavisas de no más de 2 mm de longitud, presentan coloración oscura, pero usualmente con un brillo metálico. Son considerados importantes controladores biológicos de Sternorrhyncha, suborden de Hemiptera que incluye las familias Coccidae, Aleyrodidae y Aphididae y Psyllidae, entre otras (Gibson, 2006).

Aphidius y *Lysiphlebus* (Braconidae): ambos géneros pertenecen a la familia Braconidae y la subfamilia Aphidiinae. Son pequeñas avisas de entre 1,5 y 3,5 mm de largo. Se caracterizan entre otras cosas por tener una unión flexible entre el segundo y el tercer segmento metasomal, lo que les permite flexionar el abdomen y proyectar hacia adelante su ovipositor, que es relativamente corto. Parasitan principalmente áfidos (Campos y Sharkey, 2006).



Figura 2. a) Miembro de la familia Aphelinidae, b) *Aphidius colemani* parasitando un áfido y c) *Lysiphlebus testaceipes*. Imagen a obtenida de <https://zooclub.ru/invertebrata/arthropoda/afelinidy-aphelinidae.shtml>. Imagen b obtenida de <https://elhuertodeeli.wordpress.com/2018/06/02/el-pulgon/aphidius-colemani/>. Imagen c obtenida de https://www.researchgate.net/figure/Lysiphlebus-testaceipes-melancia_fig1_262437116

Pseudelaphroptera (Thynnidae): este género pertenece a la familia Thynnidae, que anteriormente poseía estatus de subfamilia de Thiphiidae. Las especies de esta familia se caracterizan por ser ectoparasitoides de larvas de escarabajos y muchas de ellas poseen un dimorfismo sexual muy marcado, con hembras ápteras de reducido tamaño que desarrollan su actividad principalmente bajo tierra (Kimsey y Brothers, 2006).

Belytinae: esta subfamilia de Diapriidae incluye especies de pequeño tamaño, que se desarrollan especialmente en zonas húmedas y sombrías. Aunque existen pocos registros de sus hospederos, al parecer se limitan a dípteros de las familias Mycetophilidae y Sciaridae (Masner, 2006).

Aphilanthopini: es una tribu de la subfamilia Philanthinae (Crabronidae). Para la región neotropical se ha descrito una sola especie, *Clypeadon dreisbachi* (Bohart), aunque el ejemplar colectado, por cautela, solo se determinó a nivel de subfamilia. Los miembros de esta tribu son depredadores de hormigas (Amarante, 2006b).



Figura 3. a) *Pseudelaphroptera* sp., b) Miembro de la subfamilia Belytinae (Diapriidae) y c) Miembro de la tribu Aphilanthopini (Crabronidae, Philanthinae). Imágenes obtenidas por el autor.

Eulophidae: las especies de esta familia son muy pequeñas, entre 0,5 y 6,0 mm, pero la mayoría se encuentra entre 1 y 2 mm. Son parásitos de una gran cantidad de taxones, pudiendo ser altamente específicos como la tribu Euderomphalini, que ataca solamente mosquitos blancos (Aleyrodidae) o generalistas como los miembros de la subfamilia Tetrastichinae (Schauff *et al.*, 2006).

Eucoilinae: las especies pertenecientes a esta subfamilia de Figitidae se caracterizan por poseer una placa levantada con forma de lágrima sobre el escutelo. Son endoparasitoides de una gran variedad de Diptera, alguno de ellos de gran importancia agrícola como Tephritidae o Agromyzidae (Buffington & Ronquist, 2006).

Phygadeuontinae: las especies de esta subfamilia de Ichneumonidae, anteriormente considerada una tribu de Cryptinae, se encuentran asociados como parasitoides a pupas frágiles de distintos hospederos (Santos, 2017).



Figura 4. a) Miembro de la familia Eulopidae, b) Miembro de la subfamilia Eucoilinae (Figitidae) y c) Miembro de la subfamilia Phygadeuontinae (Ichneumonidae). Imágenes a y b obtenidas por el autor. Imagen c obtenida de <https://v3.boldsystems.org/pics/w300/JICQ/BIOUG29718-B05%2B1466002358.jpg>

Tersilochinae: las especies de esta subfamilia de Ichneumonidae son descritas en general como endoparasitoides con una estrategia koinobionte, atacando larvas y emergiendo cuando el hospedador alcanza el estado de pupa (Palacio y Wahl, 2006).

Microgastrinae: las especies de esta subfamilia de Braconidae se caracterizan por ser endoparasitoides koinobiontes y parasitar larvas de lepidóptera, las que abandonan en el último estado larval para pupar. Son usualmente parasitoides solitarios, pero pueden comportarse como gregarios en hospederos de gran tamaño, como Saturniidae o Sphingidae (Campos y Sharkey, 2006).

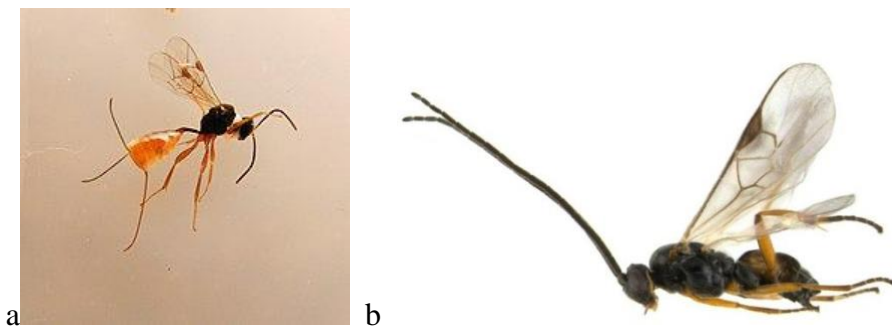


Figura 5. a) Miembro de la subfamilia Tersilochinae (Ichneumonidae) y b) Miembro de la familia Microgastrinae (Braconidae). Imagen a obtenida de: https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/thumb/2/2c/Tersilochinae_pan_trap.jpg/220px-Tersilochinae_pan_trap.jpg e imagen b obtenida de: <https://microgastrinae.myspecies.info/sites/microgastrinae.myspecies.info/files/Glyptapanteles%20sp1.jpg>

Bradynobaenus (Bradynobaeninae): este es el único género descrito de la subfamilia Bradynobaeninae (Bradynobaenidae). Presenta dimorfismo sexual extremo, con machos alados de color negro o negro con rojo. Las hembras ápteras y normalmente de color café, viven habitualmente bajo suelo (Brothers, 2006). Su distribución estaría acotada a las regiones áridas y semiáridas de Argentina y Chile (Torréns & Fidalgo, 2017).

Eotilla (Typhoctinae): este género pertenece a la subfamilia Typhoctinae, de la familia Bradynobaenidae. Se encuentran descritas cuatro especies, tres en Argentina y una en Chile, que correspondería a *E. mickeli* (Torréns *et al.*, 2014).

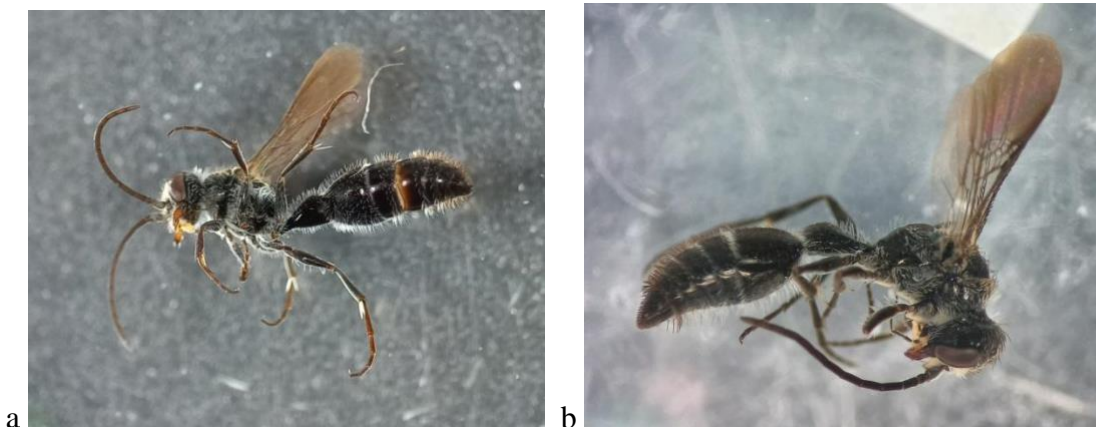


Figura 6. a) *Bradynobaenus sp.* (Bradynobaenidae) y b) *Eotilla sp.* (Bradynobaenidae). Imágenes obtenidas por el autor.

Ceraphron (Ceraphronidae): como miembro de la familia Ceraphronidae, esta especie posiblemente tenga como hospederos a miembros de las familias Drosophilidae, Sciaridae, Syrphidae y Phoridae, a otras especies de los órdenes Hymenoptera, Thysanoptera, Neuroptera o a algunos sub órdenes de Hemiptera (Masner, 2006).

Pison (Crabronidae): este género, junto a los otros de la tribu Trypoxylini (incluyendo la especie encontrada y determinada a nivel de tribu), pertenecen a la familia Crabronidae, subfamilia Crabroninae y son todos depredadores de arañas (Amarante, 2006b).

Oxybelus (Crabronidae): este género es el único representante de la tribu Oxybelini, perteneciente a la familia Crabronidae, subfamilia Crabroninae. Incluye especies excavadoras y depredadoras de Diptera (Amarante, 2006b).

Solierella (Crabronidae): este es uno de los cinco géneros neotropicales descritos de la tribu Miscophini, perteneciente a la familia Crabronidae, subfamilia Crabroninae. Los miembros de esta tribu utilizan cavidades preexistentes para nidificar y son depredadores de Araneae, Psocoptera y Hemiptera (Amarante, 2006b).



Figura 7. a) *Ceraphron sp.* (Ceraphronidae), b) *Pison sp.* (Crabronidae) y c) *Solierella sp.* (Crabronidae). Imágenes obtenidas por el autor.

Tachysphex (Crabronidae): este es uno de los cinco géneros neotropicales descritos de la tribu Larrini, perteneciente a la familia Crabronidae, subfamilia Crabroninae. Los miembros de esta tribu son excavadores y depredadores de Orthoptera (Amarante, 2006b).

Entedoninae: los miembros de esta subfamilia, más allá de las características comunes que comparte con los de la familia Eulophidae, a la que pertenecen, se caracterizan por ser en su mayoría endoparasitoides idiobiontes, aunque uno pocos también poseen la estrategia koinobionte (Schauff *et al.*, 2006).



Figura 8. a) *Tachysphex* sp., b) Entedoninae (Eulophidae) y c) Miembro de la familia Platygastridae. Imágenes a y b obtenidas por el autor, c tomada de <https://inaturalist-open-data.s3.amazonaws.com/photos/51404811/medium.jpg>

Figitidae: como familia poseen una biología compleja, pudiendo separarse en tres grupos: asociados a agallas, donde se encuentran, posiblemente, parasitando a especies de Cynipidae; asociados a himenópteros parasitoides y neurópteros depredadores de áfidos o psílidos y asociados a larvas de dípteros (Buffington & Ronquist, 2006).

Platygastridae: las especies de esta familia son de tamaño pequeño, normalmente entre 1 y 2 mm. La mayoría son endoparasitoides koinobiontes que parasitan huevos de Cecidomyiidae (Diptera), emergiendo cuando el hospedero alcanza el estado de pre pupa o pupa. También pueden encontrarse endoparasitoides idiobiontes de huevos (Coleoptera y “Homoptera”) o ninfas de Coccoidea y Aleyrodidae (Masner & Arias-Penna, 2006). Priocnemis: como toda especie de la familia Pompilidae, son depredadores de arañas, existiendo en este género, especies generalistas que pueden atacar cualquier araña de tamaño apropiado (Fernández, 2000 y 2006).

Aporinellus: como toda especie de la familia Pompilidae, son depredadores de arañas, específicamente de las familias Salticidae y Thomiscidae (Fernández, 2000 y 2006).



Figura 9. a) *Priocnemis sp.* (Pompilidae) y b) *Aporinellus sp.* (Pompilidae). Imagen a obtenida de https://live.staticflickr.com/65535/52395653881_8ce70e35f9_c.jpg, Imagen b obtenida de <https://static.inaturalist.org/photos/51194937/medium.jpg>

Calliscelionini: esta tribu perteneciente a la subfamilia Scelioninae, familia Scelionidae, se caracteriza por parasitar huevos de orthoptera. Las especies más grandes parasitan huevos de Tettigoniidae y las más pequeñas, huevos de Gryllidae (Masner & Arias-Penna, 2006).

Embidobiini: esta tribu, perteneciente a la subfamilia Scelioninae, familia Scelionidae, parasita huevos de Embioptera y Araneae (Masner& Arias-Penna, 2006).



Figura 10. a) Miembro de la tribu Embidobiini (Scelionidae) b) Miembro de la subfamilia Telenominae (Scelionidae). Imagen a obtenida por el autor. Imagen b obtenida de <https://inaturalist-open-data.s3.amazonaws.com/photos/19290829/medium.jpg>

Teleasinae: esta subfamilia de Scelionidae se caracteriza por parasitar huevos de Carabidae (Masner & Arias-Penna, 2006).

Telenominae: esta subfamilia de Scelionidae se caracteriza por ser endoparasitoide idiobionte de huevos de Neuróptera, Hemiptera, Diptera y Lepidoptera (Masner & Arias-Penna, 2006).

Ammophila (Sphecidae): este género perteneciente a la subfamilia Sphecinae, tribu Ammophilini, de la familia Sphecidae se caracteriza por un gaster estilizado y ser depredadores de larvas de Lepidoptera (Amarante, 2006a).



Figura 11. a) *Ammophila sp.* (Sphecidae), b) *Prionyx sp.* (Sphecidae) y c) Trichogrammatidae. Imagen a obtenida por el autor, imagen b obtenida de <https://static.inaturalist.org/photos/15042029/large.jpg> e imagen c obtenida de <https://ipm.ucanr.edu/PMG/IMAGES/C/I-LP-CPOM-TP.001.jpg>

Astatini: Esta tribu perteneciente a Astatinae comprende especies depredadoras de Hemiptera (Amarante, 2006b).

Prionyx (Sphecidae): este género perteneciente a la familia Sphecidae, subfamilia Sphecinae y tribu Sphecini, depreda especialmente grillos y saltamontes (Amarante, 2006a).

Trichogrammatidae: son insectos muy pequeños, de 0,2 a 1,5 mm de largo. Tienen una configuración compacta, raramente alargada y siempre sin constricción entre mesosoma y metasoma. Presentan tarsos de tres segmentos. Son endoparasitoides de huevos de insectos de diferentes órdenes (Pinto, 2006).

En la Figura 12 se muestra la abundancia a nivel de familia para cada huerto en la etapa de floración.

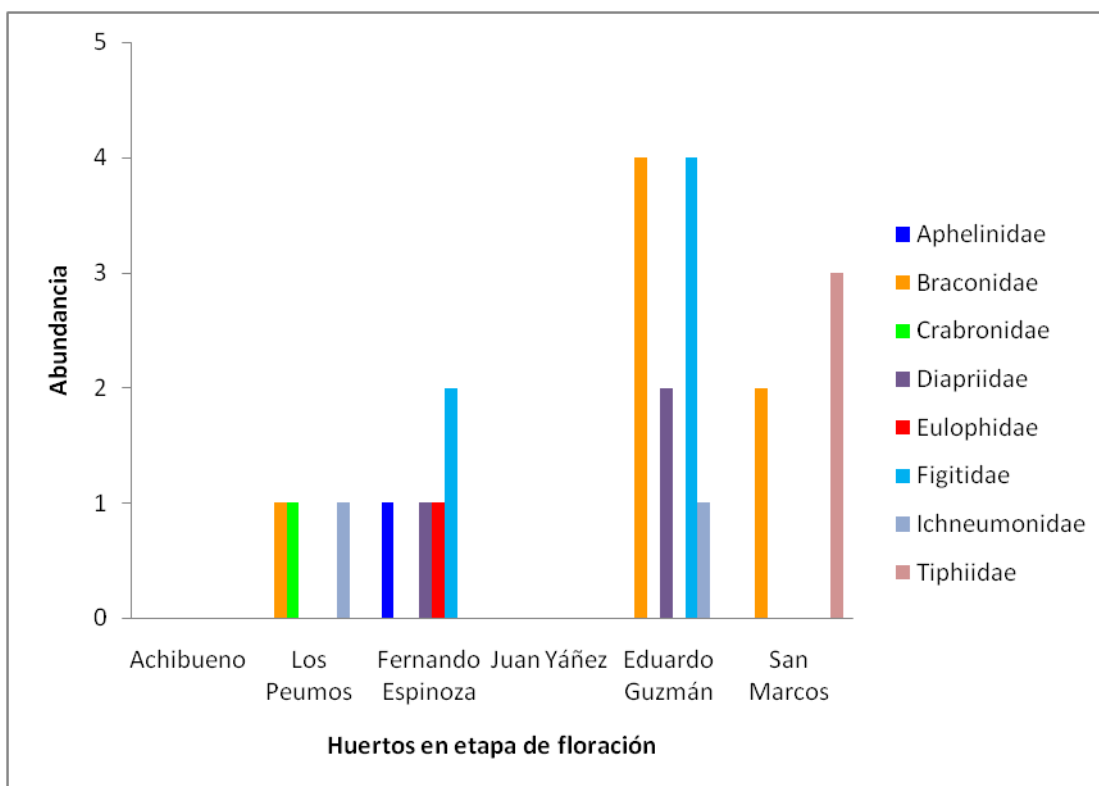


Figura 12. Abundancia a nivel de familia, medida como número de individuos por muestra en etapa de floración.

