

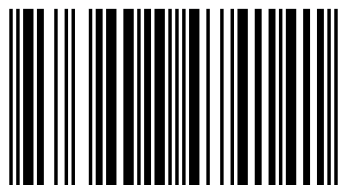
Enemigos naturales de cultivos de trigo y alfalfa en Argentina

El presente trabajo se refiere al rol de las arañas y nemátodos como enemigos naturales de insectos plaga de agroecosistemas de importancia económica en Argentina. Abarca los conceptos básicos del control biológico, las características de los cultivos de trigo y alfalfa, así como también sus plagas primarias. Se describe la biodiversidad de arañas encontradas, la estructura de sus comunidades, los gremios registrados y su rol como depredadoras de distintos insectos plaga mediante experiencias de depredación a campo. Se presentan además las principales relaciones de los entomonemátodos con sus hospederos y ensayos de patogenicidad y virulencia en laboratorio. Finalmente se detalla el impacto de las prácticas agrícolas convencionales sobre este grupo de enemigos naturales.



Andrea Viviana Armendano

Licenciada en Zoología y Doctor en Ciencias Naturales egresada de la Facultad de Ciencias Naturales y Museo de la UNLP. Becaria de postgrado de la CIC y la FCNyM (UNLP). Desarrolla esta línea de trabajo sobre arañas de agroecosistemas desde 1997. Cuenta con varios trabajos publicados en revistas científicas, congresos, cursos y seminarios dictados



978-3-8484-7414-1

editorial académica española

Enemigos naturales de cultivos



Andrea Viviana Armendano · Nora Camino · Alda González

Enemigos naturales de cultivos de trigo y alfalfa en Argentina

Arañas depredadoras y Nemátodos parásitos y patógenos de insectos plagas de cultivo

**Andrea Viviana Armendano
Nora Camino
Alda González**

Enemigos naturales de cultivos de trigo y alfalfa en Argentina

**Andrea Viviana Armendano
Nora Camino
Alda González**

**Enemigos naturales de cultivos de
trigo y alfalfa en Argentina**

**Arañas depredadoras y Nemátodos parásitos y
patógenos de insectos plagas de cultivo**

Editorial Académica Española

Impresión

Información bibliográfica publicada por Deutsche Nationalbibliothek: La Deutsche Nationalbibliothek enumera esa publicación en Deutsche Nationalbibliografie; datos bibliográficos detallados están disponibles en internet en <http://dnb.d-nb.de>.

Los demás nombres de marcas y nombres de productos mencionados en este libro están sujetos a la marca registrada o la protección de patentes y son marcas comerciales o marcas comerciales registradas de sus respectivos propietarios. El uso de nombres de marcas, nombre de producto, nombres comunes, nombre comerciales, descripciones de productos, etc. incluso sin una marca particular en estas publicaciones, de ninguna manera debe interpretarse en el sentido de que estos nombres pueden ser considerados ilimitados en materias de marcas y legislación de protección de marcas y, por lo tanto, ser utilizadas por cualquier persona.

Imagen de portada: www.ingimage.com

Editor: Editorial Académica Española es una marca de
LAP LAMBERT Academic Publishing GmbH & Co. KG
Heinrich-Böcking-Str. 6-8, 66121 Saarbrücken, Alemania
Teléfono +49 681 3720-310, Fax +49 681 3720-3109
Correo Electronico: info@eae-publishing.com

Publicado en Alemania

Schaltungsdienst Lange o.H.G., Berlin, Books on Demand GmbH, Norderstedt,
Reha GmbH, Saarbrücken, Amazon Distribution GmbH, Leipzig
ISBN: 978-3-8484-7414-1

Imprint (only for USA, GB)

Bibliographic information published by the Deutsche Nationalbibliothek: The Deutsche Nationalbibliothek lists this publication in the Deutsche Nationalbibliografie; detailed bibliographic data are available in the Internet at <http://dnb.d-nb.de>.

Any brand names and product names mentioned in this book are subject to trademark, brand or patent protection and are trademarks or registered trademarks of their respective holders. The use of brand names, product names, common names, trade names, product descriptions etc. even without a particular marking in this works is in no way to be construed to mean that such names may be regarded as unrestricted in respect of trademark and brand protection legislation and could thus be used by anyone.

Cover image: www.ingimage.com

Publisher: Editorial Académica Española is an imprint of the publishing house
LAP LAMBERT Academic Publishing GmbH & Co. KG
Heinrich-Böcking-Str. 6-8, 66121 Saarbrücken, Germany
Phone +49 681 3720-310, Fax +49 681 3720-3109
Email: info@eae-publishing.com

Printed in the U.S.A.

Printed in the U.K. by (see last page)

ISBN: 978-3-8484-7414-1

Copyright © 2012 by the author and LAP LAMBERT Academic Publishing GmbH & Co. KG
and licensors

All rights reserved. Saarbrücken 2012

ÍNDICE

Capítulo 1 MIP y control biológico.....	5
1.1. Características de los agroecosistemas.....	6
Cultivo de Alfalfa	6
Cultivo de Trigo de invierno.....	7
1.2. Plagas primarias que afectan los cultivos de trigo y alfalfa	8
1.3. Relación parásito- hospedador y depredador-presa	9
1.4. Bibliografía.....	10
Capítulo 2 Biodiversidad en los agroecosistemas.....	14
2.1. La comunidad de arañas de agroecosistemas	16
2.2. Estructura del hábitat y gremios	17
2.3. Arañas de los cultivos de trigo y alfalfa	18
2.4. Bibliografía	28
Capítulo 3 Biodiversidad de nemátodos parásitos de insectos plaga en agroecosistemas	36
3.1. Bibliografía	43
Capítulo 4 Rol depredador de las arañas de agroecosistemas	44
Efecto Top-down y caza superflua	44
El rol de los depredadores generalistas	45
Las arañas como agentes de control biológico	46

4.1. Experiencias de depredación de las arañas sobre los principales grupos de plagas de los cultivos de trigo y alfalfa	47
Recolección, cría y mantenimiento de los ejemplares utilizados en las experiencias	47
Experiencias.- Procedimientos y condiciones	49
Ensayo de selectividad	50
Tasas de consumo	51
Efecto de los depredadores aisladamente y en conjunto sobre el número de presas	52
Efecto indirecto de los depredadores sobre la vegetación	52
4.2. Resultados	53
4.3. Bibliografía	60
Capítulo 5 Relaciones de los entomonemátodos con sus hospederos	68
Rhabditida	68
Foresis	68
Parasitismo facultativo	69
Parasitismo obligado	70
Patógenos	72
Oxyurida	74
Parasitismo obligado. Tracto digestivo	74
Tylenchida	75
Foresis	75
Parasitismo facultativo	76
Parasitismo obligado	77
Patógenos	77
Enoplida	77
Parasitismo obligado. Cavidad general del cuerpo. Patógenos ..	77
Mermítidos patógenos de insectos acuáticos	78
Mermítidos patógenos de mosquitos	78
Mermítidos patógenos de simúlidos	78
Mermítidos patógenos de insectos terrestres	79