Destaca, en etapa de floración, el mayor número de especies pertenecientes a las familias Braconidae y Figitidae y en menor grado de Diapriidae, en el huerto Eduardo Guzmán. En San Marcos destaca la presencia de Braconidae y Tiphidae, esta última familia representada solo por el género *Pseudelaphroptera*. Resulta llamativa también la ausencia de intercepciones de Hymenoptera parasítica en los huertos Achibueno, manejado de manera orgánica y Juan Yáñez,

manejado de manera convencional. En la Figura 13 se muestra la abundancia a nivel de familia para cada huerto en la etapa de fructificación.

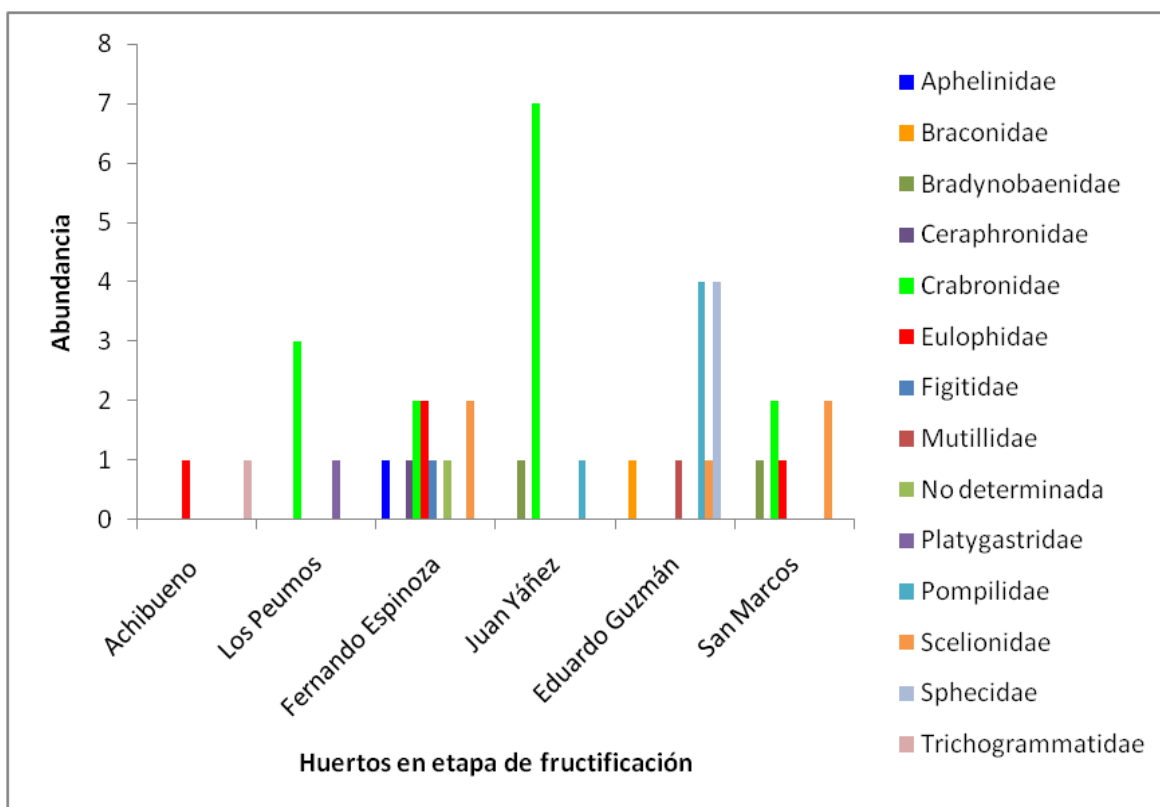


Figura 13. Abundancia a nivel de familia para cada huerto en etapa de fructificación.

En la etapa de fructificación llama la atención la mayor presencia de depredadores pertenecientes a las familias Pompilidae, Sphecidae, Crabronidae y en menor medida, Bradynobaenidae. Es notable además, el mayor número de familias representadas en esta etapa, lo que concuerda con los resultados de riqueza y biodiversidad analizados a nivel de morfoespecies (ver más adelante).

Para analizar el efecto de los factores sobre la riqueza, los datos se transformaron usando la función logaritmo natural (ver Tabla 4). Luego se verificó que los datos cumplían el supuesto

de normalidad y de homocedasticidad mediante la prueba de Levene de igualdad de varianzas ($F(3,6)=1,132$; $p=0,408$). El análisis de covarianza muestra que solo la fenología tiene un efecto significativo sobre la riqueza de especies ($F(1,4)=22,324$; $p=0,009$) y que solo la covariable área agrícola presenta una relación significativa con la riqueza de especies ($p=0,002$).

Tabla 7. Resultados del análisis de Covarianza.

Fuente de variación	Pruebas inter sujetos para variable dependiente ln(S)				
	Suma de cuadrados	gL	Cuadrados medios	F	p
Intercepto	0,171	1	0,171	9,007	0,040
Área agrícola (%)	0,929	1	0,929	48,953	0,002
Flora circundante (%)	0,001	1	0,001	0,038	0,855
Manejo	0,076	1	0,076	3,994	0,116
Fenología	0,424	1	0,424	22,324	0,009
Manejo x Fenología	0,006	1	0,006	0,290	0,619
Error	0,076	4	0,019		

El análisis de correlación muestra que, el porcentaje de área agrícola en un radio de 400 m se relaciona positivamente con la riqueza de especies controladores biológicos del orden Hymenoptera presente en los huertos de arándanos ($R^2 = 0,638$).

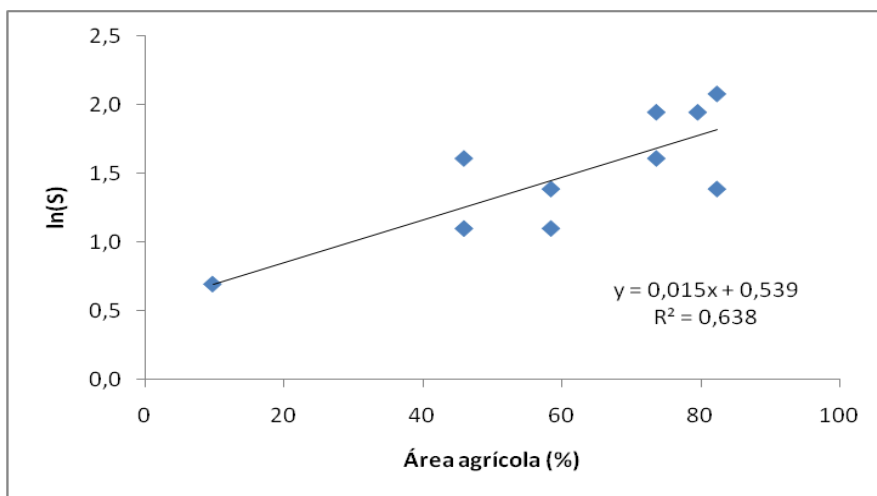


Figura 14. Gráfico de dispersión simple entre el porcentaje de área agrícola (X) y la riqueza específica (Y).

En cuanto a la fenología, los huertos en etapa de fructificación presentan una mayor riqueza de especies que los huertos en etapa de floración.

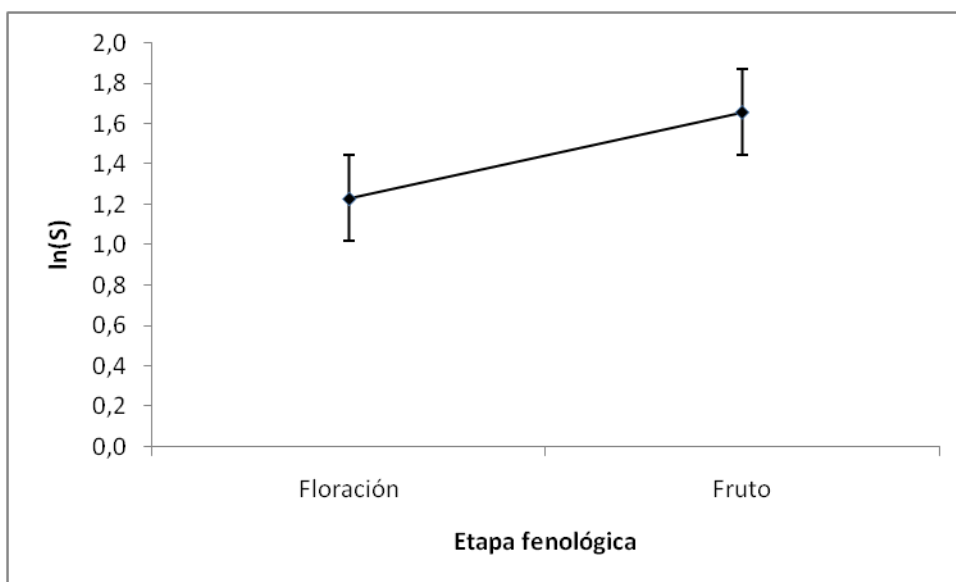


Figura 15. Etapas fenológicas reproductivas del arándano azul (X), considerando: Floración y Fructificación versus riqueza de especies de avispas controladoras biológicas encontradas representada por Ln(S) (Y).

4.1.2 Índice de diversidad de Shannon-Wiener (H').

Los datos empleados cumplen el supuesto de homocedasticidad mediante la prueba de Levene de igualdad de varianzas ($F(3,6)=1,415$; $p=0,327$). El análisis de covarianza muestra que solo la fenología tiene un efecto significativo sobre la diversidad de especies de controladores biológicos del orden Hymenoptera, medida con el índice de Shannon-Wiener ($F(3,6)=23,497$; $p=0,008$) y que solo el área agrícola se relaciona con la diversidad ($F(3,6)=44,453$; $p=0,003$)

Tabla 8. Resultados del análisis de Covarianza.

Fuente de variación	Pruebas inter sujetos para variable dependiente H'				
	Suma de cuadrados	gL	Cuadrados medios	F	p
Intercepto	0,154	1	0,154	7,705	0,050
Área agrícola (%)	0,888	1	0,888	44,453	0,003
Flora circundante (%)	0,002	1	0,002	0,081	0,790
Manejo	0,039	1	0,039	1,931	0,237
Fenología	0,469	1	0,469	23,497	0,008
Manejo x Fenología	0,002	1	0,002	0,097	0,771
Error	0,080	4	0,020		

El análisis de correlación muestra que, el porcentaje de área agrícola en un radio de 400 m se relaciona positivamente con la riqueza de especies controladores biológicos del orden Hymenoptera presente en los huertos de arándanos ($R^2 = 0,620$) (Figura 6).

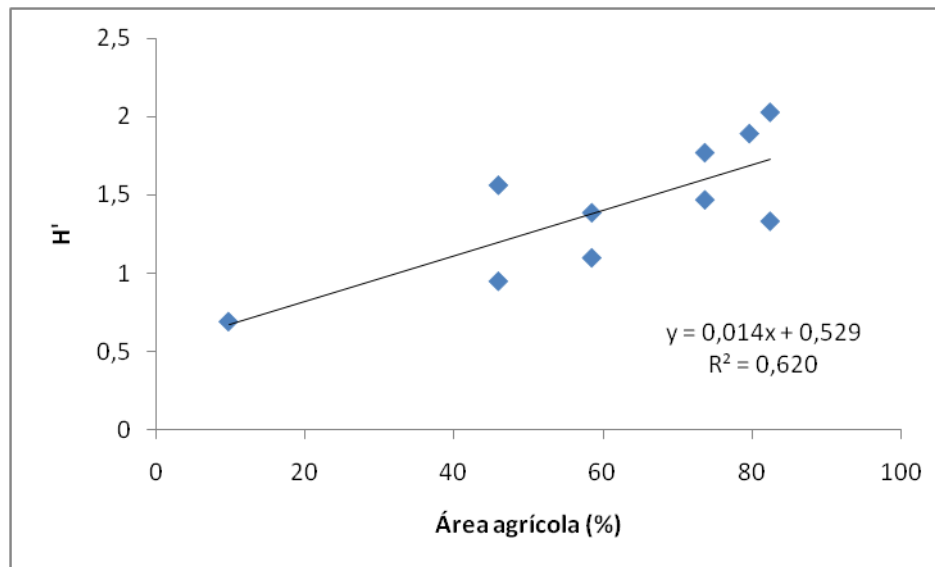


Figura 16. Gráfico de dispersión simple que muestra la correlación entre el porcentaje de área agrícola y la diversidad (H').

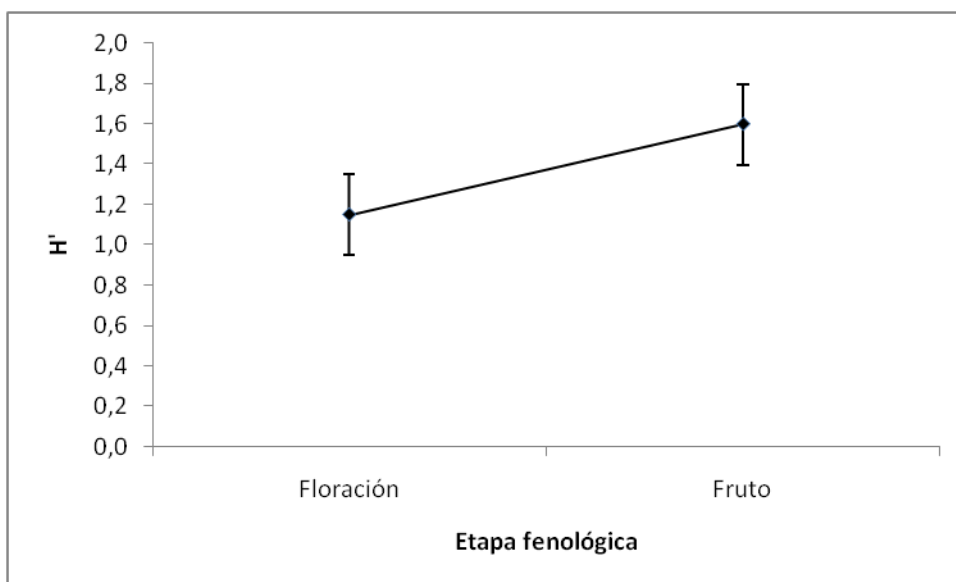


Figura 17. Etapas fenológicas reproductivas del arándano azul (X), considerando: Floración y Fructificación versus biodiversidad de especies de avispas controladoras biológicas encontradas representada por H' (Y).

4.1.3 Equitatividad de Pielou (J').

Los datos cumplen el supuesto de homocedasticidad mediante la prueba de Levene de igualdad de varianzas ($F(3,6)=2,44$; $p=0,162$). Al realizar el análisis de covarianza no se encontraron diferencias significativas entre los factores manejo, fenología o su interacción y el índice de equitatividad de Pielou (J'), según se muestra en la Tabla 9.

Tabla 9. Resultados del análisis de covarianza para la variable equitatividad (J').

Fuente de variación	Pruebas inter sujetos para variable dependiente J'				
	Suma de cuadrados	gL	Cuadrados medios	F	p
Intercepto	0,897	1	0,897	828,114	0,000
Área agrícola (%)	0,000	1	0,000	0,077	0,796
Flora circundante (%)	0,000	1	0,000	0,237	0,652
Manejo	0,005	1	0,005	4,933	0,090
Fenología	0,003	1	0,003	2,455	0,192
Manejo x Fenología	0,001	1	0,001	1,287	0,320
Error	0,004	4	0,001		

5. DISCUSIÓN.

Los resultados de este estudio no mostraron efectos estadísticamente significativos con relación al tipo manejo agronómico (orgánico y convencional) sobre los índices de biodiversidad evaluados (S, H' y J'). Tampoco se encontró alguna relación significativa entre el porcentaje de flora advena y los índices antes mencionados.

El factor fenología del arándano, con sus dos niveles (floración y fructificación), por el contrario, mostró un efecto estadísticamente significativo sobre los índices de biodiversidad evaluados. También se encontró una relación positiva significativa entre el área agrícola en un radio de 400 m y los índices analizados.

5.1 Efecto del manejo agronómico y la fenología del arándano sobre la diversidad de controladores biológicos del orden Hymenoptera.

Como se puede observar en la tabla 5 y la figura 12, en la etapa de floración destacan por su abundancia especies de los géneros *Aphidius* y *Lysiphlebus*, ambos de la familia Braconidae, con seis y siete especímenes respectivamente. Su presencia se explicaría por su preferencia por hospederos de la familia Aphididae y la presencia de especies plagas como *Aphis gossypii* y *Macrosiphum sp.* (Hemiptera) desde floración hasta cosecha (Cisternas, 2013). El género *Pseudelaphroptera*, por su parte, es mencionado como ectoparasitoide de larvas de Scarabaeidae (Coleoptera) (Kimsey & Brothers, 2006), las cuales son una plaga importante si se considera que Cisternas (2013) menciona al menos ocho especies de esa familia de coleópteros atacando al cultivo (ver Tabla 1).

La presencia de varias especies y ejemplares de la subfamilia Eucolinae (Figitidae) resulta interesante si se considera que son importantes parasitoides de Tephritidae y Agromyzidae, ambas familias con importantes especies plagas (Buffington & Ronquist, 2006).

En la etapa de floración también se observaron dos ejemplares de Ichneumonidae que solo pudieron ser identificados a nivel de subfamilia, por lo que no puede confirmarse que sean parasitoides de Lepidoptera, aunque podría suponerse si se observa el rango de hospederos que aparece en el Apéndice 1, donde se sintetiza una lista basada en una revisión bibliográfica de los

controladores biológicos del orden Hymenoptera reconocidos para Chile (Fernández-Rojas *et al.*, no publicado).

En la etapa de fructificación, se observa un aumento en el número de familias representadas, posiblemente por un aumento en las temperaturas a medida que avanza la primavera y se acerca el verano. Se destacan por su abundancia, Crabronidae, Pompilidae y Sphecidae. Los miembros de Crabronidae presentan un amplio rango de hospederos, pero dentro de las morfoespecies detectadas se pueden encontrar a algunos que atacan Hemiptera como *Solierella sp.* (Amarante, 2006b). Pompilidae se caracteriza por ser una familia de especies depredadoras, especializadas en Araneae (Fernández, 2006). Dentro de la familia Sphecidae, destaca la detección de dos ejemplares de *Ammophila sp.* que se caracteriza por ser depredadora de larvas de lepidóptera (Amarante, 2006a), incluso llevando varias presas a cada uno de los nidos que construye, dependiendo del tamaño de las mismas y la capacidad del refugio (Chiappa *et al.*, 2020), lo que la convierte en un controlador biológico de interés.

En la etapa de fructificación de los arándanos destaca también, la presencia de la familia Scelionidae, especialmente de la subfamilia Telenominae, importante parasitoide de huevos de Heteroptera, Auchenorrhyncha, Neuroptera, Diptera, Lepidoptera y Coleoptera, que puede actuar, por ejemplo, como controlador biológico de *Nezara viridula* (Linnaeus, 1758) (Hemiptera: Pentatomidae) o *Tabanus atratus* Fabricius, 1775 (Diptera: Tabanidae) o de manera perjudicial atacando huevos de depredadores como Chrysopidae (Margaría, 2012).

De las 14 familias con especies utilizadas como controladores biológicos en Chile (Fernández-Rojas *et al.*, no publicado), ocho de ellas no estaban representadas en los muestreos realizados en este estudio, de las cuales cinco solo aparecían asociadas a especies introducidas (Bethyidae, Chrysididae, Ibalidae, Perilampidae y Pteromalidae). De los ejemplares asociados a las familias que presentan especies utilizadas como controladores biológicos (Aphelinidae, Braconidae, Diapriidae, Eulophidae, Ichneumonidae y Platygasteridae) no puede decirse si son nativos o introducidos, pero abre la posibilidad de estudiarlos en más detalle en busca de nuevos controladores o para confirmar el establecimiento de alguno ya introducido.

Es destacable el haber encontrado ejemplares de las familias Figitidae y Scelionidae, que no aparecen asociadas a controladores biológicos empleados en Chile, ya sean nativos o

introducidos (Fernández-Rojas *et al.*, no publicado). El que no se encontrara un efecto significativo entre el tipo de manejo y la riqueza o diversidad de controladores biológicos del orden Hymenoptera contrasta con investigaciones previas donde se menciona que el manejo orgánico corresponde a un factor significativo en el incremento de la diversidad de especies de insectos asociados a los huertos estudiados (Hole *et al.*, 2005; Bengtsson *et al.*, 2005). Sin embargo, existen estudios que señalan como un factor más relevante para la riqueza de especies, al menos de carábidos y mariposas, la existencia de un paisaje heterogéneo o una mayor proporción de vegetación en los márgenes del cultivo (Weibull *et al.*, 2003). Si bien en los análisis realizados no se encontró una relación entre el porcentaje de flora advena y los distintos índices de biodiversidad, es relevante mencionar que dicha área es menor, en promedio, en los huertos orgánicos muestreados que en los convencionales (5,48 % y 22,41 % respectivamente).

También se ha destacado la importancia de las prácticas de manejo específicas al interior de los huertos, como la conservación de especies florales dentro del cultivo como factores a considerar (Hole *et al.*, 2005). Se ha discutido que el nivel relativo de enriquecimiento en términos de biodiversidad en huertos manejados orgánicamente, puede depender fuertemente de la simplificación y homogenización del paisaje, reduciéndose considerablemente el número de especies que puede habitar un huerto con manejo orgánico de paisaje simplificado (Winqvist *et al.*, 2011).

Por ejemplo, huertos manejados bajo criterios orgánicos también pueden poseer baja diversidad de flora ajena al cultivo producto de su eliminación mecánica, resultado equivalente al observado en un huerto manejado de manera convencional que la eliminó utilizando herbicidas. En los huertos muestreados para este trabajo, la eliminación mecánica de malezas era una práctica habitual tanto en campos orgánicos como convencionales.

Confirmando lo anterior, Brittain *et al.* (2010) no observaron diferencias significativas en la riqueza y abundancia de abejas (Hymenoptera: Apocrita) en viñas manejadas de manera orgánica o convencional, atribuyendo tal resultado al hecho de que en ambos manejos la composición floral dentro de las viñas era similar. Estas evidencias son coherentes con revisiones que sugieren que existen aun vacíos de información, y de las estrategias de manejo, bajo el concepto de agricultura orgánica con relación a la diversidad funcional e impacto ecosistémico. Esto incluiría dentro de los posibles factores involucrados las características

ecosistémicas y de hábitat que derivan del paisaje agrícola bajo determinado tipo de manejo (Rahmann, 2011).

Por otra parte, el efecto estadísticamente significativo de la etapa fenológica del cultivo sobre la riqueza específica y la diversidad de Hymenoptera, podría explicarse haciendo referencia a la abundancia de especies plagas presentes en cada etapa. Éstas podrían ser más abundantes en la etapa de fructificación del arándano debido a las temperaturas más altas que se observarían a finales de primavera (ver tabla 2 con fechas de muestreo). Esto redundaría en una mayor disponibilidad de hospederos para los parasitoides o depredadores. Si bien se han realizado estudios en los que se ha observado una mayor abundancia de insectos en la etapa de floración (Diez-Rodríguez *et al.*, 2017), estas diferencias se debieron principalmente a insectos polinizadores de la familia Apidae, que en este estudio no fueron considerados.

5.2 Efecto de la complejidad del paisaje sobre la diversidad de controladores biológicos del orden Hymenoptera.

La correlación positiva que se encontró entre el área agrícola y la biodiversidad de himenópteros controladores naturales parecería en primera instancia contradecir la idea, ampliamente extendida, de que un paisaje simplificado de tipo agrícola afecta negativamente la biodiversidad dentro del huerto (Jonsson *et al.*, 2015; Landis, 2017). Sin embargo, lo observado en este trabajo podría explicarse parcialmente si se considera qué parte de las especies de parasitoides presentan diferentes grados de especialización hacia sus hospederos, tendiendo a encontrarse estrechamente asociadas a plagas agrícolas. Esto podría convertir a los cultivos cercanos en fuente de enemigos naturales (Derocles *et al.*, 2014) y, como señala Peñalver-Cruz *et al.* (2019), haría despreciable el efecto de las áreas no cultivadas sobre la abundancia de enemigos naturales o el control que éstos pudieran ejercer. En el mismo artículo, los autores señalan el efecto positivo que podrían tener áreas agrícolas establecidas asincrónicamente sobre la supresión de plagas mediada por enemigos naturales. Esto podría aplicarse al caso de los campos que rodeaban los huertos de arándanos. Un ejemplo de esto se observa en la higuera *Ficus rubiginosa* Desf. (Rosales: Moraceae), donde los árboles producen flores hembra y macho de forma asincrónica, no concentrada en el tiempo, favoreciendo la cruce de gametos gracias a la

presencia permanente de la avispa que los poliniza *Pleistodontes imperialis* Saunders, 1882 (Hymenoptera: Agaonidae) (Mackay *et al.*, 2020).

Tampoco debiera descartarse como explicación a los resultados observados el hecho de que la proporción del área dedicada a la agricultura, si bien es considerada un indicador del grado de simplificación del paisaje (Rusch *et al.*, 2016), no da indicios sobre la calidad del área no cultivada. Esta ha sido considerada, por alguno autores, un factor importante para explicar la ausencia de relación entre el área no cultivada que rodeaba las viñas objeto de su estudio y la abundancia y riqueza de especies de insectos polinizadores (Brittain *et al.* 2010). Es más, se ha encontrado una relación negativa entre la superficie cubierta por bosque que rodea a un determinado sitio y la riqueza y abundancia de himenópteros apoideos, siendo estas más abundantes en sitios rodeados por extensas áreas agrícolas o semi urbanas (Winfrey *et al.* 2006), lo que se asemeja al paisaje que rodea los huertos de arándanos estudiados en esta investigación. Otra dimensión que podría enmascarar efectos indirectos de huertos aledaños con usos intensivos sobre los predios con manejos orgánicos es la aplicación de herbicidas y plaguicidas (Gibbs *et al.*, 2009; Jonsson *et al.*, 2012). Cabe la posibilidad de que el paisaje que rodeaba a los huertos, aunque estuviera dedicado a la agricultura orgánica y fuera manejado de manera racional y sin una aplicación intensiva de agroquímicos, se viese afectado por deriva aérea de plaguicidas y a través del suelo desde áreas con manejos intensivos industrializados, que corresponde además al tipo de manejo más abundante en la zona de estudio y en el país.

5.3 Efecto de la flora advena sobre la diversidad de controladores biológicos del orden Hymenoptera.

Se conoce que las comunidades vegetales que acompañan a un huerto no solo actúan como refugio a condiciones ambientales adversas para insectos benéficos como parasitoides, sino también les sirven como fuente de alimento (Peñalver-Cruz *et al.*, 2019). Esto podría ayudar a explicar que no se encontrara una relación significativa entre el porcentaje de flora circundante y la biodiversidad de Hymenoptera. Sin embargo, esto último dependería en gran medida de la composición de las especies que conforman la flora circundante (no evaluada en este estudio) y no solamente de su superficie en relación al huerto que rodea, como se desprende del estudio de

Brittain *et al.* (2010). Los distintos grupos de avispas parasitoides y depredadoras muestran una cierta especificidad con determinadas plantas, ya que dependen, en su estado adulto, de alimentos ricos en azúcares como fuente de energía y se asocian, en su mayoría, a plantas con nectarios expuestos y fácilmente accesibles, como pueden ser el trigo sarraceno (*Fagopyron esculentum*), alyssum (*Lobularia maritima*) o muchas especies de las familias Euphorbiaceae o Apiaceae, especialmente (Wäckers & van Rijn, 2012).

Zhu *et al.* (2019) van más allá, al identificar las características de plantas y parasitoides más estrechamente relacionadas con la longevidad de estos últimos, entendiendo la longevidad como un indicador indirecto de la fecundidad, que repercutirá en un mayor control de plagas. Estos autores encontraron que plantas con inflorescencias en umbela compuesta, con flores discoidales, corola actiniforme y no excesivamente profunda tenían los mayores efectos en aumentar a longevidad. Si este tipo de plantas no estaba presente, podría esperarse una influencia menor de la flora circundante sobre la riqueza o la diversidad.

Es más, si la composición floral no es la adecuada, ésta podría incluso ser perjudicial para los insectos controladores naturales. Por ejemplo, por la presencia de flores con néctar que les resulte tóxico (Adler, 2000). Entre las amenazas más evidentes a la biodiversidad pueden mencionarse la alteración y destrucción del hábitat por el cambio de uso de la tierra, sobreexplotación de recursos naturales, cambio climático, contaminación, presencia de especies invasivas y aumento de la población (Rawat & Agarwal, 2015). Para asegurar la sustentabilidad (resiliencia) de la producción de alimento, los agroecosistemas debieran ser un mosaico de distintos componentes espaciales, constituido por superficies de “sucesión temprana”, como el barbecho y “sucesión tardía”, como reservas y bosques, bien conectadas entre ellas y los sistemas agrícolas. Esto permitiría contar con una fuente de reserva de especies que en caso de alteraciones en el ecosistema podrían recolonizar las áreas afectadas y asegurar su sustentabilidad (Tschardtke *et al.*, 2005), aunque en el caso de los parasitoides, una sucesión intermedia hubiera mostrado mayor diversidad frente a una temprana (un año) y otra más tardía (tres años) (Tschardtke *et al.*, 2011), lo que revela la importancia de considerar aspectos como la temporalidad o la calidad de las superficies no cultivadas como fuente de diversidad.

Un aspecto importante de las políticas públicas debiera ser evaluar e incrementar la resiliencia de las distintas prácticas utilizadas en el manejo de áreas bajo control humano. Las decisiones

debieran tomarse considerando las distintas escalas que involucra el problema, desde la local hasta la global, pasando por la regional (Foley *et al.*, 2005). La complejidad a nivel de paisaje ha resultado más importante que la variación a nivel local o de huerto para explicar la abundancia de especies como se ha descrito en arañas e himenópteros (Schmidt & Tscharrntke, 2005).

A partir de esta investigación es posible sugerir, como una forma de favorecer la presencia de parasitoides en los huertos de arándanos, el establecimiento de una variedad de especies florales, con distintas características morfológicas, que permitan el acceso a fuentes de azúcares ricas en energía tanto a parasitoides como a los polinizadores habituales del arándano, evitando la competencia por los recursos. Esto es especialmente importante si se considera que los arándanos son polinizados de en gran medida por el abejorro introducido *Bombus terrestris* (Linnaeus, 1758) (Hymenoptera: Apidae), una especie altamente competitiva que tiende a dañar las flores que visita, privando así de néctar y polen a otros insectos (Smith-Ramírez *et al.*, 2018). Esto último, a pesar de que se ha demostrado que especies de abejas nativas, por ejemplo, *Cadeguala occidentalis* (Haliday, 1836) (Hymenoptera: Colletidae) pueden realizar una polinización del arándano casi tan efectiva como *B. terrestris* (Cortés-Rivas *et al.*, 2022)

También se desprende la necesidad de incrementar el conocimiento de la entomofauna chilena que, como quedó demostrado, posee morfoespecies capaces de actuar como potenciales controladores biológicos, pero que necesitan ser identificadas y estudiadas en los aspectos específicos de su biología para servir como insumos efectivos en un modelo productivo más amigable con el medio ambiente. En la misma línea, es necesario, además, evaluar el real establecimiento de las especies foráneas introducidas, con el objetivo de potenciar aquellas que ya están presentes y evitar, en la medida de lo posible, nuevas introducciones. Información aún no publicada muestra que de las especies parasitoides (Hymenoptera) usadas en Chile, un 74 % corresponde a especies introducidas (Fernández-Rojas *et al.*, no publicado).

6. CONCLUSIONES.

No se encontró una relación significativa entre la riqueza y abundancia de posibles controladores biológicos del orden Hymenoptera y el manejo agronómico (orgánico y convencional) en los huertos de arándanos muestreados. Lo anterior abre la posibilidad de analizar en futuros estudios la relación entre riqueza y abundancia de estos organismos y manejos específicos dentro del huerto, como el control de malezas o la conservación de especies vegetales ajenas al cultivo y no solo la denominación de orgánico.

Sí se encontró una relación positiva entre la riqueza y abundancia de posibles controladores biológicos del orden Hymenoptera y la etapa fenológica del cultivo, siendo estos indicadores mayores en la etapa de fructificación. Futuros estudios podrían incluir la temperatura como factor influyente en la biodiversidad local y cuantificar el nivel de plagas en cada etapa fenológica, pudiendo explicar esto último la mayor riqueza y abundancia asociada a una mayor disponibilidad de alimento.

Se encontró una relación significativa entre la riqueza y abundancia de posibles controladores biológicos del orden Hymenoptera y la complejidad estructural de paisaje, usando como indicador de esta última el porcentaje de área agrícola en un radio de 400 m alrededor del huerto. Los resultados, contrario a lo esperado, mostraron que la riqueza y abundancia eran mayores en los huertos rodeados de un área agrícola mayor, es decir en un paisaje más simplificado. Lo anterior sugiere realizar futuros estudios que evalúen la riqueza y abundancia no solo a nivel de huerto, sino también en los campos vecinos, para evaluar si éstos último son una fuente de enemigos naturales. También queda abierta la posibilidad de evaluar los niveles de plaguicidas en el huerto y a distintas distancias del mismo en dirección a posibles fuentes de contaminación, para descartar la deriva de agroquímicos como una factor que enmascare el efecto del manejo o la complejidad del paisaje sobre la biodiversidad.

No se encontró una relación significativa entre la riqueza y abundancia de posibles controladores biológicos del orden Hymenoptera y la cobertura de flora circundante a los huertos. No se evaluó la composición de la misma en términos de especies presentes o características florales, lo que podría haber entregado relaciones significativas, debido a la falta de colaboradores producto de que las mediciones se realizaron en plena cuarentena producto de la pandemia de COVID-19; queda para futuros estudios evaluar este importante factor.

Estudios posteriores que aborden el tema de la diversidad de parasitoides en huertos de arándanos, deberían considerar un muestreo de las especies plagas que existan en los huertos en las distintas etapas fenológicas, tanto en la parte aérea como bajo el suelo. Lo anterior permitiría relacionar la presencia de determinados parasitoides con plagas específicas y, en el mejor de los casos obtener algunas asociaciones directas entre hospedero y parasitoides.

Estudios posteriores podrían evaluar la presencia de parasitoides en los cultivos y áreas no agrícolas que rodean a los huertos, lo que permitiría establecer un gradiente de diversidad y aportar datos que ayuden a evaluar el movimiento de especies desde y hacia los huertos.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.