5.1. Relación de los entomonemátodos con depredadores	80
5.2. Experiencias de patogenicidad y virulencia	82
Metodología de estudio	82
Índices de patogenicidad y virulencia. Técnicas	84
5.3. Bibliografía	85
Capítulo 6. Impacto de las prácticas agrícolas sobre la comunidad de enemigos naturales	86
6.1. Efecto de las labores de siembra y recolonización	87
6.2. Efecto de los insecticidas	88
6.3. Algunas alternativas para favorecer el mantenimiento de los enemigos naturales ...	89
6.4. Bibliografía	90

Capítulo 1

MIP y Control Biológico

A mediados de la década del cuarenta, luego de la Segunda Guerra Mundial la agricultura se intensificó de tal manera, que surgieron amplias áreas sembradas con una limitada selección de monocultivos, incrementándose el uso de pesticidas y fertilizantes inorgánicos. Estos cambios resultaron en varios efectos negativos como la extinción de especies, el surgimiento de plagas resistentes, la pérdida de nutrientes y la alta toxicidad con efecto residual de los pesticidas que contribuyen a la contaminación ambiental e intoxicaciones humanas (Altieri, 1995). En los años sesenta comienza un cambio de enfoque en lo referente al control de las plagas agrícolas, sentándose las bases de lo que hoy se conoce como Manejo Integrado de Plagas (MIP). Este se define como una estrategia de control aplicado, que combina e integra el control biológico y químico. El manejo integrado hace uso del control biológico que se da naturalmente, como así también del control biológico por manipulación o inducido por agentes bióticos (Stern *et al.*, 1959). Estas estrategias de manejo se centran en la prevención a largo plazo y la supresión de los problemas de plagas con un mínimo impacto sobre la salud humana, el ambiente y el resto de los organismos. Para ello se utilizan la alternancia de especies de plantas o variedades resistentes a las plagas, se seleccionan los pesticidas de menor toxicidad y se adoptan distintas prácticas de manejo, de fertilización o irrigación (Flint *et al.*, 1991). Desde sus inicios el MIP tuvo como eje central la disminución significativa del impacto perjudicial del uso de agroquímicos (Metcalf & Luckman, 1994), donde las tácticas de manejo coordinadas se basan en el análisis del costo/beneficio y tienen en cuenta el interés y el impacto sobre los productores, la sociedad y el ambiente (Kogan, 1998).

El otro concepto fundamental del MIP es el control biológico que llevan a cabo los enemigos naturales, entendiéndose como tales a los parásitos, parasitoides, patógenos y depredadores. Existen tres tipos básicos de estrategias de control biológico: 1) la importación y establecimiento de enemigos naturales exóticos para control de plagas exóticas o autóctonas; 2) cría masiva de enemigos naturales en laboratorio para su posterior liberación y 3) la conservación de los enemigos naturales nativos (Nicholls & Altieri, 2005a, b). Las arañas debido a su rol como depredadores generalistas encuadran

en este último caso, pudiendo ejercer en ciertas circunstancias una acción complementaria sobre el control que realizan los enemigos especialistas.

1.1. Características de los agroecosistemas

Los sistemas agrícolas constituyen ambientes ampliamente disturbados. La agricultura moderna caracterizada por la utilización altos insumos de plaguicidas, herbicidas y fertilizantes sintéticos ha tenido un impacto nocivo sobre la diversidad de los recursos genéticos de las variedades de cultivos y sobre la diversidad de las especies silvestres de la flora y de la fauna. También estos ambientes están sometidos a disturbios mecánicos propios de los métodos de labranza convencional, responsable de la degradación edáfica (destrucción de la materia orgánica y la microestructura del suelo, erosión y la pérdida de fertilidad): La tendencia a la agricultura intensiva de cultivos sin rotación afecta principalmente a la sobrevivencia de agentes patógenos, predominio de plagas y enfermedades que afectan la productividad.

Progresivamente y como consecuencia de la simplificación agrícola a través de los monocultivos, son reemplazados los métodos naturales de dispersión de semillas por la siembra mecanizada y los controles naturales de las poblaciones de depredadores y patógenos por plaguicidas químicos. Además, se alteran los procesos de descomposición debido a la cosecha de las plantas, como así también el reciclaje biológico de nutrientes (Glissman, 1998).

Cultivo de alfalfa

La alfalfa (*Medicago sativa* Linneo) pertenece a la familia de las leguminosas. Es una planta perenne, con una raíz pivotante principal muy desarrollada y muchas raíces secundarias, lo que le permite una gran resistencia a la sequía. Posee tallos erectos y consistentes, con hojas trifoliadas y pecioladas. Las flores, se presentan en racimos axilares, son grandes (8-10 mm), con la corola violácea o azul. El fruto es indehiscente y cada legumbre alberga semillas arrifonadas de 1,5 a 2,5 mm de longitud. Este cultivo es utilizado como forraje y se ha adaptado exitosamente a los climas templados. Produce excelentes pasturas para el ganado vacuno, equino y porcino, caracterizadas por el alto rendimiento y calidad de la cobertura vegetal (Harcourt *et al.*, 1986). Es una fuente económica de proteínas y una de las especies forrajeras de mayor importancia en Argentina, que actualmente se cultiva en todo el país, principalmente en la región pampeana. Provee un hábitat favorable y un recurso alimenticio considerable para un

gran número de especies de insectos, muchos de los cuales son considerados plagas debido al daño causado por su alimentación sobre las hojas, tallos y raíces de las plantas.

Cultivo de trigo de invierno

El trigo (*Triticum aestivum* Linneo) es una planta anual de la familia de las gramíneas, ampliamente cultivada en todo el mundo. Es uno de los tres cereales más producidos globalmente, junto al maíz y el arroz, y el más consumido por el hombre en la civilización occidental desde la antigüedad. El grano del trigo es utilizado para hacer harina, harina integral, sémola, cerveza y una gran variedad de productos alimenticios. La raíz es fasciculada, alcanzando una profundidad entre 25 cm hasta un metro de profundidad. Los tallos alcanzan entre 0,5 a 1 m de altura y son poco ramificados. Las hojas tienen forma lineal lanceolada (alargadas, rectas y terminadas en punta) con vaina, lígula y aurículas bien definidas. La inflorescencia es una espiga compuesta por un raquis, sobre el cual van dispuestas 20 a 30 espiguillas en forma alterna y compacta, llevando cada una nueve flores.

Los granos son carióspsides que presentan forma ovalada con sus extremos redondeados. El germen sobresale en uno de ellos y en el otro hay un mechón de pelos finos, el resto del grano se denomina endospermo, el cual es un depósito de alimentos para el embrión que representa el 82% del peso del grano. La variedad de invierno se siembra en otoño y se cosecha en verano. Se cultiva en climas templados y de pluviosidad constante, madura más lentamente y produce cosechas de mayor rendimiento y menor riqueza proteica (Carrasco & Baez, 2006).