- Abrahamczyk, S, Steudel, B. & Kessler, M. (2010). Sampling Hymenoptera along a precipitation gradient in tropical forests: the effectiveness of different coloured pan traps. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 137: 262–268. [https://doi.org/ 10.1111/j.1570-7458.2010.01063.x](https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.2010.01063.x)
- Adler, L. S. (2000). The Ecological Significance of Toxic Nectar. *Oikos*, 91(3), 409–420. <http://www.jstor.org/stable/3547516>
- Altieri, M. A. (1994). Bases agroecológicas para una producción agrícola sustentable. *Agricultura Técnica* 54(4), 371-386. <https://hdl.handle.net/20.500.14001/35479>
- Altieri, M. A. (2009). Agroecology, Small Farms, and Food Sovereignty. *Monthly Review* 61(3) 102. https://doi.org/10.14452/MR-061-03-2009-07_8
- Altieri, M. A. (2018). *Agroecology: the science of sustainable agriculture*. CRC Press.
- Altimira, F., Vitta, N., Godoy, P. & Tapia, E. (2020). Plaguicidas microbianos para el manejo integrado de *Lobesia botrana* en vides. Boletín INIA N° 419. Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Centro Regional de Investigación La Platina, La Pintana, Chile. 96 p.
- Amarante, S. T. P. (2006a). Capítulo 39. Familia Sphecidae. En: Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia.

Amarante, S. T. P. (2006b). Capítulo 40. Familia Crabronidae. En: Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia.

Askew, R. R. & Shaw, M. R. (1986) Parasitoid communities: their size, structure and development. In: Waage, J. & Greathead, D. (eds) *Insect parasitoids*. Academic Press, London.

Avilés, R. (2016). Prólogo. En: Undurraga, P. y Vargas, S. (eds.). *Manual del arándano*. Boletín INIA N° 263. 120 p. Instituto de Investigaciones Agropecuarias INIA, Centro Regional de Investigación Quilamapu, Chillán, Chile.

Bartomeus I., Potts S. G., Steffan-Dewenter, I., Vaissière, B. E., Woyciechowski, M., Krewenka, K. M., Tscheulin, T., Roberts, S. P. M., Szentgyörgyi, H., Westphal, C., y Bommarco, R. (2014). Contribution of insect pollinators to crop yield and quality varies with agricultural intensification. *PeerJ*. (1), 1–20. <https://doi.org/10.7717/peerj.328>

Bengtsson, J., Ahnström, J. & Weibull, A. C. (2005). The effects of organic agriculture on biodiversity and abundance: a meta-analysis. *Journal of Applied Ecology*, 42(2), 261–269. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2005.01005.x>

Boyd, J., & Banzhaf, S. (2007). What are ecosystem services? The need for standardized environmental accounting units. *Ecological Economics*, 63(2-3), 616–626. <https://doi.org/10.1016/j.ecolecon.2007.01.002>

- Brittain, C., Bommarco, R., Vighi, M., Settele, J., & Potts, S. G. (2010). Organic farming in isolated landscapes does not benefit flower-visiting insects and pollination. *Biological Conservation*, 143(8), 1860–1867. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2010.04.029>
- Brothers, D. J. (2006). Capítulo 53. Familia Bradynobaenidae. En: Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia.
- Buffington, M. & Ronquist, F. (2006). Capítulo 97. Familia Figitidae. En: Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia.
- Burel, F. (1996) Hedgerows and Their Role in Agricultural Landscapes. *Critical Reviews in Plant Sciences* 15:2, 169-190. <https://doi.org/10.1080/07352689.1996.10393185>
- Camacho, V. & Ruiz, A. (2012). Marco conceptual y clasificación de los servicios ecosistémicos. *Revista Bio Ciencias*, 1 (4):2, 3-15. https://www.researchgate.net/publication/235985361_Marco_conceptual_y_clasificacion_de_los_servicios_ecosistemicos
- Campos, D. F. & Sharkey, M. J. (2006). Capítulo 29. Familia Braconidae. En: Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia.

Chiappa, E., Mandujano, V. & Passi, F. (2020). Comportamiento de nidificación y descripción de la larva del último instar de *Ammophila laeviceps* F. Smith (Hymenoptera: Sphecidae) en Chile. *Revista Chilena de Entomología*. 46. 145-154. 10.35249/rche.46.2.20.01.

Cisternas, E. (2013). 8. Insectos plaga de importancia económica asociados al arándano. En: Undurraga, P., y Vargas, S. (eds.) *Manual del arándano*. Boletín INIA N° 263. 120 p. Instituto de Investigaciones Agropecuarias INIA, Centro Regional de Investigación Quilamapu, Chillán, Chile.

Cloyd, R. (2020). How Effective Is Conservation Biological Control in Regulating Insect Pest Populations in Organic Crop Production Systems? *Insects* 11, 744; <https://doi.org/10.3390/insects11110744>

Cortés-Rivas, B., Smith-Ramírez, C., Monzón, V. H. & Mesquita-Neto, J. N. (2023). Native bees with floral sonication behaviour can achieve high-performance pollination of highbush blueberry in Chile. *Agricultural and Forest Entomology*, 25(1), 91–102. <https://doi.org/10.1111/afe.12533>

Das, A. K., Rahman, M. A., Mitra, P., Sukhwani, V., Shaw, R., Mitra, B. K., Sharma, D., Deshkar, S. & Morey, B. (2022). Up-scaling organic agriculture to enhance food and water security in South Asia. *Org. Agric.* 1-20. <https://doi.org/10.1007/s13165-022-00403-4>

De Groot, R., Wilson, M. & Boumans, R. (2002). A Typology for the Classification Description and Valuation of Ecosystem Functions, Goods and Services. *Ecol Econ.* 41(3), 393-408. [https://doi.org/10.1016/S0921-8009\(02\)00089-7](https://doi.org/10.1016/S0921-8009(02)00089-7)

De Long, D. C. (1996). Defining Biodiversity. *Wildlife Society Bulletin (1973-2006)*, 24(4), 738–749. <http://www.jstor.org/stable/3783168>

- De Ponti T., Rijk, B. & van Ittersum M. K. (2012) The crop yield gap between organic and conventional agriculture. *Agric Syst* 108, 1–9. <https://doi.org/10.1016/j.agsy.2011.12.004>
- Derocles, S. A., Le Ralec, A., Besson, M. M., Maret, M., Walton, A., Evans, D. M., & Plantegenest, M. (2014). Molecular analysis reveals high compartmentalization in aphid primary parasitoid networks and low parasitoid sharing between crop and non-cropland habitats. *Molecular ecology*, 23(15), 3900–3911. <https://doi.org/10.1111/mec.12701>
- Diaz, S., Pascual, U., Stenseke, M., Martín-López, B., Watson, R., Molnár, Z., Hill, R., Chan, K., Baste, I., Brauman, K., Polasky, S., Church, A., Lonsdale, M., Larigauderie, A., Leadley, P., van Oudenhoven, A., Plaat, F., Schröter, M., Lavorel, S., ... & Shirayama, Y. (2018). Assessing nature's contributions to people. *Science*, 359(6373), 270–272. <https://doi.org/10.1126/science.aap8826>
- Diez-Rodríguez, G., Sosinski, E., Hübner, L., Antunes, L. & Nava, D. (2017). Entomofauna associated to different phenological stages on blueberry crop. *Revista Brasileira de Fruticultura* 39(5). <http://dx.doi.org/10.1590/0100-29452017384>
- Dindo, M. L. (2011). Tachinid parasitoids: Are they to be considered as koinobionts? *BioControl*. 56(3), 249–55. <https://doi.org/10.1007/s10526-010-9338-2>
- Eggleton, P. & Belshaw, R. (1992). Insect parasitoids: an evolutionary overview. *Philosophical Transactions - Royal Society of London, B*, 337(1279), 1–20. <https://doi.org/10.1098/rstb.1992.0079>

Eilenberg J., Hajek A., Lomer C. (2001). Suggestions for unifying the terminology in biological control. *BioControl*. 46. 387-400. <https://doi.org/10.1023/A:1014193329979>.

Ekroos, J., Ödman, A., Andersson, G., Birkhofer, K., Herbertsson, L., Klatt, B. K., Olsson, O., Olsson, P. A., Persson, A. S., Prentice, H. C., Rundlöf, M. & Smith, H. G. (2016). Sparing Land for Biodiversity at Multiple Spatial Scales. *Front. Ecol. Evol.*, 05 January 2016 Sec. Agroecology. <https://doi.org/10.3389/fevo.2015.00145>

Esau, T. J., Zaman, Q. U., MacEachern, C., Yiridoe, E. K. & Farooque, A. A. (2019). Economic and Management Tool for Assessing Wild Blueberry Production Costs and Financial Feasibility. *Appl. Eng. Agric.* 35(5), 687–96. <https://doi.org/10.13031/aea.13374>

Fauth, J. E., Bernardo, J., Camara, M., Resetarits, W. J., van Buskirk, J., & McCollum, S. A. (1996). Simplifying the jargon of community ecology: A conceptual approach. *American Naturalist*, 147(2), 282–286. <https://doi.org/10.1086/285850>

Fernández, F. (2000). Avispas Cazadoras de Arañas (Hymenoptera: Pompilidae) de la Región Neotropical. *Biota Colombiana* 1(1) 3-24. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=49110101>

Fernández F. & Sharkey, M. J. (Eds). (2006). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia. <http://hdl.handle.net/20.500.12324/34432>

Fernández, F. (2006). Capítulo 53. Familia Pompilidae. En: Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia.

Foley, J. A., DeFries, R., Asner, G. P., Barford, C., Bonan, G., Carpenter, S. R., Chapin, F. S., Coe, M. T., Daily, G. C., Gibbs, H. K., Helkowski, J. H., Holloway, T., Howard, E. A., Kucharik, C. J., Monfreda, C., Patz, J. A., Prentice, I. C., Ramankutty, N., & Snyder, P. K. (2005). Global consequences of land use. *Science* 309(5734), 570–574. <https://doi.org/10.1126/science.1111772>

Foley, J. A., Ramankutty, N., Brauman, K. A., Cassidy, E. S., Gerber, J. S., Johnston, M., Mueller, N. D., O'Connell, C., Ray, D. K., West, P. C., Balzer, C., Bennett, E. M., Carpenter, S. R., Hill, J., Monfreda, C., Polasky, S., Rockström, J., Sheehan, J., Siebert, S., ... Zaks, D. P. M. (2011). Solutions for a cultivated planet. *Nature* 478, 337–342. <https://doi.org/10.1038/nature10452>

Garibaldi, L. A., Gemmill-Herren, B., D'Annolfo, R., Graeub, B. E., Cunningham, S. A., & Breeze, T. D. (2017). Farming Approaches for Greater Biodiversity, Livelihoods, and Food Security. *Trends in ecology & evolution*, 32 (1), 68–80. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2016.10.001>

Gerding, M. y Rodríguez, M. (2017). Capítulo 2. El control natural y biológico aplicado a plagas en hortalizas. En: Olivares, N., A. Morán y A. Guzmán (Eds). *Manejo de plagas en repollo, tomate y lechuga*. Boletín INIA N° 356. Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Centro Regional de Investigación La Cruz, La Cruz, Chile.

Giacchero, G. & Angel, R. (1985). Identificación y observaciones del langostino (Homoptera : cicadellidae) de la frambuesa (*Rubus idaeus* L.) en Chile = The bramble leafhopper (Homoptera, cicadellidae) : identification and observations on raspberries (*Rubus idaeus* L.) in Chile. *Cienc. e Investig. Agrar.* 12(3):173–80.

Gibbs, K. E., Mackey, R. L., & Currie, D. J. (2009). Human Land Use, Agriculture, Pesticides and Losses of Imperiled Species. *Diversity and Distributions* 15(2), 242–253. <https://doi.org/10.1111/j>

Gibson, G.A. (2006). Capítulo 77. Familia Aphelinidae. En: Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia.

Godfray, H. C. J. (1994). *Parasitoids: Behavioral and Evolutionary Ecology*. Princeton University Press.

Godfray, H. C. J. (2007). Parasitoids. En: Simon Asher Levin (ed.) *Encyclopedia of Biodiversity*. (pp. 1-13). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B0-12-226865-2/00218-2>

Godfray, H. C. J., Beddington, J. R., Crute, I. R., Haddad, L., Lawrence, D., Muir, J. F., Pretty, J., Robinson, S., Thomas, S. M., & Toulmin, C. (2010). Foodsecurity: The challenge of feeding 9 billion people. *Science* 327(5967), 812–818. <https://doi.org/10.1126/science.1185383>

- González-Chang, M., Dörner, J., & Zúñiga, F. (2018). Agroecología y Sistemas Agrícolas Sustentables. *Agro Sur*, 46(2), 1–2. <https://doi.org/10.4206/agrosur.2018.v46n2-01>
- Gordh, G., Legner, E. F. & Caltagirone, L. E. (1999). Chapter 15. Biology of Parasitic Hymenoptera. En: Bellows, T. S. & Fisher, T. W. (Eds.) *Handbook of Biological Control*. Academic Press. <https://doi.org.10.1016/B978-012257305-7/50062-X>
- Goulet, H. y Huber, J. (1993). *Hymenoptera of the World: an identification guide to families*. Canada Communication Group.
- Hamilton, A. (2005). Species diversity or biodiversity? *Journal of Environmental Management* 75, 89–92. <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2004.11.012>
- Heneberg, P. & Bogusch, P. (2014). To enrich or not to enrich? Are there any benefits of using multiple colors of pan traps when sampling aculeate Hymenoptera? *Journal of Insect Conservation*, 18(6), 1123–1136. <https://doi.org/10.1007/s10841-014-9723-8>
- Henríquez-Piskulich, P. A., Schapheer, C., Vereecken, N. J., & Villagra, C. (2021). Agroecological strategies to safeguard insect pollinators in biodiversity hot spots: Chile as a case study. *Sustainability (Switzerland)* 13(12), <https://doi.org/10.3390/su13126728>
- Hole, D. G., Perkins, A. J., Wilson, J. D., Alexander, I. H., Grice, P. V., & Evans, A. D. (2005). Does organic farming benefit biodiversity? *Biological Conservation*, 122(1), 113–130. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2004.07.018>
- Ide, S. (2017). Controladores biológicos de Plagas Forestales. *Megarhyssa nortoni* (Cresson) (Hymenoptera: Ichneumonidae). Servicio Agrícola y Ganadero. Ficha técnica N° 5.

- Jonsson, M., Buckley, H. L., Case, B. S., Wratten, S. D., Hale, R. J., & Didham, R. K. (2012). Agricultural intensification drives landscape-context effects on host-parasitoid interactions in agroecosystems. *Journal of Applied Ecology*, 49(3), 706-714. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2012.02130.x>
- Jonsson, M., Straub, C. S., Didham, R. K., Buckley, H. L., Case, B. S., Hale, R. J., Gratton, C. & Wratten, S. D. (2015). Experimental evidence that the effectiveness of conservation biological control depends on landscape complexity. *Journal of Applied Ecology*, 52(5), 1274-1282. <https://doi.org/10.1111/1365-2664.12489>
- Kalyanasundaram, M. & Kamala, I. M. (2016). Parasitoids. In *Ecofriendly Pest Management for Food Security* (pp. 109–138). Elsevier Inc. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-803265-7.00004-X>
- Kennedy, C. M., Lonsdorf, E., Neel, M. C., Williams, N. M., Ricketts, T. H., Winfree, R., Bommarco, R., Brittain, C., Burley, A. L., Carlveau, D., Carvalheiro, L. G., Chacoff, N. P., Cunningham, S. A., Danforth, B. N., Dudenhöffer, J-H., Elle, E., Gaines, H. R., Garibaldi, L. A., Gratton, C., ... Kremen, C. (2013). A global quantitative synthesis of local and landscape effects on wild bee pollinators in agroecosystems. *Ecology Letters* 16: 584-599. <https://doi.org/10.1111/ele.12082>
- Kirk, W. D. J. (1984). Ecologically selective coloured traps. *Ecological Entomology* (9)1, 35-41. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2311.1984.tb00696.x>

Kimsey, L. S. & Brothers, D. J. (2006). Capítulo 56. Familia Tiphiidae. En: Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia.

Landis, D.A. (2017). Designing agricultural landscapes for biodiversity-based ecosystem services. *Basic and Applied Ecology*, (18), 1-12.
<http://dx.doi.org/10.1016/j.baae.2016.07.005>

Landis, D. & Menalled, F. (1998). Chapter 6. Ecological considerations in the conservation of effective parasitoid communities in agricultural systems. En *Conservation Biological Control*, pp. 101–21. <https://doi.org/10.1016/B978-012078147-8/50052-9>

Leong, J. & Thorp, R. (1999). Colour-coded sampling: the pan trap colour preferences of oligolectic and non oligolectic bees associated with a vernal pool plant. *Ecological Entomology* 24(3), 329 – 335. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2311.1999.00196.x>

Letorneau, K. D., Armbrrecht, I., Salguero Rivera, B., Montoya Lerma, J., Jiménez Carmona, E., Daza, M. C., Escobar, S., Galindo, V., Gutiérrez, C., Duque López, S., López Mejía, J., Acosta Ranguel, A. M., Herrera Ranguel, J., Rivera, L., Saavedra, C. A., Marina Torres, A. & Reyes Trujillo, A. (2011). Does plant diversity benefit agroecosystems? A synthetic review. *Ecological Applications*, 21(1), 9-21.
<https://doi.org/10.2307/29779633>

Lin, B. B., Chappell, M. J., Vandermeer, J., Smith, G., Quintero, E., Bezner-Kerr, R., Griffith, D. M., Ketcham, S., Latta, S. C., McMichael, P., McGuire, K. L., Nigh, R., Rocheleau, D., Soluri, J., & Perfecto, I. (2011). Effects of industrial agriculture on climate change and

the mitigation potential of small scale agro ecological farms. CABI Reviews. CABI International. <https://doi.org/10.1079/PAVSNR20116020>.

Lin, H. C., Huber, J. A., Gerl, G., & Hülsbergen, K. J. (2017). Effects of changing farm management and farm structure on energy balance and energy use efficiency. A case study of organic and conventional farming systems in southern Germany. *European Journal of Agronomy*, 82, 242–253. <https://doi.org/10.1016/j.eja.2016.06.003>

Mackay, Gross, C. L., & Ryder, D. S. (2020). Increased reproductive success through parasitoid release at a range margin: Implications for range shifts induced by climate change. *Journal of Biogeography*, 47(5), 1041–1055. <https://doi.org/10.1111/jbi.13795>

Margaría, C. (2012). Enemigos naturales de arañas e insectos plaga: avispas esceliónidas (Hymenoptera: Platygastroidea), su importancia agronómica como potenciales agentes de control. Presentación PPT. Facultad de ciencias agrarias y forestales y Museo de La Plata. En línea: https://www.agro.unlp.edu.ar/sites/default/files/paginas/margaria_2012_enemigos_naturales.pdf

Marsh, P. M. (1975). A new species of *Apanteles* from South America being introduced into California. *Pan-Pac. Entomol.* 51(2):143–46. <https://www.jstor.org/stable/44577470>

Masner, L. (2006). Capítulo 59. Familia Diapriidae. En: Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá D. C. 894 p.

Masner, L. (2006). Capítulo 88. Familia Ceraphronidae. En: Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia.

Masner, L. & Arias-Penna, T. M. (2006). Capítulo 85. Familia Platygasteridae. En: Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia.

Masner, L. & Arias-Penna, T. M. (2006). Capítulo 86. Familia Scelionidae. En: Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia.

Michener, C. D. (2007). *The Bees the World*. The Johns Hopkins University Press.

Moreno, C., Arita, H. & Verdú, J. (2007). Elementos ecológicos e históricos como determinantes de la diversidad de especies en comunidades. En: Zunino, M. y Melic, A. (Eds.) *Escarabajos, diversidad y conservación biológica. Ensayos en homenaje a Gonzalo Halffter*. Sociedad Entomológica Aragonesa (S.E.A.). Monografías Tercer Milenio M3M, vol. 7

Moreira, E. F., Santos, R. L. d., Penna, U. L., Angel-Coca, C., de Oliveira, F. F., & Viana, B. F. (2016). Are pan traps colors complementary to sample community of potential pollinator insects? *J Insect Conserv* 20, 583–596. <https://doi.org/10.1007/s10841-016-9890-x>

Moreno, C. E. (2001). *M & T Manuales y Tesis SEA. Métodos para medir la biodiversidad*. M&T – Manuales y Tesis SEA, vol. 1. <http://entomologia.rediris.es/sea>

Morris, E. K., Caruso, T., Buscot, F., Fischer, M., Hancock, C., Maier, T. S., Meiners, T., Müller, C., Obermaier, E., Prati, D., Socher, S. A., Sonnemann, I., Wäschke, N., Wubet, T., Wurst, S., & Rillig, M. C. (2014). Choosing and using diversity indices: insights for ecological applications from the German Biodiversity Exploratories. *Ecology and evolution*, 4(18), 3514–3524. <https://doi.org/10.1002/ece3.1155>

Normandin, É., Vereecken, N. J., Buddle, C. M. & Fournier, V. (2017). Taxonomic and functional trait diversity of wild bees in different urban settings. *PeerJ* 5:e3051. <https://doi.org/10.7717/peerj.3051>

Palacio, E. E. & Wahl, D. B. (2006). Capítulo 28. Familia Ichneumonidae. En: Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia.

Pascual, U., Balvanera, P., Díaz, S., Pataki, G., Roth, E., Stenseke, M., Watson, R. T., Başak Dessane, E., Islar, M., Kelemen, E., Maris, V., Quaas, M., Subramanian, S. M., Wittmer, H., Adlan, A., Ahn, S., Al-Hafedh, Y., Amankwah, E., Asah, S. T., ... Yagi, N. (2017). Valuing nature's contributions to people: the IPBES approach. *Current Opinion in Environmental Sustainability*, 26-27, 7–16. <https://doi.org/10.1016/j.cosust.2016.12.006>

Peñalver-Cruz, A., Alvarez-Baca, J. K., Alfaro-Tapia, A., Gontijo, L., & Lavandero, B. (2019). Manipulation of Agricultural Habitats to Improve Conservation Biological Control in South America. *Neotropical Entomology*, 48(6), 875–898. <https://doi.org/10.1007/s13744-019-00725-1>

Perrings, C., Jackson, L., Bawa, K., Brussaard, L., Brush, S., Gavin, T., Papa, R., Pascual, U., & de Ruiter, P. C. (2006). Biodiversity in agricultural landscapes: saving natural capital without losing interest. *Conservation Biology*, 20(2), 263-264. <https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2006.00390.x>

Pfeiffer, D. A. (2006). *Eating Fossil Fuels: Oil, Food, and the Coming Crisis in Agriculture*. Gabriola Island, Canada: New Society Publishers. 127 pp.

Pfister, S., Bayer, P., Koehler, A. & Hellweg, S. (2011). Projected water consumption in future global agriculture: Scenarios and related impacts. *Science of the Total Environment*, 409(20), 4206–4216. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2011.07.019>

Pinto J. (2006). Capítulo 82. Familia Trichogrammatidae. En: Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia.

Poveda J. (2021). Insect frass in the development of sustainable agriculture. A review. *Agron. Sustain. Dev.* 41:5. <https://doi.org/10.1007/s13593-020-00656-x>

Price, P., Denno, R., Eubanks, M., Finke, D. & Kaplan, I. (2011). *Insect Ecology. Behavior, Populations and Communities*. Cambridge University Press.

Quicke D. J. L. (1997). *Parasitic wasps*. Chapman & Hall. 470 pp.

Quiroz, I. & Alférez, G. (2020). Image recognition of Legacy blueberries in a Chilean smart farm through deep learning. *Computers and Electronics in Agriculture*. 168. 105044. <https://doi.org/10.1016/j.compag.2019.105044>

Rahmann, G. (2011). Biodiversity and Organic Farming; What do we know? *Agric. For. Res.* 61,189–208.

https://www.fao.org/fileadmin/user_upload/sustainability/pdf/11_11_28_OA_biodiversity_Rahmann.pdf

Rawat, U. S., & Agarwal, N. K. (2015). Biodiversity: Concept, threats and conservation. *Environment Conservation Journal*, 16(3), 19–28.

<https://doi.org/10.36953/ECJ.2015.16303>

Rebolledo, C. (2016). Capítulo 1. Establecimiento del arándano. En: Undurraga, P., y Vargas, S. (eds.). *Manual del arándano*. Boletín INIA N° 263. 120 p. Instituto de Investigaciones Agropecuarias INIA, Centro Regional de Investigación Quilamapu, Chillán, Chile.

Risser P.G. (1987). Landscape Ecology: State of the Art. In: Turner, M.G. (eds) *Landscape Heterogeneity and Disturbance. Ecological Studies*, vol 64. Springer, New York, NY.

https://doi.org/10.1007/978-1-4612-4742-5_1

Rojas, S. (2005). Control biológico de plagas en Chile. Historia y avances. Instituto de Investigaciones Agropecuarias, INIA Ministerio de Agricultura Centro Regional de Investigación La Cruz (V Región).

Rusch, A., Chaplin-Kramer, R., Gardiner, M. M., Hawro, V., Holland, J., Landis, D., Thies, C., Tschardtke, T., Weisser, W. W., Winqvist, C., Woltz, M., & Bommarco, R. (2016).

Agricultural landscape simplification reduces natural pest control: A quantitative synthesis. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 221, 198–204. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2016.01.039>

Santos, B. (2017). Phylogeny and reclassification of Cryptini (Hymenoptera, Ichneumonidae, Cryptinae), with implications for ichneumonid higher-level classification: Phylogeny and reclassification of Cryptini. *Systematic Entomology*. 42. <https://doi.org/10.1111/syen.12238>.

Schauff, M., Gates, M. & La Salle, J. (2006). Capítulo 81. Familia Eulophidae. En: Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia.

Schmidt, M. H., & Tschardtke, T. (2005). Landscape context of sheetweb spider (Araneae: Linyphiidae) abundance in cereal fields. *Journal of Biogeography*, 32(3), 467–473. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2699.2004.01244.x>

Seufert, V., Ramankutty, N. & Foley, J. (2012). Comparing the yields of organic and conventional agriculture. *Nature* 485, 229–232. <https://doi.org/10.1038/nature11069>

Shafiee-Jood M. & Cai, X. 2016. Reducing Food Loss and Waste to Enhance Food Security and Environmental Sustainability. *Environ. Sci. Technol.* 50(16):8432–43

Smith-Ramírez, C., Vieli, L., Barahona-Segovia, R. M., Montalva, J., Cianferoni, F., Ruz, L., Fonturbel, F. E., Valdivia, C. E., Medel, R., Pauchard, A., Celis-Diez, J. L., Riesco, V., Monzón, V., Vivallo, F. & Neira, M. (2018). Las razones de por qué Chile debe detener la importación del abejorro comercial *Bombus terrestris* Linnaeus) y comenzar a controlarlo. *Gayana* 82(2), 118-127. <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-65382018000200118>

Sary, P., Gerding, M., Norambuena, H. & Remaudière, G. (1993). Environmental research on aphid parasitoid biocontrol agents in Chile (Hym. Aphidiidae; Hom., Aphidoidea). *J. Appl. Entomol.*, 5(3), 292–306. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0418.1993.tb00394.x>

Thies, C., Roschewitz, I., & Tschamtker, T. (2005). The landscape context of cereal aphid-parasitoid interactions. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 272(1559), 203–210. <https://doi.org/10.1098/rspb.2004.2902>

Thies, C., & Tschamtker, T. (1999). Landscape structure and biological control in agroecosystems. *Science*, 285(5429), 893–895. <https://doi.org/10.1126/science.285.5429.893>

Torrens, J., Fidalgo, P., Roig Asina, A. & Brothers, D. J. (2014). Review of the genus *Eotilla* Schuster, 1949 (Hymenoptera: Bradynobaenidae: Typhoctinae: Eotillini) and description of new species from Argentina; Magnolia Press; *Zootaxa*; 3878(1), 1-18. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3878.1.1>

Torréns, J., & Fidalgo, P. (2017). Two new species of *Bradynobaenus* Spinola, 1851 (Hymenoptera: Bradynobaenidae) in the semiarid area of Argentina. *Zootaxa*, 4232(2), 293-300. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4232.2.12>

Triplehorn, C.A. & N.F Johnson. (2005). *Borror and DeLong's Introduction to the Study of Insects*. Thomson Brooks/Cole.

Tscharntke, T., Klein, A. M., Kruess, A., Steffan-Dewenter, I., & Thies, C. (2005). Landscape perspectives on agricultural intensification and biodiversity – Ecosystem service management. *Ecology Letters*, 8(8), 857–874. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2005.00782.x>

Tscharntke, T., Batáry, P., & Dormann, C. F. (2011). Set-aside management: How do succession, sowing patterns and landscape context affect biodiversity? *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 143(1), 37–44. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2010.11.025>

Tsiafouli, M. A., Thébault, E., Sgardelis, S. P., de Ruiter, P. C., van der Putten, W. H., Birkhofer, K., Hemerik, L., de Vries, F. T., Bardgett, R. D., Brady, M. V., Bjornlund, L., Jørgensen, H. B., Christensen, S., Hertefeldt, T. D., Hotes, S., Gera Hol, W. H., Frouz, J., Liiri, M., Mortimer, ... Hedlund, K. (2015). Intensive agriculture reduces soil biodiversity across Europe. *Global change biology*, 21(2), 973–985. <https://doi.org/10.1111/gcb.12752>

United Nations. (2019). *WorldPopulation 2019 Wall Chart*.

Vera, M., Aguilera, A., & Rebolledo, R.. (2010). Comparison of relative abundance and diversity of coccinellids (Coleoptera: Coccinellidae) in blueberries (*Vaccinium corymbosum* L.), under two production systems in the La Araucanía Region,

Wäckers, Felix & Van Rijn, Paul. (2012). Pick and Mix: Selecting Flowering Plants to Meet the Requirements of Target Biological Control Insects. En: Gurr, G., Wratten, S. et al. (Eds.). *Biodiversity and Insect Pests: Key Issues for Sustainable Management*. 10.1002/9781118231838.ch9.

Wahis, R. & Rojas, F. (2003). Los pompilidos de Chile. (Hymenoptera: Pompilidae). *Rev. Chilena Ent.*, 29, 89-103. http://www.insectachile.cl/rchen/pdfs/2003v29/Wahis_Rojas_2003.pdf

Wallace, K. J. (2007). Classification of ecosystem services: Problems and solutions. *Biological Conservation* 139(3-4), 235-246. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2007.07.015>

Weibull, A. C., Östman, Ö. & Granqvist, Å. (2003). Species richness in agroecosystems: the effect of landscape, habitat and farm management. *Biodiversity and Conservation* 12, 1335–1355. <https://doi.org/10.1023/A:1023617117780>

Weinzettel J, Vačkářů D. & Medková H. (2019). Potential net primary production footprint of agriculture: A global trade analysis. *J. Ind. Ecol.* 23(5), 1133–42. <https://doi.org/10.1111/jiec.12850>

Westphal, C., Bommarco, R., Carré, G., Lamborn, E., Morison, N., Petanidou, T., Potts, S. G., Roberts, S. P. M., Szentgyörgyi, H., Tscheulin, T., Vaissière, B. E., Woyciechowski, M., Biesmeuer, J. C., Kunin, W. E., Settele, J., & Steffan-Dewenter, I. (2008). Measuring bee

- diversity in different European habitats and biogeographical regions. *Ecological Monographs*, 78(4), 653–671. <https://doi.org/10.1890/07-1292.1>
- Wiens, J. A. & Milne, B. T. (1989). Scaling of “landscapes” In: landscape ecology or landscape ecology from a beetle’s perspective. *Landscape Ecol* 3, 87-96. <https://doi.org/10.1007/BF00131172>
- Winqvist, C., Bengtsson, J., Aavik, T., Berendse, F., Clement, L. W., Eggers, S., Fischer, C., Flohre, A., Geiger, F., Liira, J., Pärt, T., Thies, C., Tschardtke, T., Weisser, W. W & Bommarco, R. (2011). Mixed effects of organic farming and landscape complexity on farmland biodiversity and biological control potential across Europe. *J. Appl. Ecol.* 48(3), 570–79. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2664.2010.01950.x>
- Wratten S. D., Shields, M. W. & González-Chang, M. (2019). Prospects for regenerative agriculture in Chile. *Agro Sur*. 47(2), 1–6. <https://doi.org/10.4206/agrosur.2019.v47n2-01>
- Wu, J. & Hobbs, R. (2007). Landscape ecology: The state of the science. In Key Topics in Landscape Ecology (pp. 271–287). Cambridge University Press. <https://doi.org/10.1017/CBO9780511618581.016>
- Zhu, P., Zheng, X., Xie, G., Chen, G., Lu, Z., & Gurr, G. (2020). Relevance of the ecological traits of parasitoid wasps and nectariferous plants for conservation biological control: a hybrid meta-analysis. *Pest management science*, 76(5), 1881–1892. <https://doi.org/10.1002/ps.5719>
- Zúñiga, E. (1985). Ochenta años de control biológico en Chile. *Agricultura Técnica (Chile)*, 45(3), 175–183. https://oes.chileanjar.cl/files/V45I3A01_es.pdf

ANEXOS

Apéndice 1. Base de datos construida por el autor sobre las avispas parasitoides encontradas en zona de producción agrícola de Chile. (Informando familia, especie, autor), origen clasificado como exóticas introducidas (I) y nativas (N). Se reportan además los hospederos conocidos según bibliografía.