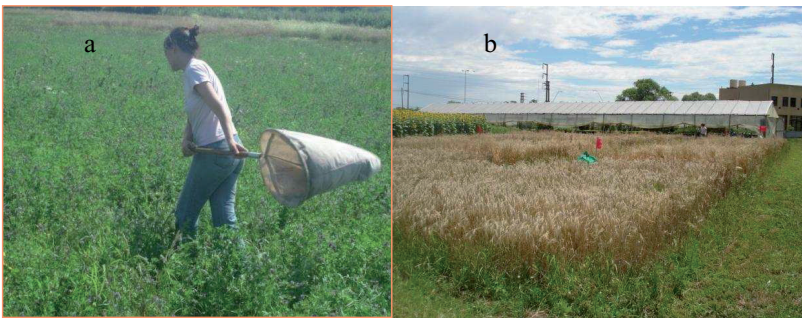


Foto 1: Cultivo de alfalfa (a) y trigo (b), provincia de Buenos Aires, Argentina

Fotos: Eduardo Mandes Marchel

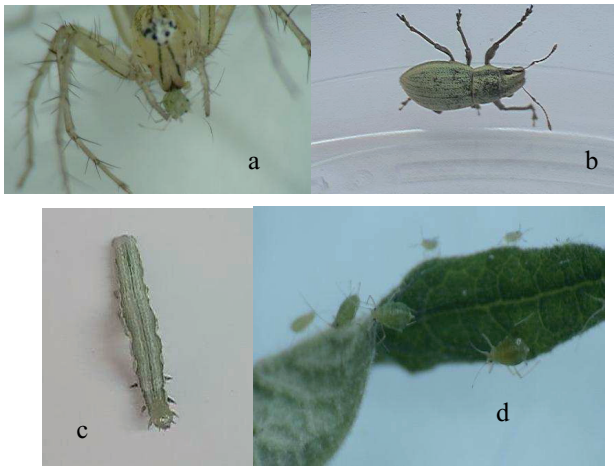


Foto 2: Principales plagas de los cultivos de trigo y alfalfa
 (a) Araña depredando un pulgón (b) Gorgojos (c) Larva defoliadora
 (d) Pulgones
 Fotos: Andrea Armendano

1.2. Plagas primarias que afectan los cultivos de trigo y alfalfa

Tanto la alfalfa (*M. sativa*) como el trigo (*T. aestivum*) se ven comúnmente afectados por tres grupos de plagas primarias, las orugas defoliadoras y cortadoras, los gorgojos y los pulgones (Harcourt *et al.* 1986). Dado que los alfalfares tienen un tiempo de vida útil de cuatro a seis años, constituyen un especial microclima para numerosos insectos, entre ellos los pulgones. En nuestro país son cuatro las especies de pulgones que atacan la alfalfa: *Acyrtosiphon pisum* (Harris), *Acyrtosiphon kondoi* Shinji, *Therioaphis maculata* (Buckton) y *Aphis crassivora* Koch (Harcourt *et al.* 1986; Aragón, 2004). En el trigo los pulgones producen la típica atrofia del crecimiento de la planta y clorosis en las hojas.

En el segundo grupo de plagas se encuentran las larvas de Lepidópteros tales como: *Colias lesbia* (Fabricius), *Anticarsia gemmatalis* Hübner, *Rachiplusia nu* Guenée, *Agrotis malefida* Guenée, etc., que originan graves daños en el cultivo de alfalfa (Aragón,

2004) y *Pseudaletia adultera* (Scahus) y *Spodoptera frugiperda* (Smith) en trigo (Carrasco & Baez, 2006).

El tercer grupo plaga lo constituyen los gorgojos (Coleoptera: Curculionidae) que se conocen como “el complejo de gorgojos de la alfalfa” que reúne alrededor de 20 especies de rostro corto (Harcourt *et al.*, 1986; Lanteri dir., 1994) y *Listronotus bonariensis* (Kuschel), denominada vulgarmente “gorgojo argentino del tallo” (Gallez *et al.*, 1995; Lanteri *et al.*, 1997), que afecta al trigo y a otros cereales de invierno.

1.3. Relación parásito- hospedador y depredador-presa

Las comunidades existentes en los diferentes ecosistemas se caracterizan por presentar una gran diversidad de especies, donde las unidades funcionales están representadas por las poblaciones de organismos que constituyen grupos aún mayores que interactúan entre sí. Las principales influencias sobre el crecimiento poblacional están relacionadas con las diversas interrelaciones que se establecen entre las especies, incluidas la competencia intra e interespecífica, depredación, parasitismo y coevolución.

Una de las relaciones fundamentales que se establecen en los ecosistemas es la depredación, que consiste en el consumo de un organismo viviente, ya sea animal o vegetal por otro. Entre los depredadores y las presas existen relaciones de denso-dependencia, es decir que, las poblaciones de presas y depredadores varían periódicamente; si aumenta el número de presas, aumenta el número de depredadores y viceversa.

Las arañas se incluyen dentro de los depredadores, y se alimentan principalmente de insectos, otras arañas, y algunos pequeños vertebrados. En general, atacan a sus presas con relación a la tasa de encuentro, y cuanto mayor es la densidad de una población presa (como ocurre en numerosos monocultivos), mayor es la proporción de ataques hacia dicha presa (Riechert & Gillespie, 1983). Presentan ciclos de vida largos, son resistentes a la falta de alimento y desecación. Se mantienen activas durante todo el año, depredan en todos los estados de su desarrollo, pueden ocupar distintos nichos y atacar a distintas especies plaga al mismo tiempo. Por lo tanto, son capaces de reducir y mantener a las poblaciones de insectos plaga a niveles inferiores a los umbrales de daño económico (Pedigo, 2001).

Otra de las interrelaciones que se establecen entre las distintas especies es el parasitismo, que está estrechamente relacionado con la depredación, ya que aquí

también un organismo (parásito) utiliza como fuente de alimento a otro (hospedador), sin matarlo, al menos en forma inmediata.

El interés por la biología y ecología de las relaciones parásito-hospedero se ha incrementado en los últimos años. Muchos investigadores han reconocido que los parásitos de los insectos tienen el potencial de la regulación de sus poblaciones (Poulin, 1998). Independientemente de sus posibles efectos negativos, los parásitos pueden también ser utilizados como agentes biológicos en diversas formas (Gardner & Campbell, 1992). En este contexto, el estudio de las relaciones parásito-hospedero en muchas situaciones, podría ilustrar la estrecha relación entre los fenómenos de la coevolución y coespeciación. Además, el uso de nemátodos como agentes de control en el manejo integral de plagas promete resultados positivos. Estos agentes biológicos presentan como beneficio un efecto sinérgico con otros agentes entomopatógenos, aumentan las tasas de mortalidad de los insectos, la capacidad típica de adaptarse a nuevos ambientes, y la posibilidad de llegar al mercado comercial como un biopesticida rentable. Los entomonemátodos son un grupo grande y amplio entre los enemigos de los insectos naturales (Hazar et al., 2004). La mayoría de estos parásitos pueden llegar a matar a sus hospederos o causar la esterilización/castración de las formas adultas, la reducción de la fecundidad, la disminución de la longevidad, reducir capacidad de vuelo, retrasos en el desarrollo y cambios negativos fisiológicos, morfológicos y de comportamiento, dentro de una amplia gama de insectos (Poinar, 1979). Asociados con los insectos, hay aproximadamente 30 familias de nemátodos que corresponden a cuatro grupos principales: Rhabditida, Oxyurida, Tylenchida y Enoplida. La relación parásito hospedero va desde una simple forosis, es decir el nemátodo utiliza al insecto como medio de transporte para dispersarse a otros lugares, pasar por un parasitismo facultativo, donde el parasitismo es accidental y no frecuente, hasta llegar a un parasitismo obligado, generalmente en cavidad general del cuerpo del insecto, y por último alcanzar el nivel de patógeno para aquellos nemátodos que como parte de su ciclo de vida además de parasitar al hospedero termina matándolo. Los estudios realizados hasta la fecha se refieren sólo de la taxonomía y la biología de ciertas especies (Stock 1995, Camino & De Villalobos 1996, Doucet & Bertolotti 1996, Doucet & Laumond 1996, Camino et al. 1997, Doucet et al. 1998, Camino & Szathmary 2001).

1.4. Bibliografía

Altieri, M. A. 1995. Agroecology: the Science of Sustainable Agriculture. Westview Press, Boulder.

Aragón, J. Plagas de insectos en Argentina: Inventario del estado actual en el centro del país. 2004 INTA Marcos Juárez.

On line <http://axxon.com.ar/mus/Insectos.htm>

Camino, N.B. & L. C. De Villalobos. 1996. Una especie nueva del género *Mirzaiella* Basir, 1942 (Nematoda: Oxyuroidea) parásito de *Diloboderus abderus* Sturm. (Coleoptera: Scarabaeidae) de Argentina. Acta Zoologica Mexicana 69, 117-120.

Camino, N.B., G. R. Reboredo & L. C. De Villalobos. 1997. Descripción y ciclo biológico de *Thelastoma rara* sp. n. (Oxyurida: Thelastomatidae) parásita de larvas de *Diloboderus abderus* Sturm. (Coleoptera: Scarabidae). Revista Brasileira de Biologia 57(2), 211-215.

Camino, N.B. & Szathmary, L. 2001. Una nueva especie del género *Severanoia* (Schwenk) (Nematoda: Thelastomatidae) parásita de *Diloboderus abderus* (Coleoptera: Scarabaeidae) en Argentina. Boletín Chileno de Parasitología 57, 105-107.

Carrasco, N. & A. Baez. 2006. Manual del trigo. INTA EEA Integrada Barrow Tres Arroyos (7500) Buenos Aires. 78 pp.

Doucet, M.M.A. De & Bertolotti, M.A. 1996. Una nueva población de *Heterorhabditis bacteriophora* Poinar, 1975 para Argentina. Caracterización y acción sobre el huésped. Nematologia Mediterranea 24, 169-174.

Doucet, M.M.A. De & Laumond, C. 1996. Uso de nematodos entomopatógenos a campo, *In*: Lecuona, R. (ed.). Microorganismos patógenos empleados en el control microbiano de plagas. Sudamericana, Buenos Aires, Argentina. pp. 279-292.

Doucet, M.M.A. De, Giayetto, A.L. & M.A. Bertolotti. 1998. Eficiencia de la técnica rápida para detección de nematodos entomopatógenos (Steinernematidae y Heterorhabditidae) en suelo. *Nematologia Mediterranea* 26, 139-143.

Flint, M. L., S. Daar & R. Molinar. 1991. Establishing integrated pest management policies and programs: a guide for public agencies. Univ. Calif. IPM Publication 12. 9 pp.

Gallez, L. M.; M. T. Miravalles & F. E. Mockel. 1995. Trigo: reducción del rendimiento a causa del gorgojo argentino. *Revta. de los Grupos CREA*, Año XXX, Nro. 177: 48-50.

Gardner, S.L. & Campbell, M.L. 1992. Parasites as probes for biodiversity. *Journal of Parasitology* 78, 596-600.

Glissman, S. R. 1998. Agroecology: ecological process in sustainable agriculture. Ann. Atber Press, Chelsea, MI. 45 pp.

Harcourt, D. C., J. R. Aragón y R. González. 1986. Plagas de la alfalfa. En: Bariggi, C., B. L. Marble, C. D. Itria y J. M. Brun (Eds.) *Investigación, tecnología y producción de alfalfa*. Colección Científica del INTA, Tomo XXII, Buenos Aires, 488 pp.

Hazir S., Kaya, H., Stock, S.P. & Keskin, N. 2004. Entomopathogenic nematodes (Steinernematidae and Heterorhabditidae) for Biological Control of Soil Pests. *Turk. J. Biol.* 27, 181-202.

Kogan, M. 1998. Integrated Pest Management: Historical Perspectives and Contemporary Developments. *Annu. Rev. Entomol.* 43: 243-270

Lanteri, A. A. Dir. *et al.* 1994. Bases para el control integrado de los gorgojos de la alfalfa. De la Campana eds., Buenos Aires, 119 p.

Lanteri, A. A., N. B. Díaz, M. S. Loiácono & A. E. Marvaldi. 1997. Gorgojos perjudiciales de los cultivos de trigo en la Argentina (Coleoptera: Curculionidae). *Revta. Soc. Entomol. Argent.* 56 (1-4): 77-89.

Metcalf, R.L. & W.H. Luckman (Eds.) (1994) Introduction to Insect Pest Management. Wiley Interscience, New York.

Nicholls, C. & M. A. Altieri. 2005a. Biodiversidad y manejo de plagas en agroecosistemas: ilustrando la estrategia con un ejemplo práctico de diseño agroecológico en viñedos. On line, <http://agroeco.org/brasil/material/catie.htm>. 3/10/05.

Nicholls, C. & M. A. Altieri. 2005b. Bases agroecológicas para el diseño de la biodiversidad en agroecosistemas: efectos sobre plagas y enfermedades. On line, http://agroeco.org/doc/Bases_agroecologicas.htm 3/10/05

Pedigo, L. P. 2001. Entomology and Pest Management, 4 ed. Prentice Hall, New Jersey.

Poinar, G.O. JR. (1979). Nematodes for biological control of insects. Boca Raton, USA, CRC Press, 277 pp.

Poulin, R. (1998). Evolutionary ecology of parasites, New York, USA, Chapman & Hall.

Riechert, S. E. & R. Gillespie. 1983. Habitat choice and utilization in the web spinners. In: Web Building spiders, ed. W. A. Shear. Stanford Univ. Press. 12 pp

Stern, V. M., R. F. Smith, R. van den Bosch, and K. S. Hagen. 1959. The integrated control concept. *Hilgardia*, 29: 81-101.

Stock, S.P. 1995. Natural Populations of entomopathogenic nematodes from the Pampean Region of Argentina. *Nematropica* 25, 143-148.

Capítulo 2

Biodiversidad en los agroecosistemas

Los sistemas agrícolas cumplen funciones que van más allá de la producción de alimentos, fibras e ingresos. Algunas de éstas incluyen la regulación de la abundancia de organismos indeseables, la eliminación de residuos químicos nocivos, el control del microclima local, la regulación de los procesos hidrológicos locales, etc. Estos procesos son principalmente biológicos, por consiguiente su persistencia depende del mantenimiento de la biodiversidad (Altieri, 1995).