	Familia	Especie	Determinante	Hospedero
1	Aphelinidae	<i>Aphelinus abdominalis</i>	(Dalman, 1820)	<i>Metopolophium dirhodum</i> , <i>Macrosiphum euphorbiae</i> (N)
2	Aphelinidae	<i>Aphelinus asychis</i>	Walker, 1839	<i>Diuraphis noxia</i>
3	Aphelinidae	<i>Aphelinus mali</i>	(Haldeman, 1851)	<i>Eriosoma lanigerum</i>
4	Aphelinidae	<i>Aphelinus varipes</i> *	(Förster, 1841)	<i>Metopolophium dirhodum</i> , <i>Sitobion avenae</i> , <i>Aphis gossypii</i> , <i>Diuraphis noxia</i> , <i>Rhopalosiphum maidis</i> , <i>Rhopalosiphum padi</i> , <i>Schizaphis graminum</i>
5	Aphelinidae	<i>Aphytis aonidiae</i>	Mercet, 1911)	<i>Quadraspidotus perniciosus</i> , <i>Aonidiella aurantii</i> , <i>Aonidiella orientalis</i> , <i>Aspidiotus nerii</i> , <i>Diaspidiotus perniciosus</i> , <i>Lepidosaphes ulmi</i>
6	Aphelinidae	<i>Aphytis chilensis</i>	Howard, 1900	<i>Aonidiella aurantii</i> , <i>Aspidiotus nerii</i> , <i>Chrysomphalus dictyospermi</i> , <i>Diaspidiotus perniciosus</i> , <i>Parlatoria oleae</i>
7	Aphelinidae	<i>Aphytis diaspidis</i>	(Howard, 1881)	<i>Quadraspidotus perniciosus</i> , <i>Aonidiella aurantii</i> , <i>Chrysomphalus aonidum</i> , <i>Lepidosaphes beckii</i> , <i>Parlatoria pergandii</i>
8	Aphelinidae	<i>Aphytis lepidosaphes</i>	Compere, 1955	<i>Aonidiella aurantii</i> , <i>Chrysomphalus aonidum</i> , <i>Chrysomphalus dictyospermi</i> , <i>Lepidosaphes beckii</i>
9	Aphelinidae	<i>Aphytis lingnanensis</i>	Compere, 1955	<i>Aonidiella aurantii</i> , <i>Aspidiotus nerii</i> , <i>Chrysomphalus aonidum</i> , <i>Chrysomphalus dictyospermi</i> , <i>Lepidosaphes beckii</i>
10	Aphelinidae	<i>Aphytis melinus</i>	DeBach, 1959	<i>Aonidiella aurantii</i> , <i>Aphis nerii</i> , <i>Aspidiotus nerii</i> , <i>Chrysomphalus dictyospermi</i> , <i>Lepidosaphes beckii</i>
11	Aphelinidae	<i>Aphytis mytilaspidis</i>	(Le Baron, 1870)	<i>Aulacaspis tegalensis</i> (A/L/N), <i>Aulacaspis tubercularis</i> (A/L), <i>Carulaspis minima</i> (A/N), <i>Chionaspis pinifoliae</i> (A/N), <i>Diaspidiotus ostreaeformis</i> (N), <i>Diaspidiotus perniciosus</i> (A/N), <i>Diaspis echinocacti</i> (A/N), <i>Epidiaspis leperii</i> (A/L), <i>Hemiberlesia lataniae</i> (A/N), <i>Lepidosaphes conchiformis</i> (A/N), <i>Lepidosaphes ulmi</i> (A), <i>Parlatoria blanchardi</i> (A/N), <i>Parlatoria oleae</i> (A), <i>Pinnaspis strachani</i> (A), <i>Quadraspidotus perniciosus</i> (A)
12	Aphelinidae	<i>Aphytis notialis</i>	De Santis, 1965	<i>Aspidiotus nerii</i>
13	Aphelinidae	<i>Azotus platensis</i>	(Brethes)	<i>Hemiberlesia lataniae</i> ; <i>Pseudaulacaspis pentagona</i>

				<i>Aleurocanthus woglumi</i> (A/N), <i>Aleurothrix floccosus</i> (N), <i>Aleurotrachelus atratus</i> (L), <i>Aleurotuba jelinekii</i> (A/N), <i>Parabemisia myricae</i> (P), <i>Phalera bucephala</i>
14	Aphelinidae	<i>Cales noacki</i>	Howard, 1907	
				<i>Coccus pseudomagnoliarum</i> (A/N), <i>Coccus viridis</i> (A/N), <i>Parasaissetia nigra</i> (A/N), <i>Parthenolecanium persicae</i> (A/N), <i>Saissetia oleae</i> (A/N)
15	Aphelinidae	<i>Coccophagus caridei</i>	Brethes, 1918	
				<i>Planococcoides njalensis</i> (A/N), <i>Planococcus citri</i> (A/N), <i>Pseudococcus calceolariae</i> (A/N), <i>Pseudococcus comstocki</i> (A/N), <i>Pseudococcus longispinus</i> (N), <i>Pseudococcus viburni</i> (A/N)
16	Aphelinidae	<i>Coccophagus gurneyi</i>	Compere, 1929	
				<i>Anapulvinaria pistaciae</i> , <i>Blastothrix longipennis</i> , <i>Ceroplastes ceriferus</i> (A/N), <i>Ceroplastes floridensis</i> (A/N), <i>Ceroplastes japonicus</i> (A/N), <i>Ceroplastes rusci</i> (A/N), <i>Coccus hesperidum</i> (A/N), <i>Coccus pseudomagnoliarum</i> (A/N), <i>Didesmococcus unifasciatus</i> (A/N), <i>Eulecanium tiliae</i> (A/L), <i>Metaphycus babajani</i> , <i>Parasaissetia nigra</i> (A/N), <i>Parthenolecanium persicae</i> (A/N), <i>Pulvinaria hydrangeae</i> (A/N), <i>Pulvinaria mesembryanthemi</i> (A/N), <i>Pulvinaria psidii</i> (A/N), <i>Pulvinaria ribesiae</i> (A/N), <i>Saissetia coffeae</i> (A/N), <i>Saissetia oleae</i> (A/N), <i>Sphaerolecanium prunastri</i> , <i>Toumeyella pini</i> (A/N)
17	Aphelinidae	<i>Coccophagus lycimnia</i>	(Walker, 1839)	
18	Aphelinidae	<i>Coccophagus modestus</i>	Silvestri, 1915	<i>Saissetia oleae</i> (A/N)
				<i>Parasaissetia nigra</i> (N), <i>Saissetia coffeae</i> (N), <i>Saissetia oleae</i> (A/N)
19	Aphelinidae	<i>Coccophagus ochraceus</i>	Howard, 1895	
				<i>Acyrtosiphon kondoi</i> (A/N), <i>Acyrtosiphon pisum</i> (A/N), <i>Aphis craccivora</i> (A/N), <i>Aphis fabae</i> (A/N), <i>Aphis gossypii</i> (A/N), <i>Aphis nasturtii</i> (A/N), <i>Aphis pomi</i> (A/N), <i>Brachycorynella asparagi</i> (A/N), <i>Brevicoryne brassicae</i> (A/N), <i>Ceratovacuna lanigera</i> (A/N), <i>Chromaphis juglandicola</i> (A/N), <i>Cryptomyzus galeopsidis</i> (A/N), <i>Diuraphis noxia</i> (A/N), <i>Dysaphis lappae cynarae</i> , <i>Dysaphis plantaginea</i> (A/N), <i>Hayhurstia atriplicis</i> (A/N), <i>Hyadaphis foeniculi</i> (A/N), <i>Illinoia liriodendri</i> (A/N), <i>Lipaphis erysimi</i> (A/N), <i>Macrosiphum euphorbiae</i> (A/N), <i>Metopolophium dirhodum</i> (A/N), <i>Microlophium carnosum</i> (A/N), <i>Myzus certus</i> (A/N), <i>Myzus persicae</i> (A/N), <i>Plutella xylostella</i> (L), <i>Rhopalosiphum insertum</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum maidis</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum padi</i> (A/N), <i>Scaeva latimaculata</i> , <i>Schizaphis graminum</i> (A/N), <i>Sitobion avenae</i> (A/N), <i>Toxoptera aurantii</i> (A/N)
20	Aphelinidae	<i>Diaeretiella rapae</i>	(McIntosh, 1855)	
21	Aphelinidae	<i>Encarsia aurantii</i> **	(Howard, 1894)	<i>Aspidiotus nerii</i>

				<i>Aonidiella aurantii</i> (A/N), <i>Aonidiella citrina</i> (N), <i>Aonidiella orientalis</i> (E/N/A), <i>Aspidiotus destructor</i> (A/N), <i>Aspidiotus nerii</i> (A/N), <i>Aulacaspis tubercularis</i> (A/L), <i>Ceroplastes floridensis</i> (A/N), <i>Ceroplastes rubens</i> (A/N), <i>Chrysomphalus aonidum</i> (N), <i>Chrysomphalus dictyospermi</i> (A/N), <i>Diaspidiotus ostreaeformis</i> (N), <i>Diaspidiotus perniciosus</i> (A/N), <i>Dynaspidiotus britannicus</i> (A/N), <i>Dynaspidiotus tsugae</i> (A/N), <i>Euonymus japonicus</i> , <i>Fiorinia externa</i> (A/N), <i>Fiorinia theae</i> (A/N), <i>Hemiberlesia lataniae</i> (A/N), <i>Hemiberlesia pitysophila</i> , <i>Hemiberlesia rapax</i> (N), <i>Lepidosaphes beckii</i> (A/N), <i>Lepidosaphes camelliae</i> (A/N), <i>Lepidosaphes gloverii</i> (A/N), <i>Parlatoria pergandii</i> (A/N), <i>Parlatoria ziziphi</i> (A/N), <i>Pinnaspis aspidistrae</i> (A/N), <i>Pinnaspis strachani</i> (N), <i>Pseudaonidia trilobitiformis</i> (A/N), <i>Pseudaulacaspis pentagona</i> (A/N), <i>Unaspis citri</i> (A/N), <i>Unaspis yanonensis</i> , <i>Quadraspidotus perniciosus</i>
22	Aphelinidae	<i>Encarsia citrina</i> ***	(Craw, 1891)	
23	Aphelinidae	<i>Encarsia formosa</i>	Gahan, 1924	<i>Aleuroglandulus malangae</i> , <i>Aleurotrachelus trachoides</i> , <i>Aleyrodes prolella</i> (A/N), <i>Aleyrodes spiraeoides</i> , <i>Bemisia tabaci</i> (N), <i>Bemisia tabaci</i> (MEAMI), <i>Bemisia tabaci</i> (MED), <i>Dialeurodes chittendeni</i> , <i>Dialeurodes citri</i> (A/N), <i>Hauptidia maroccana</i> , <i>Itopectis maculator</i> , <i>Pristomerus vulnerator</i> , <i>Trialeurodes ricini</i> (L), <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (N),
24	Aphelinidae	<i>Encarsia haitiensis</i>	Dozier, 1932	<i>Aleurodicus dispersus</i> (N/A), <i>Trialeurodes vaporariorum</i>
25	Aphelinidae	<i>Encarsia inaron</i> ****	(Walker, 1839)	<i>Acaudaleyrodes rachipora</i> , <i>Aleyrodes prolella</i> (A/N), <i>Bemisia tabaci</i> (N), <i>Coccus hesperidum</i> , <i>Siphoninus immaculatus</i> , <i>Siphoninus phillyreae</i> (N), <i>Trialeurodes ricini</i> (L), <i>Trialeurodes vaporariorum</i>
26	Aphelinidae	<i>Encarsia luteola</i>	Howard, 1895	<i>Aleurocybotus indicus</i> , <i>Bemisia tabaci</i> (N), <i>Trialeurodes packardi</i> , <i>Trialeurodes vaporariorum</i>
27	Aphelinidae	<i>Encarsia lycopersici</i>	De Santis, 1957	<i>Trialeurodes vaporariorum</i>
28	Aphelinidae	<i>Encarsia perniciosi</i>	Tower, 1913)	<i>Quadraspidotus perniciosus</i>
29	Aphelinidae	<i>Encarsia porteri</i> *V	(Mercet, 1928)	<i>Trialeurodes vaporariorum</i> , <i>Epinotia aporema</i> , <i>Phthorimaea operculella</i> , <i>Tuta absoluta</i> (E)
30	Aphelinidae	<i>Encarsia tricolor</i> *VI	Förster, 1878	<i>Aleurotuba jelinekii</i> (A/N), <i>Aleyrodes prolella</i> (A/N), <i>Bemisia tabaci</i> (A/N), <i>Dialeurodes citri</i> , <i>Encarsia formosa</i> , <i>Encarsia inaron</i> , <i>Siphoninus phillyreae</i> , <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (N), <i>Aleurothrixus sp</i>
31	Aphelinidae	<i>Encarsiella noyesi</i>	Hayat, 1983	<i>Aleurodicus cocois</i> (A/N), <i>Aleurodicus dispersus</i> (L/P), <i>Aleurodicus dugesii</i> , <i>Aleurodicus juleikae</i>
32	Aphelinidae	<i>Eretmocerus corni</i>	Haldeman, 1850	<i>Bemisia tabaci</i> (A/N/P), <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (N)
33	Aphelinidae	<i>Lounsburya trifasciata</i> *VII	(Compere, 1925)	<i>Saissetia oleae</i> (N)
34	Bethylidae	<i>Goniozus legneri</i>	Gordh, 1982	<i>Amyelois transitella</i> , <i>Apomyelois ceratoniae</i> , <i>Ephestia kuehniella</i> , <i>Galleria mellonella</i> , <i>Manduca sexta</i> , <i>Pectinophora gossypiella</i> , <i>Cydia pomonella</i> , <i>Lobesia botrana</i> , <i>Ectomyelois ceratoniae</i>
35	Bethylidae	<i>Parasierola nigrifemur</i>	(Ash.)	<i>Tuta absoluta</i> (L), <i>Rhyacionia buoliana</i>
36	Braconidae	<i>Adialytus salicaphis</i>	(Fitch, 1855)	<i>Chaitophorus leucomelas</i> , <i>Aphis craccivora</i> (A/N)
37	Braconidae	<i>Apanteles bourquini</i>	Blanchard, 1935	<i>Agrotis ipsilon</i> (L), <i>Macrosaccus robinella</i> , <i>Mythimna unipuncta</i> (L), <i>Phyllonorycter blancardella</i> (L), <i>Phyllonorycter crataegella</i> (L), <i>Pseudoleucania bilitura</i> (L)
38	Braconidae	<i>Apanteles camacho</i>	Silva Figueroa 1917	<i>Ormiscodes amphimone</i> (L), <i>Ormiscodes cinnamomea</i> (L)

39	Braconidae	<i>Apanteles dirphiae</i>	Silva Figueroa 1917	<i>Ormiscodes cinnamomea</i> (L)
				<i>Keiferia lycopersicella</i> (L) <i>Phthorimaea absoluta</i> (L) <i>Phthorimaea operculella</i> (L) <i>Tuta absoluta</i> (L)
40	Braconidae	<i>Apanteles gelechiidivoris</i>	Marsh, 1975	
41	Braconidae	<i>Apanteles laorae</i>	Porter, 1923	<i>Chilesia rudis</i> (L)
42	Braconidae	<i>Apanteles macromphaliae</i>	Silva Figueroa, 1917	<i>Ormiscodes cinnamomea</i> (L) <i>Macromphalia ancilla</i> (L)
43	Braconidae	<i>Apanteles paphi</i>	Schrottky	<i>Manduca sexta</i> (L)
44	Braconidae	<i>Apanteles piceotrichosus</i>	Blanchard, 1947	<i>Plutella xylostella</i> (L)
45	Braconidae	<i>Apanteles riverae</i>	Porter, 1916	<i>Manduca sexta</i> (L), <i>Orgyia antiqua</i> (L)
46	Braconidae	<i>Apanteles subandinus</i>	Blanchard, 1947	<i>Phthorimaea operculella</i>
47	Braconidae	<i>Aphaereta laeviscula</i>	(Spinola, 1851)	<i>Delia platura</i> (P), <i>Cochliomyia hominivorax</i>
				<i>Acyrtosiphon gossypii</i> (A/N), <i>Acyrtosiphon kondoi</i> (A/N), <i>Acyrtosiphon pisum</i> (A/N), <i>Aphis craccivora</i> (A/N), <i>Aphis fabae</i> (A/N), <i>Aphis fabae solanella</i> (A/N), <i>Aphis gossypii</i> (A/N), <i>Aphis nerii</i> (A/N), <i>Aulacorthum solani</i> (A/N), <i>Brachycaudus amygdalinus</i> (A/N), <i>Brachycaudus helichrysi</i> (A/N), <i>Brevicoryne brassicae</i> (A/N), <i>Diuraphis noxia</i> (A/N), <i>Hyalopterus pruni</i> , <i>Lipaphis erysimi</i> (A/N), <i>Myzus nicotianae</i> , <i>Myzus persicae</i> (N), <i>Pentalonia nigronervosa</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum maidis</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum padi</i> (A/N), <i>Schizaphis graminum</i> (A/N), <i>Sitobion avenae</i> (A/N), <i>Sitobion fragariae</i> (A/N), <i>Toxoptera aurantii</i> (A/N), <i>Toxoptera citricida</i> , <i>Toxoptera odinae</i> (A/N)
48	Braconidae	<i>Aphidius colemani</i> *VIII	Viereck, 1912	
				<i>Acyrtosiphon kondoi</i> (N), <i>Acyrtosiphon pisum</i> (A/N), <i>Aulacorthum solani</i> , <i>Chromatomyia horticola</i> (L), <i>Delphiniobium junackianum</i> (A/N), <i>Diuraphis noxia</i> (A/N), <i>Elatobium abietinum</i> , <i>Illinoia liriiodendri</i> (A/N), <i>Macrosiphoniella absinthii</i> (A/N), <i>Macrosiphum daphnidis</i> (A/N), <i>Macrosiphum euphorbiae</i> (A/N), <i>Metopolophium dirhodum</i> (A/N), <i>Microlophium carnosum</i> , <i>Myzus persicae</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum maidis</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum padi</i> (A/N), <i>Schizaphis graminum</i> (A/N), <i>Sipha maydis</i> (A/N), <i>Sitobion avenae</i> (A/N), <i>Sitobion fragariae</i> (A/N)
49	Braconidae	<i>Aphidius ervi</i>	Haliday, 1834	
				<i>Aphis craccivora</i> (A/N), <i>Aphis fabae</i> (N), <i>Aphis gossypii</i> (A/N), <i>Aphis nasturtii</i> (A/N), <i>Aulacorthum solani</i> (A/N), <i>Brachycaudus helichrysi</i> (A/N), <i>Brevicoryne brassicae</i> , <i>Diuraphis noxia</i> (A/N), <i>Dysaphis crataegi</i> (A/N), <i>Dysaphis lappae cynarae</i> , <i>Dysaphis plantaginea</i> (N), <i>Hyalopterus pruni</i> , <i>Israelaphis lambersi</i> , <i>Macrosiphum euphorbiae</i> (A/N), <i>Macrosiphum rosae</i> (A/N), <i>Myzus ascalonicus</i> (A/N), <i>Myzus persicae</i> (N), <i>Phorodon humuli</i> , <i>Rhopalosiphum maidis</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum padi</i> (A/N), <i>Schizaphis graminum</i> (A/N), <i>Sitobion avenae</i> (A/N), <i>Sitobion fragariae</i> (A/N), <i>Toxoptera aurantii</i>
50	Braconidae	<i>Aphidius matricariae</i> *IX	Haliday, 1834	
				<i>Acyrtosiphon pisum</i> (A/N), <i>Brevicoryne brassicae</i> , <i>Diuraphis noxia</i> (A/N), <i>Elatobium abietinum</i> , <i>Metopolophium dirhodum</i> (A/N), <i>Metopolophium festucae</i> (A/N), <i>Microlophium carnosum</i> , <i>Myzus persicae</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum padi</i> (A/N), <i>Schizaphis graminum</i> (A/N), <i>Sitobion avenae</i> (A/N), <i>Sitobion fragariae</i> (A/N)
51	Braconidae	<i>Aphidius rhopalosiphi</i>	Stefani-Pérez, 1902	
				<i>Acyrtosiphon kondoi</i> (N), <i>Acyrtosiphon pisum</i> (A/N), <i>Aphis craccivora</i> (A/N), <i>Brevicoryne brassicae</i>
52	Braconidae	<i>Aphidius smithi</i>	Sharma & Subba Rao, 1959	
				<i>Cavariella aegopodii</i> (A/N), <i>Chromaphis juglandicola</i> , <i>Hyadaphis foeniculi</i>
53	Braconidae	<i>Aphidius salicis</i>	Haliday, 1834	