La diversidad biológica en estos sistemas, no sólo se refiere a las especies vegetales, sino también a la totalidad de especies animales y de microorganismos que interactúan recíprocamente (Altieri & Letourneau, 1982). Uno de los desafíos actuales de la agroecología, es justamente identificar los ensamblajes de biodiversidad, ya sea a nivel del cultivo o paisaje, que permitan resultados favorables en el control de plagas. Esto se logra a través del estudio de las relaciones entre la diversificación de la vegetación y la dinámica poblacional de herbívoros y sus enemigos naturales, así como de sus interacciones en agroecosistemas particulares (Nicholls & Altieri 2005a).

Los componentes de la biodiversidad en cultivos se pueden clasificar de acuerdo a la función que en ellos desarrollan. Según Vandermeer (1995) existen dos componentes. El primero, la *biodiversidad planificada o productiva*, que incluye los cultivos y animales elegidos por el agricultor y que establecen el nivel básico de diversidad útil del sistema. El segundo, la *biodiversidad asociada*, que incluye la flora y fauna del suelo, los herbívoros, descomponedores y depredadores, que colonizan los cultivos desde los ambientes circundantes y que permanecerán o no, dependiendo del tipo de manejo adoptado. Posteriormente, Nicholls y Altieri (2005a y b) consideraron el desdoblamiento del segundo componente en dos, considerando la *biota funcional* (organismos que contribuyen a la productividad a través de la polinización, control biológico, descomposición, etc.) y la *biota destructiva* (malezas, insectos plaga y patógenos).

Para comprender los cambios de la biodiversidad con relación a la estructura del paisaje, la separación de los componentes alfa, beta y gama (Whittaker, 1972) es de gran utilidad, principalmente para medir y monitorear los efectos de las actividades humanas (Halffter, 1998). Esta forma de analizar la biodiversidad resulta muy conveniente en el contexto actual ante la acelerada transformación de los ecosistemas naturales en monocultivos. Es necesario contar con información de la biodiversidad dentro de las

comunidades (diversidad alfa) y también la tasa de cambio entre distintas comunidades (diversidad beta), para conocer su contribución regional (diversidad gama) y poder diseñar estrategias de conservación a distintas escalas espaciales (Moreno, 2001)

La diversidad puede simplemente ser definida como la variedad de organismos, sin embargo, este concepto común se complejiza y presenta muchas aristas a la hora de realizar cuantificaciones precisas (Peet, 1974; Southwood & Henderson, 2000; Altieri, 2005). Existe bastante literatura sobre la medida de la diversidad de especies y se han propuesto muchos índices (Eberhardt, 1969; Peet, 1974; Magurran, 1988; Krebs, 1999; Southwood & Henderson, 2000; Feinsinger 2001). Sin embargo, no existe consenso respecto a cual de los índices propuestos es el mejor (Lewis *et al.*, 1988; Krebs, 1999). Algunos autores han publicado análisis críticos y parámetros alternativos, como Hurlbert (1971) que considera que un significado simple de la diversidad no existe, o Peet (1974) que considera que el número de especies es el concepto más viejo y fundamental de la diversidad y sugiere basarse en ella para la aplicación de índices de diversidad. La riqueza de especies (S) fue sugerida por McIntosh (1967) como una alternativa al número de especies, ya que a veces es difícil medir el número de especies total de una comunidad natural. De acuerdo con Peet (1974), la riqueza de especies es frecuentemente usada y es el menos ambiguo de todos los conceptos.

Según Magurran (1988) las medidas de diversidad se dividen en medidas de riqueza de especies, modelos de abundancia de especies e índices basados en la abundancia proporcional de especies. Peet (1974) reconoce que existen varios conceptos englobados en el término diversidad. Los más importantes son la riqueza de especies, equidad y heterogeneidad, involucrando este último los dos conceptos anteriores. Según Peet (1974) hay dos tipos de índices de heterogeneidad: los del tipo I que son más sensibles a la presencia de las especies raras en la muestra, el más utilizado es el índice de Shannon- Wiener, y los del tipo II que son más sensibles a los cambios de las especies más comunes.

Más allá de las controversias la mayoría de los autores considera que son útiles para la investigación ecológica, ya que no sólo ilustran los patrones de diversidad intrínseca sino que dan información importante sobre la estructura de la comunidad, ej. la contribución de las especies comunes y raras a la diversidad y a las tendencias sucesionales de una comunidad a lo largo del tiempo (Lewis *et al.*, 1988). Colwell & Coddington (1994); Coddington *et al.* (1996); Feinsinger (2001), Warui (2004) sugieren el uso de un amplio rango de medidas de diversidad, junto con otras medidas tales como la riqueza, abundancia y equidad de especies.

2.1. La comunidad de arañas de agroecosistemas

Las arañas conforman un grupo de animales diverso en el que se conocen actualmente más de 3.800 géneros y alrededor de 42.500 especies en todo el mundo (Sunderland, 1999; Platnick, 2011), constituyendo uno de los grupos de insectívoros más abundantes en los ecosistemas terrestres (Rinaldi, 1998; Greenstone, 1999; Greenstone & Sunderland 1999; Sunderland & Greenstone 1999). Existen además, evidencias de la significativa reducción de abundancia de insectos perjudiciales en los cultivos, colaborando así con el control de poblaciones de plagas (Nyffeler *et al.*, 1987, 1992; Provencher & Riechert, 1994; Riechert & Lawrence, 1997; Riechert & Maupin, 1998; Riechert, 1999; Bonte *et al.*, 2002; Samu & Szinetar, 2002; Wise, 2002; Malony *et al.*, 2003; Pearce *et al.*, 2003; Shochat *et al.*, 2004; Isaia *et al.*, 2006).

Los sistemas agrícolas se caracterizan por ser ambientes que están sometidos a grandes disturbios mecánicos y químicos. Esto hace que las comunidades de arañas deban recolonizar estos sistemas continuamente, a excepción de los cultivos perennes, como la alfalfa, que tiene una vida útil de cuatro a seis años, logrando así, una mayor estabilidad a lo largo del tiempo.

Las arañas colonizan los cultivos de dos maneras principales: por migración a partir de áreas adyacentes como matorrales, arbustos, bosques, orillas de los caminos, etc. (agrobiontes), y por migración aérea o aerodispersión (aeronautas). Esta última se realiza desde zonas más distantes, a través de hilos de seda que les permiten a las arañas trasladarse, aprovechando las corrientes de aire (Luczak, 1979).

Luego de la cosecha, las arañas desaparecen del cultivo, ya sea porque son destruidas por la propia remoción mecánica o porque se desplazan a otros ambientes. En años sucesivos de cultivos, las mismas especies de arañas los recolonizan y a veces, pueden mantener una estructura similar de la comunidad. Estas comunidades de arañas de agroecosistemas difieren de otros ecosistemas, por lo tanto se consideran características de los campos cultivados (Luczak, 1979).

Existen varios factores que pueden influenciar la ocurrencia de especies particulares en cultivos, tales como: la disponibilidad de presas, la estructura de la vegetación favorable para la construcción de las telas, la presencia de microclimas óptimos, etc. En otros casos, los agroecosistemas son colonizados para evitar el impacto debido a la presión que ejerce un número excesivo de competidores, ya sea por el alimento o el espacio, en sus ambientes originales (Enders, 1974; Luczak, 1979).

En general, se considera que las arañas que habitan cultivos pueden agruparse en cuatro grupos fundamentales (Luczak, 1979). El primero incluye a las especies más abundantes en el cultivo respecto a los ecosistemas naturales. Estas arañas se ven favorecidas por condiciones abióticas adecuadas o por la baja competencia interespecífica. El segundo grupo consiste en las especies dominantes, que en realidad presentan mayores densidades en los ecosistemas naturales, pero debido a su gran adaptabilidad a condiciones ecológicas variables, logran dominar las comunidades de los cultivos. Un tercer grupo, las especies ocasionales, está representado por especies que se encuentran en los cultivos en números muy escasos. Finalmente, el cuarto grupo está integrado por las especies raras, que excepcionalmente pueden aparecer en los agroecosistemas, porque penetran accidentalmente desde los ambientes adyacentes.

Evidencias experimentales más recientes sugieren que la estructura del hábitat mantiene distintas asociaciones de arañas y que resulta ser crítica al considerar la reducción de las poblaciones de insectos (Uetz, 1991; Wise, 1993). La complejidad estructural determinaría la composición de los gremios de arañas e indirectamente influiría sobre el nivel del daño ocasionado por los herbívoros (Young & Edwards, 1990). Por lo tanto, la identificación de los gremios de arañas, su composición y los factores que influyen en la estructura de la comunidad de arañas, son esenciales en los estudios sobre la fauna de artrópodos de agroecosistemas (Uetz *et al.*, 1999).

2.2. Estructura del hábitat y gremios

La estructura del hábitat constituye un factor determinante que afecta la densidad y diversidad de arañas en ecosistemas naturales (Lowrie, 1948; Barnes, 1953; Greenstone, 1984) y en agroecosistemas (Hatley & Macmahon, 1980; Alderweireldt, 1994; Rypstra & Carter, 1999). La estructura de la vegetación puede influenciar a las arañas a través de una variedad de factores bióticos y abióticos como temperatura, humedad, abundancia y tipos de presas, refugios y depredación intragremial (Wise 1993; Rypstra *et al.* 1999).

Según Uetz (1991) existen varias razones que explican porque las arañas son tan sensibles a la estructura del hábitat. Las arañas perciben su ambiente a través de señales vibratorias que se transmiten a través del sustrato donde viven. Las arañas tejedoras deben asegurarse sustratos adecuados para la captura de presas y en general los hábitats complejos son los que les proveen los sitios apropiados para un mayor rango de tamaños y tipos de telas. Finalmente ya que todas las arañas son depredadoras que

pueden potencialmente consumirse unas a otras, su coexistencia depende de su habilidad para desplazarse y esconderse en un ambiente complejo.

El tipo de sustrato en el que aparecen las especies determina las fuentes de alimento y los métodos para obtenerlos. En estudios a nivel de comunidades puede desarrollarse un enfoque funcional examinando los métodos a partir de los cuales los organismos explotan su ambiente. Los gremios definidos por Root (1967) como “un grupo de especies que explotan la misma clase de recursos ambientales de una manera similar,” concepto que se formalizó en un estudio de aves sobre patrones de explotación de nichos, y que luego se extendió a la fauna de artrópodos (Root, 1973), pueden ser usados para identificar los roles funcionales presentes en un sistema. Este enfoque considera a los organismos como una unidad, incluidos en interacciones competitivas independientemente de sus relaciones taxonómicas. Los agroecosistemas se caracterizan por representar asociaciones temporales de taxa que se unen como consecuencia de distintos factores, entre ellos el manejo que ejerce el hombre en estos ambientes. Las arañas se alimentan de insectos, incluso de otras arañas y sus presas potenciales varían según los microhábitats, estaciones, hora del día y la estrategia de caza.

2.3. Arañas de los cultivos de trigo y alfalfa en Argentina

En las últimas décadas se han realizado varias revisiones referentes a las comunidades de arañas de agroecosistemas (Luczak, 1979; Uetz *et al.*, 1999.; Nyffeler, 1999; Nyffeler & Sunderland, 2003), especialmente de Europa y Estados Unidos, con la finalidad de relacionar la estructura de la comunidad al control de plagas potencial. En nuestro país, las arañas han sido citadas como potenciales agentes de control de las poblaciones de gorgojos plagas de la alfalfa y cereales (Harcourt *et al.*, 1986; Lanteri dir., 1994, Lanteri *et al.*, 1998) y han sido estudiadas en soja no transgénica a partir de la década del 90 (Minervino, Tesis doctoral, 1996; Liljesthrom *et al.* 2002; Beltramo *et al.*, 2006) y en la actualidad están siendo estudiadas en soja transgénica (Benamú, M., Tesis doctoral, 2010). En cítricos se finalizó un tesis de Magíster (Benamú, M., Tesis de Magíster, 2004) pero no existen trabajos previos sobre los cultivos de trigo y alfalfa (Armendano & González, 2010; Armendano & González, 2011).

En los estudios realizados en Argentina en los cultivos de trigo y alfalfa se encontraron un total de 15 familias en alfalfa y 13 en trigo (Tabla 1). Si se comparan estos valores con el total de familias citadas para nuestro país (Pikelin & Schiapelli, 1963), las

familias registradas representan una cuarta parte de ese total. Estos resultados son esperables por tratarse de monocultivos, es decir, ambientes en los cuales se reduce drásticamente la diversidad de la vegetación y por consiguiente disminuye la biodiversidad faunística, que incluye a los enemigos naturales (Altieri, 1995, Nicholls & Altieri, 2005a, 2005b).

	Cultivo de Trigo			Cultivo de Alfalfa		
	S	% Familias	% Gremios	S	% Familias	% Gremios
<i>Tejedoras telas sábana</i>			10.64			3.63
Amaurobiidae	2	4.06		2	0.98	
Hahniidae	1	6.58		1	2.65	
<i>Tejedoras telas orbiculares</i>			18.58			27.56
Araneidae	7	15.70		13	24.33	
Tetragnathidae	1	2.88		1	3.23	
<i>Tejedoras errantes telas sábana</i>			9.05			6.85
Linyphiidae	4	9.05		8	6.85	
<i>Cazadoras por emboscada</i>			21.58			32.99
Philodromidae	1	0.12		2	0.69	
Thomisidae	4	21.46		6	32.30	
<i>Trap doors</i>			0			0.06
Actinopodidae	0	0		1	0.06	
<i>Tejedoras telas irregulares</i>			0			0.55
Theridiidae	0	0		2	0.55	
<i>Cazadoras corredoras suelo</i>			19.70			10.84
Coriniidae	1	0.53		2	0.35	
Gnaphosidae	1	0.65		1	0.39	
Lycosidae	2	18.52		2	10.10	
<i>Cazadoras corredoras follaje</i>			9.81			5.75
Anypaenidae	2	9.81		3	5.75	
<i>Cazadoras al acecho</i>			10.64			11.77
Oxyopidae	1	6.82		1	9.70	
Salticidae	4	3.82		5	2.07	
Total	31	100	100	50		

Tabla 1: Estructura de gremios, abundancia y riqueza específica de las familias de arañas de los cultivos de trigo y alfalfa en Argentina

Respecto a la composición de familias, los resultados obtenidos en este estudio son coincidentes con los de Young & Edwards (1990). Estos autores al realizar una recopilación de estudios sobre la composición específica de las comunidades de arañas

de todos los agroecosistemas de América del Norte, encontraron que de las pocas familias presentes en cultivos (en relación con el total de la fauna aracnológica de la región) sólo cinco de ellas constituyeron más del 60% del total registrado (Araneidae, Linyphiidae, Lycosidae, Salticidae y Theridiidae). En el estudio realizado en trigo y alfalfa en Argentina fueron también cinco las familias más abundantes que superaron el 65% del total de familias encontradas (Araneidae, Thomisidae, Lycosidae, Hahniidae y Linyphiidae). Además en ambos trabajos Araneidae y Thomisidae contribuyeron con el mayor número de especies.