54	Braconidae	<i>Aphidius uzbekistanicus</i>	Luzhetzki, 1960	<i>Aphis craccivora</i> (A/N), <i>Aphis gossypii</i> (A/N), <i>Diuraphis noxia</i> (A/N), <i>Hyalopterus pruni</i> , <i>Metopolophium dirhodum</i> (A/N), <i>Metopolophium festucae</i> (A/N), <i>Myzus persicae</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum maidis</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum padi</i> (A/N), <i>Schizaphis graminum</i> (A/N), <i>Sipha maydis</i> (A/N), <i>Sitobion avenae</i> (A/N), <i>Sitobion fragariae</i> (A/N), <i>Sitobion miscanthi</i> (A/N)
55	Braconidae	<i>Ascogaster quadridentata</i>	Wesmael, 1835	<i>Anarsia lineatella</i> (L), <i>Cydia fagiglandana</i> (L), <i>Cydia nigricana</i> (L), <i>Cydia pactolana</i> (L), <i>Cydia pomonella</i> (L), <i>Cydia splendana</i> (L), <i>Diatraea saccharalis</i> (L), <i>Etiella zinckenella</i> (L), <i>Grapholita funebrana</i> (L), <i>Grapholita molesta</i> (L), <i>Grapholita prunivora</i> (L), <i>Gypsonoma dealbana</i> (L), <i>Lobesia botrana</i> (L), <i>Loxostege sticticalis</i> (L), <i>Pammene fasciana</i> (L), <i>Spilonota ocellana</i> (L)
56	Braconidae	<i>Chelonus phthorimaeae</i>	Gahan, 1917	<i>Keiferia lycopersicella</i> (E/L), <i>Phthorimaea operculella</i> (E/L)
57	Braconidae	<i>Coeloides bostrichorum</i>	(Girault, 1917)	<i>Hylurgus ligniperda</i> , <i>Ips typographus</i> , <i>Pityogenes chalcographus</i>
58	Braconidae	<i>Cotesia congregata</i> *X	(Say, 1836)	<i>Acronicta rumicis</i> (L), <i>Agrotis segetum</i> (L), <i>Erinnyis ello</i> (L), <i>Helicoverpa zea</i> (L), <i>Heliothis virescens</i> (L), <i>Loxostege sticticalis</i> (L), <i>Manduca quinquemaculata</i> (L), <i>Manduca sexta</i> (L), <i>Pieris rapae</i> (L), <i>Xestia c-nigrum</i> (L)
59	Braconidae	<i>Cotesia glomerata</i> (tus) *XI	(Linnaeus, 1758)	<i>Antheraea assamensis</i> (L), <i>Aporia crataegi</i> (L), <i>Ascia monuste</i> (L), <i>Ascia monuste orseis</i> (L), <i>Autographa gamma</i> (L), <i>Chilo partellus</i> (L), <i>Deudorix isocrates</i> (L), <i>Helicoverpa armigera</i> (L), <i>Lymantria ampla</i> (L), <i>Mamestra brassicae</i> (L), <i>Manduca sexta</i> (L), <i>Mythimna loreyi</i> (L), <i>Mythimna separata</i> (L), <i>Nymphalis antiopa</i> (L), <i>Pieris brassicae</i> (L), <i>Pieris napi</i> (L), <i>Pieris rapae</i> (L), <i>Pieris rapae crucivora</i> (L), <i>Pontia daplidice</i> (L), <i>Spilarctia obliqua</i> (L), <i>Tiracola plagiata</i>
60	Braconidae	<i>Diaeretiella rapae</i>	(McIntosh, 1855)	<i>Acyrtosiphon kondoi</i> (A/N), <i>Acyrtosiphon pisum</i> (A/N), <i>Aphis craccivora</i> (A/N), <i>Aphis fabae</i> (A/N), <i>Aphis gossypii</i> (A/N), <i>Aphis nasturtii</i> (A/N), <i>Aphis pomi</i> (A/N), <i>Brachycorynella asparagi</i> (A/N), <i>Brevicoryne brassicae</i> (A/N), <i>Ceratovacuna lanigera</i> (A/N), <i>Chromaphis juglandicola</i> (A/N), <i>Cryptomyzus galeopsidis</i> (A/N), <i>Diuraphis noxia</i> (A/N), <i>Dysaphis lappae cynarae</i> , <i>Dysaphis plantaginea</i> (A/N), <i>Hayhurstia atriplicis</i> (A/N), <i>Hyadaphis foeniculi</i> (A/N), <i>Illinoia liriiodendri</i> (A/N), <i>Lipaphis erysimi</i> (A/N), <i>Macrosiphum euphorbiae</i> (A/N), <i>Metopolophium dirhodum</i> (A/N), <i>Microlophium carnosum</i> (A/N), <i>Myzus certus</i> (A/N), <i>Myzus persicae</i> (A/N), <i>Plutella xylostella</i> (L), <i>Rhopalosiphum insertum</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum maidis</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum padi</i> (A/N), <i>Scaeva latimaculata</i> , <i>Schizaphis graminum</i> (A/N), <i>Sitobion avenae</i> (A/N), <i>Toxoptera aurantii</i> (A/N)
61	Braconidae	<i>Ephedrus cerasicola</i>	Sary, 1962	<i>Aphis gossypii</i> (A/N), <i>Cryptomyzus galeopsidis</i> (A/N), <i>Hyperomyzus lactucae</i> (A/N), <i>Myzus persicae</i> (N)
62	Braconidae	<i>Ephedrus nacheri</i>	Quilis, 1934	<i>Rhopalosiphum padi</i> (A/N), <i>Diuraphis noxia</i>
63	Braconidae	<i>Ephedrus persicae</i>	Froggatt, 1904	<i>Aphis fabae</i> (A/N), <i>Aphis fabae solanella</i> (A/N), <i>Aphis glycines</i> (N), <i>Aphis gossypii</i> (A/N), <i>Aphis pomi</i> (A/N), <i>Aphis punicae</i> (A/N), <i>Diuraphis noxia</i> (A/N), <i>Dysaphis plantaginea</i> (A/N), <i>Hyalopterus amygdali</i> , <i>Hyalopterus pruni</i> , <i>Myzus persicae</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum insertum</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum padi</i> (A/N), <i>Toxoptera aurantii</i> , <i>persicae</i> (Sulzer), <i>Myzus ornatus</i> (Laing), <i>Brachycaudus helichryssi</i> (Kaltenbach)

				<i>Acyrtosiphon kondoi</i> (A/N), <i>Acyrtosiphon pisum</i> (A/N), <i>Aphis craccivora</i> (A/N), <i>Aphis fabae</i> (N), <i>Aphis glycines</i> (N), <i>Aphis gossypii</i> (A/N), <i>Aphis pomi</i> (A/N), <i>Aphis sambuci</i> (A/N), <i>Aphis spiraeicola</i> (A/N), <i>Brachycaudus helichrysi</i> (A/N), <i>Diuraphis noxia</i> (A/N), <i>Dysaphis plantaginea</i> (A/N), <i>Grapholita delineaana</i> (L), <i>Hyperomyzus lactucae</i> (A/N), <i>Hysteroneura setariae</i> , <i>Metopolophium dirhodum</i> (A/N), <i>Myzus persicae</i> (A/N), <i>Pentalonia nigronervosa</i> (A/N), <i>Phorodon humuli</i> , <i>Rhopalosiphum insertum</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum maidis</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum padi</i> (A/N), <i>Schizaphis graminum</i> (A/N), <i>Sipha maydis</i> (A/N), <i>Sitobion avenae</i> (A/N), <i>Sitobion fragariae</i> (A/N), <i>Sitobion rosaeiformis</i> (A/N)
64	Braconidae	<i>Ephedrus plagiator</i> *XII	(Nees, 1811)	
65	Braconidae	<i>Eubazus semirugosus</i>	(Nees, 1816)	<i>Pissodes castaneus</i> (L), <i>Pissodes nemorensis</i> (L), <i>Pissodes pini</i> , <i>Pissodes validirostris</i> (E)
66	Braconidae	<i>Habrobracon hebetor</i> *XIII	(Say, 1836)	<i>Antigastra catalaunalis</i> (L), <i>Apomyelois ceratoniae</i> , <i>Aproaerema modicella</i> (L), <i>Cadra calidella</i> (L), <i>Cadra cautella</i> (L), <i>Cadra figulilella</i> (L), <i>Caryedon serratus</i> , <i>Cnaphalocrocis medinalis</i> (L), <i>Coniesta ignefusalis</i> , <i>Conogethes punctiferalis</i> , <i>Corcyra cephalonica</i> (L), <i>Cydia leucostoma</i> (L), <i>Cydia pomonella</i> (L), <i>Earias vittella</i> (L), <i>Ephestia elutella</i> (L), <i>Ephestia kuehniella</i> (L/P), <i>Eulemma amabilis</i> (L), <i>Euzophera bigella</i> (L), <i>Fundella pellucens</i> (L), <i>Galleria mellonella</i> , <i>Geromyia penniseti</i> , <i>Grapholita funebrana</i> (L), <i>Helicoverpa armigera</i> (L), <i>Heliocheilus albipunctella</i> , <i>Hellula undalis</i> (L), <i>Homoeosoma nebulella</i> (L), <i>Lobesia botrana</i> (L), <i>Mamestra brassicae</i> (L), <i>Maruca vitrata</i> (L), <i>Nacoleia octasema</i> (L), <i>Opisina arenosella</i> , <i>Ostrinia nubilalis</i> (L), <i>Papilio demoleus</i> (L), <i>Pectinophora gossypiella</i> (L), <i>Phthorimaea operculella</i> (L), <i>Plodia interpunctella</i> (L), <i>Pseudohypatopa pulvereana</i> (L), <i>Sitotroga cerealella</i> (L), <i>Spodoptera littoralis</i> (L)
67	Braconidae	<i>Lysiphlebia japonica</i>	Ashmead, 1906)	<i>Aphis spiraeicola</i>
68	Braconidae	<i>Lysiphlebus testaceipes</i> *XIV	Cresson, 1880)	<i>Appelia tragopogonis</i> , <i>Aphis spiraeicola</i> , <i>Aphis chloris</i> (A/N), <i>Aphis craccivora</i> (N), <i>Aphis fabae</i> (N), <i>Aphis fabae cirsiacanthoidis</i> (A/N), <i>Aphis forbesi</i> , <i>Aphis frangulae</i> (A/N), <i>Aphis gossypii</i> (A/N), <i>Aphis nerii</i> (A/N), <i>Aphis pomi</i> (N), <i>Aphis spiraeicola</i> (N), <i>Brachycaudus helichrysi</i> (Kaltenbach), <i>Brachycaudus persicae</i> (Passerini), <i>Brevicorine brassicae</i> , <i>Chaetosiphon fragaefolii</i> (N), <i>Diuraphis noxia</i> (A/N), <i>Illinoia liriiodendri</i> (A/N), <i>Lysiphlebia japonica</i> , <i>Metopolophium dirhodum</i> , <i>Macrosiphum euphorbiae</i> (A/N), <i>Melanaphis sacchari</i> (A/N), <i>Myzus persicae</i> (A/N), <i>Pentalonia nigronervosa</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum maidis</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum padi</i> (A/N), <i>Sarucallis kahawaluokalani</i> (A/N), <i>Schizaphis graminum</i> (A/N), <i>Sitobion fragariae</i> (A/N), <i>Toxoptera aurantii</i> (A/N), <i>Toxoptera citricida</i> (A/N)
69	Braconidae	<i>Macrocentrus ancylovora</i> *XV	Rohwer, 1923	<i>Anarsia lineatella</i> (L), <i>Etiella zinckenella</i> (L), <i>Grapholita molesta</i> (L), <i>Homoeosoma electellum</i> (L), <i>Maruca vitrata</i> (L), <i>Rhyacionia frustrana</i> (L), <i>Rhyacionia rigidana</i> (L), <i>Cydia molesta</i> (L)
70	Braconidae	<i>Meteorus chilensis</i>	Porter, 1926	<i>Helicoverpa zea</i> (L)
71	Braconidae	<i>Microbracon gelechia</i>	Ashmead, 1889	<i>Anarsia ephippias</i> (L), <i>Antigastra catalaunalis</i> (L), <i>Aphis craccivora</i> (L), <i>Aproaerema modicella</i> (L), <i>Cnaphalocrocis medinalis</i> (L), <i>Cnephasia longana</i> (L), <i>Corcyra cephalonica</i> , <i>Cydia pomonella</i> (L), <i>Empoasca kerri</i> , <i>Galleria mellonella</i> , <i>Helicoverpa armigera</i> , <i>Hellula undalis</i> (L), <i>Omiodes indicata</i> (L), <i>Pectinophora gossypiella</i> (L), <i>Phthorimaea operculella</i> (L), <i>Sesamia inferens</i> (L)

72	Braconidae	<i>Microplitis minimalis</i>	Muesebeck	<i>Bedellia somnulentella</i>
73	Braconidae	<i>Opius chilensis</i>	De Santis, 1966	<i>Liriomyza quadrata</i> (D).
74	Braconidae	<i>Opius eurytenoides</i>	De Santis, 1966	<i>Liriomyza quadrata</i> (D).
75	Braconidae	<i>Orgilus obscurator</i>	(von Esenbeck , 1812)	<i>Rhyacionia buoliana</i> (L1 y L2), <i>Scrobipalpa ocellatella</i> (L)
76	Braconidae	<i>Pauesia juniperorum</i>	(Stary, 1960)	<i>Cinara cupressi</i> (A/N)
77	Braconidae	<i>Perilitus stuardoi</i>	Porter, 1926	<i>Coccinellidae</i>
78	Braconidae	<i>Praon gallicum</i>	(Stary, 1971)	<i>Metopolophium dirhodum</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum padi</i> (A/N), <i>Schizaphis graminum</i> (A/N), <i>Sitobion avenae</i> (A/N)
79	Braconidae	<i>Praon volucre</i> *XVI	(Haliday, 1833)	<i>Acyrtosiphon kondoi</i> (A/N), <i>Acyrtosiphon pisum</i> (A/N), <i>Aphis craccivora</i> (A/N), <i>Aphis fabae</i> (N), <i>Aphis gossypii</i> (A/N), <i>Aphis pomi</i> (A/N), <i>Aulacorthum solani</i> (A/N), <i>Brachycorynella asparagi</i> , <i>Brevicoryne brassicae</i> (A/N), <i>Diuraphis noxia</i> (A/N), <i>Dysaphis plantaginea</i> (A/N), <i>Elatobium abietinum</i> , <i>Hyalopterus pruni</i> , <i>Hyperomyzus lactucae</i> (A/N), <i>Macrosiphum daphnidis</i> (N), <i>Macrosiphum euphorbiae</i> (A/N), <i>Macrosiphum rosae</i> (A/N), <i>Metopolophium dirhodum</i> (A/N), <i>Microlophium carnosum</i> , <i>Myzus ascalonicus</i> (A/N), <i>Myzus persicae</i> (A/N), <i>Rhopalosiphum padi</i> (A/N), <i>Schizaphis graminum</i> (A/N), <i>Sitobion avenae</i> (A/N), <i>Sitobion fragariae</i> (A/N), <i>Toxoptera aurantii</i> (A/N), <i>Uroleucon cichorii</i>
80	Braconidae	<i>Pseudephedrus</i> sp. Stary, 1972	Stary, 1972	Áfidos de <i>Nothophagus</i> sp.
81	Braconidae	<i>Pseudephedrus longivalvus</i>	Stary, 1994	Áfidos de <i>Nothophagus</i> sp.
82	Braconidae	<i>Rogas nigriceps</i>	(Brethes, 1909)	<i>Rachiplusia nu</i>
83	Braconidae	<i>Trioxyx pallidus</i>	(Haliday, 1833)	<i>Callaphis juglandis</i> (A/N), <i>Chromaphis juglandicola</i> (A/N), <i>Eucallipterus tiliae</i> , <i>Monellia caryella</i> (A/N), <i>Monelliopsis pecanis</i> , <i>Myzocallis coryli</i> (A/N), <i>Pterocallis alni</i> (A/N), <i>Tuberculatus annulatus</i> (A/N)
84	Chalcididae	<i>Dirhiphagus ancilla</i>	(Walker)	<i>Macromphalia ancilla</i> (L)
85	Chalcididae	<i>Paridris chilensis</i>	Bréthes	<i>Ormiscodes cinnamomea</i> (L)
86	Chrysididae	<i>Cleptes nitidulus</i>	(Fabricius, 1804)	<i>Nematus turgaiensis</i>
87	Diapriidae	<i>Trichopria drosophilae</i>	(Perkins, 1910)	<i>Drosophila suzuki</i> (P)
88	Encyrtidae	<i>Acerophagus flavidulus</i>	(Brethes)	<i>Pseudococcus viburni</i>
89	Encyrtidae	<i>Adelencyrtus aulacaspidis</i> *XVII	(Bréthes, 1914)	<i>Aulacaspis roseae</i>
90	Encyrtidae	<i>Aenasisus punctatus</i>	Compere, 1937	<i>Pseudococcus longispinus</i>
91	Encyrtidae	<i>Ageniaspis citricolla</i>	Logvinovskaya,1983	<i>Phyllocnistis citrella</i>
92	Encyrtidae	<i>Anagyrus citri</i>	Agarwal, 1965	<i>Planococcus citri</i>
93	Encyrtidae	<i>Anagyrus fusciventris</i>	(Girault 1915)	<i>Phenacoccus gossypii</i> , <i>Planococcoides njalensis</i> , <i>Pseudococcus</i> spp., <i>Pseudococcus calceolariae</i> , <i>Pseudococcus longispinus</i> (A), <i>Pseudococcus viburni</i>
94	Encyrtidae	<i>Anagyrus pseudococci</i>	(Girault 1915)	<i>Planococcus citri</i>
95	Encyrtidae	<i>Arrenoclavus albicinctus</i>	De Santis	<i>Tuta absoluta</i> (L)
96	Encyrtidae	<i>Copidosoma desantisi</i>	Annecke & Mynhardt, 1974	<i>Tuta absoluta</i> (L), <i>Phthorimaea operculella</i> (E/L)
97	Encyrtidae	<i>Habrolepis dalmanni</i> *XVIII	Westwood, 1837)	<i>Asterodiaspis quercicola</i> , <i>Asterolecanium variolosum</i>
98	Encyrtidae	<i>Leptomastidea abnormis</i>	(Girault, 1915)	<i>Planococcus citri</i> (N), <i>Planococcus ficus</i>

99	Encyrtidae	<i>Leptomastix algerica</i>	Trjapitzin, 1989	<i>Pseudococcus viburni</i>
				<i>Dysmicoccus brevipes</i> , <i>Nipaeoccus viridis</i> , <i>Panonychus citri</i> , <i>Phenacoccus madeirensis</i> (A/N), <i>Phenacoccus solenopsis</i> (L), <i>Planococcoides njalensis</i> (A/N), <i>Planococcus citri</i> (A/N), <i>Planococcus ficus</i> , <i>Planococcus kenyae</i> , <i>Pseudococcus viburni</i>
100	Encyrtidae	<i>Leptomastix dactylopii</i>	Howard, 1885	
101	Encyrtidae	<i>Leptomastix epona</i>	(Walker, 1844)	<i>Pseudococcus viburni</i>
102	Encyrtidae	<i>Metaphycus anneckeii</i> *XIX	Guerrieri & Noyes, 2000	<i>Saissetia oleae</i>
			(Howard, 1881)(Ashmead, 1901)	<i>Saissetia oleae</i> , <i>Parthenolecanium persicae</i> , <i>P. corni</i> , <i>Ceroplastes sinensis</i> , <i>C. cirripediformis</i> , <i>Protospulvinaria pyriformis</i> , <i>Pulvinaria mesembryanthemi</i>
103	Encyrtidae	<i>Metaphycus flavus</i>		
				<i>Ceroplastes destructor</i> (N), <i>Ceroplastes rusci</i> , <i>Ceroplastes sinensis</i> , <i>C. cirripediformis</i> , <i>Chrysomphalus aonidum</i> , <i>Coccus hesperidum</i> , <i>Coccus pseudomagnoliarum</i> , <i>Coccus viridis</i> , <i>Parthenolecanium persicae</i> , <i>P. corni</i> , <i>Parasaissetia nigra</i> (N), <i>Protospulvinaria pyriformis</i> , <i>Pulvinaria mesembryanthemi</i> , <i>Saissetia coffeae</i> (N), <i>Saissetia oleae</i>
104	Encyrtidae	<i>Metaphycus helvolus</i>	(Compere, 1926)	
				<i>Coccus celatus</i> (A/E/N), <i>Coccus hesperidum</i> (A/N), <i>Coccus viridis</i> , <i>Parasaissetia nigra</i> (N), <i>Protospulvinaria pyriformis</i> , <i>Pulvinaria psidii</i> (A/N), <i>Saissetia coffeae</i> , <i>Saissetia oleae</i> (N)
105	Encyrtidae	<i>Metaphycus stanleyi</i>	Compere, 1940	
106	Encyrtidae	<i>Copidosoma teciae</i> *XX	Blanchard	<i>Polilla no Det. en Baccharis rosmannifolia</i>
107	Encyrtidae	<i>Pauridia peregrina</i>	Timberlake, 1919	<i>Planococcus citri</i>
108	Encyrtidae	<i>Pseudaphycus flavidulus</i> *XXI	(Brethes)	<i>Pseudococcus viburni</i>
109	Encyrtidae	<i>Pseudaphycus maculipennis</i>	Mercet, 1923	<i>Pseudococcus viburni</i> , <i>Planococcus citri</i>
110	Encyrtidae	<i>Pseudaphycus perdignus</i>	Compere & Zinna, 1955	<i>Planococcus citri</i>
111	Encyrtidae	<i>Psyllaephagus bliteus</i>	Riek, 1962	<i>Glycaspis brimblecombei</i>
112	Encyrtidae	<i>Psyllaephagus pilosus</i>	Noyes, 1988	<i>Ctenarytaina eucalypti</i>
113	Encyrtidae	<i>Syrphophagus chilensis</i>	De Santis, 1966	<i>Syrphidae</i>
				<i>Pseudococcus calceolariae</i> (N), <i>Pseudococcus longispinus</i> , <i>Pseudococcus viburni</i>
114	Encyrtidae	<i>Tetracnemoidea brevicornis</i>	(Girault, 1915)	
115	Encyrtidae	<i>Tetracnemus pretiosus</i>	Timberlake, 1929	<i>P. calceolariae</i> , <i>P. longispinus</i>
116	Eulophidae	<i>Bellerus anaitis</i> *XXII	(Walker, 1843)	<i>Thanatopsyche chilensis</i>
117	Eulophidae	<i>Ceraninus americensis</i>	(Girault, 1917)	<i>Frankliniella occidentalis</i>
118	Eulophidae	<i>Chrysocharis flacilla</i> *XXIII	(Walker, 1842)	<i>Liriomyza quadrata</i> (L), <i>L. huidobrensis</i> (L), <i>Lyrioniza sativae</i>
		<i>Chrysonotomyia chamaeleon</i> *XXIV	(Girault, 1922)	<i>Ophelimus migdanorum</i>
119	Eulophidae			
120	Eulophidae	<i>Didymotropis cercius</i>	(Walker, 1843)	<i>Liriomyza huidobrensis</i>
121	Eulophidae	<i>Dineulophus phthorimaeae</i>	De Santis, 1985	<i>Tuta absoluta</i> (L1 y L2)
122	Eulophidae	<i>Emersonella rotunda</i>	(Ashmead, 1894)	<i>Chelymorpha varians</i> Blanchard (Huevos)
123	Eulophidae	<i>Entedon magnificus</i>	(Girault & Dodd, 1913)	<i>Gonipterus platensis</i>
124	Eulophidae	<i>Entedonnonecremnus krauteri</i>	Zolnerowich & Rose, 1996	<i>Aleurodicus dugesii</i>
125	Eulophidae	<i>Horismenus ancilla</i>	(Brèthes, 1917)	<i>Macromphalia ancilla</i>
126	Eulophidae	<i>Oomyzus gallerucae</i>	(Fonscolombe, 1832)	<i>Xanthogaleruca luteola</i> , <i>Pyrrhalta luteola</i> (E)
127	Eulophidae	<i>Oomyzus sokolowskii</i> *XXV	(Kurdjumov, 1912)	<i>Plutella xylostella</i> (L/P)
128	Eulophidae	<i>Proacrias xenodice</i> *XXVI	(Walker, 1842)	<i>Liriomyza quadrata</i>

129	Eulophidae	<i>Quadrastichus mendeli</i>	Kim & La Salle (1913?)	<i>Leptocybe invasa</i>
130	Eulophidae	<i>Selitrichodes kryceri</i>	Kim & La Salle, 1913	<i>Leptocybe invasa</i>
131	Eulophidae	<i>Selitrichodes neseri</i>	Kim & La Salle, 1913	<i>Leptocybe invasa</i>
132	Eulophidae	<i>Thripobius javae</i> *XXVI	(Girault, 1917)	<i>Heliothrips haemorrhoidalis</i> (L)
133	Eulophidae	<i>Thripobius semiluteus</i>	Boucek, 1977	<i>Heliothrips</i> sp.
134	Ibaliidae	<i>Ibalia jakowlewi</i>	Jacobson, 1899	<i>Tremex fuscicornis</i> (L)
135	Ibaliidae	<i>Ibalia leucospoides</i>	(Hochenwarth, 1785)	<i>Sirex cyaneus</i> , <i>Sirex juvenicus</i> (L), <i>Sirex noctilio</i> , <i>Tremex fuscicornis</i> (L), <i>Urocerus gigas</i> , <i>Xeris spectrum</i>
136	Ichneumonidae	<i>Anacis rubripes</i>	(Spinola, 1851)	<i>Rhyacionia buoliana</i> (L1, L2)
137	Ichneumonidae	<i>Angitia leontinae</i>	(Bréthes)	<i>Plutella xylostella</i> (L)
138	Ichneumonidae	<i>Campoletis flavicincta</i> *XXVII	(Ashmead, 1890)	<i>Agrotis ipsilon</i> (L), <i>Epinotia aporema</i> , <i>Chrysodeixis includens</i> , <i>Feltia subterranea</i> , <i>Helicoverpa armigera</i> , <i>Helicoverpa zea</i> , <i>Heliothis virescens</i> , <i>Mythimna unipuncta</i> (L), <i>Pieris brassicae</i> , <i>Spodoptera</i> sp., <i>Spodoptera eridania</i> (L), <i>Spodoptera frugiperda</i> (L), <i>Spodoptera ornithogalli</i> , <i>Spoladea recurvalis</i> (L), <i>Trichoplusia ni</i> (L), <i>Udea rubigalis</i>
139	Ichneumonidae	<i>Campoletis sonorensis</i>	(Cameron, 1886)	<i>Chrysodeixis includens</i> , <i>Copitarsia consueta</i> , <i>Helicoverpa armigera</i> , <i>Helicoverpa punctigera</i> , <i>Helicoverpa zea</i> , <i>Heliothis phloxiphaga</i> , <i>Heliothis virescens</i> , <i>Manduca quinquemaculata</i> , <i>Manduca sexta</i> , <i>Rachiplusia nu</i> , <i>Spodoptera exigua</i> , <i>Spodoptera frugiperda</i> , <i>Trichoplusia ni</i> (L)
140	Ichneumonidae	<i>Campoplex capitator</i>	Aubert, 1960	<i>Eupoecilia ambiguella</i> (E) <i>Lobesia botrana</i> (L)
141	Ichneumonidae	<i>Diadegma leontinae</i>	(Brethes, 1923)	<i>Plutella xylostella</i>
142	Ichneumonidae	<i>Diplazon laetatorius</i> * XXVIII	(Fabricius, 1781)	<i>Syrphidae</i>
143	Ichneumonidae	<i>Ecpophys cyanea</i>	Townes, 1969	<i>Callisphyris</i> spp.
144	Ichneumonidae	<i>Galdiannus chilensis</i>	Gauld, & Wahl 2000	<i>Hoplopterus annulicornis</i>
145	Ichneumonidae	<i>Itopectis niobe</i>	(Schrottky 1902)	<i>Choristoneura</i> sp., <i>Cydia</i> sp., <i>Grapholita</i> sp., <i>Rhyacionia</i> sp.
146	Ichneumonidae	<i>Lathrolestes luteolator</i>	(Gravenhorst, 1829)	<i>Caliroa cerasi</i> (L)
147	Ichneumonidae	<i>Liotryphon caudatus</i>	(Ratzeburg, 1848)	<i>Cydia pomonella</i>
148	Ichneumonidae	<i>Mastrus ridens</i>	Horstmann	<i>Cydia pomonella</i>
149	Ichneumonidae	<i>Mastrus ridibundus</i>	(Gravenhorst, 1829)	<i>Cydia pomonella</i>
150	Ichneumonidae	<i>Megarhyssa nortoni</i>	(Cresson, 1864)	<i>Sirex noctilio</i> , <i>Urocerus</i>
151	Ichneumonidae	<i>Megarhyssa praecellens</i>	(Tosquinet, 1889)	<i>Sirex noctilio</i> (L), <i>Urocerus japonicus</i> , <i>Xeris spectrum</i> , <i>Tremex fuscicornis</i> (L)
152	Ichneumonidae	<i>Neocryptopterix hypodyneri</i>	(Porter, 1967)	<i>Rhyacionia buoliana</i> (L5, L6)
153	Ichneumonidae	<i>Pimpla fuscipes</i> * XXIX	Brulle, 1846	<i>Rhyacionia buoliana</i> (L5, L6), <i>Pieris brassicae</i> (L), <i>Rachiplusia un</i>
154	Ichneumonidae	<i>Rhyssa persuasoria</i>	(Linnaeus, 1758)	<i>Sirex noctilio</i> , <i>Urocerus gigas</i>
155	Ichneumonidae	<i>Sphecochaga vesparum</i>	(Curtis, 1828)	<i>Vespa orientalis</i> , <i>Vespula germanica</i> (L/P), <i>Vespula pensylvanica</i> (P), <i>Vespula vulgaris</i>
156	Ichneumonidae	<i>Temelucha platensis</i>	(Bréthes, 1917)	<i>Rhyacionia buoliana</i> (L1, L2); <i>Phthorimaea operculella</i>
157	Ichneumonidae	<i>Thymebatis hichinsi</i>	Porter, 1980	<i>Copitarsia decolora</i>
158	Ichneumonidae	<i>Trachysphyrus nigricornis</i>	Brullé	<i>Agrotis</i> sp. (P)

				<i>Apomyelois ceratoniae</i> , <i>Cadra cautella</i> , <i>Corcyra cephalonica</i> , <i>Ephesia elutella</i> (L), <i>Ephesia kuehniella</i> (L/P), <i>Galleria mellonella</i> , <i>Grapholita funebrana</i> , <i>Pammene fasciana</i> (P), <i>Plodia interpunctella</i>
159	Ichneumonidae	<i>Venturia canescens</i> * XXX	(Gravenhorst, 1829)	
160	Ichneumonidae	<i>Xiphonychidion horsti</i> *XXXI	(Brethes, 1916)	<i>Macromphalia ancilla</i> (L)
161	Mymaridae	<i>Anagrus avalae</i> * XXXII	Soyka, 1956	<i>Erythroneura comes</i> (E), <i>Ribautiana tenerima</i> (E)
162	Mymaridae	<i>Anagrus armatus</i>	(Ashmed, 1887)	<i>Delphacodes kuscheli</i> , <i>Diaspidiotus perniciosus</i> (E), <i>Edwardsiana crataegi</i> , <i>Edwardsiana rosae</i> (E), <i>Empoasca fabae</i> (E), <i>Empoasca curveola</i> (E), <i>Erythroneura comes</i> (E), <i>Edwardsiana froggatti</i> , <i>Saccharosydne procerus</i> (E), <i>Typhlocyba pomaria</i> (E)
163	Mymaridae	<i>Anaphes inexpectatus</i>	Huber & Prinsloo, 1990	<i>Gonipterus gibberus</i> (E), <i>Gonipterus scutellatus</i> (E), <i>Gonipterus platensis</i>
164	Mymaridae	<i>Anaphes nitens</i>	(Girault, 1928)	<i>Gonipterus gibberus</i> (E), <i>Gonipterus scutellatus</i> (E), <i>Gonipterus platensis</i>
165	Mymaridae	<i>Anaphes tasmaniae</i>	Huber & Prinsloo, 1990	<i>Gonipterus gibberus</i> (E), <i>Gonipterus scutellatus</i> (E), <i>Gonipterus platensis</i>
166	Mymaridae	<i>Avetianella longoi</i>	Siscaro, 1992	<i>Phoracantha recurva</i> (E), <i>Phoracantha semipunctata</i> (E)
167	Mymaridae	<i>Cleruchoides noackae</i>	Lin & Hubber	<i>Thaumastocoris peregrinus</i>
168	Perilampidae	<i>Perilampus tristis</i>	Mayr, 1905	<i>Rhyacionia buoliana</i> (L1 y L2)
169	Platygastridae	<i>Amithus spiniferus</i>	(Brèthes, 1914)	<i>Aleurothrixus floccosus</i>
170	Platygastridae	<i>Fidiobia asina</i>	(Loiacono, 1982)	<i>Naupactus xanthographus</i> (E), <i>Naupactus cervinus</i> (E)
171	Pteromalidae	<i>Scutellista caerulea</i> * XXXIII	(Fonscolombe, 1832)	<i>Saissetia oleae</i> , <i>Parthenolecanium persicae</i> , <i>P. corni</i> , <i>Ceroplastes sinensis</i> , <i>C. cirripediformis</i> , <i>Protopulvinaria pyriformis</i> , <i>Pulvinaria mesembryanthemi</i>
172	Pteromalidae	<i>Cheiropachus colon</i>	(Linnaeus, 1758)	<i>Scolitus rugulosus</i>
173	Pteromalidae	<i>Cheiropachus quadrum</i>	(Fabricius, 1787)	<i>Scolitus rugulosus</i>
174	Pteromalidae	<i>Dibrachys cavus</i> * XXXIV	(Walker, 1835)	<i>Lobesia botrana</i> , <i>Cryptophlebia carpophagoides</i>