En el estrato herbáceo de los dos cultivos estudiados, la familia Thomisidae, representada por *Misumenops pallidus*, fue la más abundante (Tabla 2).

		Cultivo de Trigo		Cultivo de Alfalfa	
Familia	Especie/morfoespecie	TR	%	TR	%
Mygalomorphae					
Actinopodidae	<i>Actinopus</i> sp.			P	0.06
Araneomorphae					
Amaurobiidae	Morfo sp. 1	P	0.35	P	0.69
"	" sp. 2	P	3.7	P	0.29
Anyphaenidae	<i>Gayenna</i> sp.	R/P	8.23	R	2.39
"	Morfo sp. 2	R	1.59	R/P	2.79
Araneidae	<i>Araneus</i> sp. 1	R/P	8.29	R	9.13
"	<i>Araneus</i> sp. 2	R/P	1.41	R	0.95
"	<i>Argiope</i> sp.			R	0.11
"	<i>Cyclosa</i> sp.			R	0.48
"	<i>Gea heptagon</i> (Hentz, 1850)			R	0.32
"	<i>Metepeira</i> sp.	R	3.23	R	4.85
"	<i>Metazygia</i> sp.	R/P	1	R	2.02
"	Morfo sp. 1	R	0.41	R	1.49
"	" sp. 3	R/P	0.65	R/P	2.58
Araneidae	Morfo sp. 4	R	0.71	R	1.33
"	" sp. 6			R/P	0.34
"	" sp. 7			R	0.71
"	" sp. 9			R	0.02
Coriniidae	<i>Trachelas</i> sp.	P	0.53		
"	Morfo sp. 1			P	0.34
"	" sp. 2			P	0.02
Gnaphosidae	Morfo sp. 1	P	0.65	P	0.39
Hahniidae	<i>Hahnia</i> sp.	R/P	6.58	P	2.65
Lycosidae	<i>Lycosa poliostrata</i> (Koch, 1847)	P	11.17	P	5.39
"	<i>Lycosa erythrognatha</i> (Lucas, 1836)	P	7.35	P	4.70

		Cultivo de Trigo		Cultivo de Alfalfa	
Familia	Especie/morfoespecie	TR	%	TR	%
Linyphiidae	<i>Meioneta</i> sp.	R/P	7.17	R/P	3.21
"	Erigoninae			R/P	0.22
"	Morfo sp. 1	P	0.18	P	1.93
"	" sp. 2			R/P	0.14
"	" sp. 3	P	0.41	R/P	0.61
"	" sp. 4	R/P	1.29	P	0.63
"	" sp. 6			P	0.03
"	" sp. 8			P	0.08
Oxyopidae	<i>Oxyopes salticus</i> (Hentz, 1845)	R/P	6.82	R	9.70
Philodromidae	Morfo sp. 1	R/P	0.12	R	0.45
"	" sp. 2			R	0.24
Salticidae	Dendryphantinae			R/P	1.09
Salticidae	Morfo sp.1	R/P	2.59	R/P	0.67
"	" sp. 2	P	0.35	R/P	0.19
"	" sp. 3				
"	" sp. 4	R	0.53	R/P	0.10
"	" sp. 6			R/P	0.02
Tetragnathidae	<i>Glenognatha lacteovittata</i> (Mello-Leitao, 1944)	P	2.88	P	3.23
Theridiidae	<i>Parasteatoda tepidariorum</i> (C. L. Koch, 1841)			R/P	0.47
"	<i>Theridion</i> sp.			R	0.08
Thomisidae	<i>Misumenops pallidus</i> (Keyserling, 1880)	R	20.11	R	27.90
"	<i>Misumenops</i> sp.	R	0.24	R	2.39
"	<i>Misumena</i> sp.	R/P	0.76	R	0.88
"	Morfo sp. 1			R	0.58
"	" sp. 2			R	0.21
"	" sp. 3	R/P	0.35	R	0.34
T			100		100

Tabla 2: Familias y especies/morfoespecies de arañas asociadas a los cultivos de trigo y alfalfa en Argentina (TR: técnicas de recolección; R: red de arrastre; P: pitfall trap)

Estas arañas son deambuladoras, no tejen telas, cazan a sus presas al acecho, esperándolas entre la vegetación (Gertsch, 1979). Se ubican en los estratos superiores y medio de las plantas, por lo que son fácilmente capturadas con los métodos de muestreo que abarcan estas zonas (Whitcomb, 1974). Tienen actividad diurna y suelen mimetizarse con la vegetación lo que les permite acechar a sus presas más eficientemente (Comstock, 1965; Foelix, 1982)

También se destacaron por su abundancia arañas tejedoras (Araneidae y Anyphaenidae), que se habrían visto favorecidas por ciertas características de los cultivos referidas a la cobertura vegetal y su espaciamiento, para el emplazamiento de sus telas (Rypstra, 1985).

Por otro lado, algunas especies de gran tamaño presentan preferencias específicas del hábitat (determinada altura sobre el suelo, la distancia entre las plantas, etc.) (Enders, 1974), condiciones que en general aparecen en los cultivos por cortos períodos de tiempo y que explicarían por qué todas las especies registradas no superan los 12mm de longitud.

Los licósidos fueron siempre las arañas más abundantes sobre la superficie del suelo y bajo la hojarasca en ambos cultivos. Tienen una visión más desarrollada que las que construyen telas, y acechan en quietud a sus presas. La mayoría viven en madrigueras que construyen ellas mismas en el sustrato a las que tapizan con seda. Son en general de hábitos nocturnos, caracterizándose las hembras, por transportar sus cocones y crías recién eclosionadas sobre el abdomen (Comstock, 1965; Kaston, 1982).

La composición específica de los cultivos varió según el método de recolección utilizado (red de arrastre y trampas de caída). En la alfalfa, 24 especies fueron recolectadas con los dos métodos de captura utilizados. Sólo cinco especies fueron similares en abundancia en ambos muestreos: Morfo sp.3 (Linyphiidae); Dendryphantinae Morfo sp.1, Morfo sp.2 y Morfo sp.6 (Salticidae) y Morfo sp.3 (Thomisidae).

En el trigo, el número de especies capturadas con ambos métodos fue aún menor que en alfalfa (14). Sólo tres especies presentaron valores similares de abundancia: Morfo sp.4 (Linyphiidae); Morfo sp.1 (Salticidae) y Morfo sp.3 (Thomisidae). El resto de las especies muestreadas con ambos métodos mostraron gran disparidad en los valores de abundancia, evidenciando que los métodos de red de arrastre y trampas de caída son complementarios y registran especies de arañas que se encuentran en microhábitats diferentes.

Las especies predominantes en la recolección con red de arrastre incluyeron casi exclusivamente a las arañas que habitan sobre la vegetación. En cambio la recolección con trampas de caída permitió un registro más amplio de la totalidad de familias presentes en los cultivos, ya que fueron capturadas arañas que generalmente se encuentran sobre el estrato herbáceo pero que pueden tener un pasaje limitado o accidental por el suelo (al caerse o escapar de depredadores), como así también aquellas especies tejedoras que

ubican sus telas entre la vegetación pero a corta distancia del suelo (ej. Linyphiidae, Hahniidae y *G. lacteovittata* (Tetragnathidae).

Además, el muestreo con trampas de caída presentó una mayor diversidad de especies que el muestreo con red de arrastre. Es posible que pudiera haber un mayor número de especies en el estrato del suelo que en el herbáceo. Sin embargo, pudo haber influido el hecho de que las pitfall estuvieron en continua actividad durante siete días corridos, mientras que el muestreo con red se llevó a cabo durante horas determinadas un solo día a la semana. Debido al diferente esfuerzo de muestreo y a que estos métodos registran especies de hábitats distintos (Russell-Smith, 1981), no se compararon directamente. Green (1999) y Melbourne (1999) han registrado otros factores, como la estructura del hábitat y la ubicación de las trampas, que podrían contribuir a las diferencias encontradas entre distintas áreas de estudio.

Es común también que con las trampas pitfall, los ejemplares machos muestren picos estacionales de actividad y entonces el número de capturas no reflejen la densidad poblacional real. Tales son los casos de las familias Actinopodidae (Mygalomorphae) y Lycosidae. Estas arañas, si bien viven subterráneamente en cuevas con tapa o refugios, se caracterizan porque los machos en determinadas épocas del año los abandonan y se desplazan en busca de hembras. Además *Hahnia* sp. (Hahniidae) y *G. lacteovittata* (Tetragnathidae) teje telas que se disponen horizontalmente a pocos centímetros del suelo, los individuos viven en la parte inferior y central de la tela y si son perturbados saltan al sustrato y escapan rápidamente, presentando los machos mayor movilidad que las hembras y juveniles.

Desde la década de los 80' se han publicado varios trabajos científicos sobre arañas de agroecosistemas (Riechert & Lockley, 1984; Nyffeler & Benz, 1987; Sunderland, 1987; Young & Edwards, 1990; Breene *et al.*, 1993; Wise, 1993 y Nyffeler *et al.*, 1994a, b). La última revisión de Nyffeler & Sunderland (2003) compara los estudios sobre la estructura de la comunidad de arañas en distintos cultivos de Europa y Estados Unidos. Si se comparan los resultados de esta última revisión con los resultados obtenidos en el presente estudio realizado en cultivos de trigo y alfalfa en nuestro país, se encuentran diferencias, ya que en este último, la composición taxonómica registra un máximo de quince familias, donde sólo cinco dominan las comunidades de arañas encontradas en los cultivos. y los linífidos están escasamente representados, no superando el 20% del total de familias registradas. En los cultivos europeos, si bien aparecen distintas especies de arañas (principalmente Linyphiidae, Lycosidae, Araneidae,

Tetragnathidae y Theridiidae), la fauna está ampliamente dominada por los linfidos, siendo las arañas cazadoras las menos representadas (14.2%, N= 40 estudios) (Luczak, 1979; Nyffeler & Benz, 1987). El porcentaje de linfidos es muy alto (93-99% del total de arañas), especialmente en Europa occidental (Reino Unido, Francia, Bélgica y Alemania). En cereales, algunas especies de arañas *Erigone atra* Blackwall, 1833 y *Tenuiphantes tenuis* (Blackwall, 1852) (Linyphiidae) pueden alcanzar densidades entre 27-62 ind/m² (Sunderland, 1999). En el caso de cultivos perennes las densidades oscilaron entre 70-130 ind/m², calculándose la densidad media total de arañas para los agroecosistemas templados de Europa de 80 ind/m².

Estas diferencias en la estructura de las comunidades de arañas entre los cultivos estudiados y los europeos, probablemente estén relacionadas con que la mayor proporción de la producción agrícola de la región europea se ubica a altas latitudes, correspondiendo con climas templados, caracterizados por presentar temperaturas medias anuales bajas. Además, las comunidades de arañas responden de manera directa al clima e indirectamente a la disponibilidad de alimento. Si a esto se suman diferencias en la estructura de los cultivos y en las prácticas agrícolas, es razonable que varíe la organización de la comunidad. Finalmente no debe dejarse de tener en cuenta las características de la araneofauna europea, que presenta una dominancia de Linyphiidae también, en los ambientes no cultivados.

Nyffeler & Sunderland (2003) también consideraron distintos cultivos ubicados entre los 29° y 45° de latitud norte en Estados Unidos. Se encontró que existen alrededor de 600 especies de arañas asociadas a agroecosistemas (44% tejedoras, 56% cazadoras). Las tejedoras están representadas por varias familias: Tetragnathidae, Araneidae, Linyphiidae, Theridiidae y Dictynidae; las cazadoras por: Oxyopidae, Salticidae, Clubionidae, Thomisidae y Lycosidae. La estructura de gremios es más compleja comparada con Europa y hay una variación considerable entre cultivos y regiones (Uetz *et al.*, 1999). En la mayoría de los estudios realizados en estas zonas cultivadas, más del 50% de las arañas recolectadas son cazadoras, entre las cuales *O. salticus* (Oxyopidae) constituye la especie más comúnmente hallada en cultivos extensivos de soja y algodón desde el sudeste (Carolina del Norte y del Sur, Georgia, Alabama y Mississippi) hasta el sudoeste (Arkansas, Louisiana y Texas) (Young & Lockley, 1986; Young & Edwards, 1990). Registros similares se han obtenido en estudios realizados en nuestro país en cultivos de soja, en la zona central de la Provincia de Santa Fe, donde la especie más abundante del estrato herbáceo del cultivo y zonas aledañas fue *O. salticus* (Beltramo *et al.*, 2006).

En zonas más secas los oxiópodos son reemplazados por los tomísidos. En regiones como el oeste de Texas y Arizona dominan los tomísidos como *Misumenops* spp. (Young & Edwards, 1990).

Otro habitante común de los cultivos son los licósidos como *Pardosa ramulosa* (McCook, 1894) (Lycosidae). En trigo de invierno en Oklahoma se estimaron densidades de arañas de 2.7 ind/m² (Greenstone, 2001), mientras que cultivos perennes como la alfalfa registran densidades mayores próximas a 45 ind/m² (Culin & Yeargan, 1983; Yeargan & Dondale, 1974).

En Argentina, existe muy poca información respecto a las comunidades de arañas de agroecosistemas y a su rol como enemigos naturales. Cabe mencionar los estudios realizados en el cultivo de soja (Minervino, 1996; Liljesthrom *et al.*, 2002; Beltramo, *et al.*, 2006) donde se obtuvieron resultados similares en cuanto a la composición taxonómica y diversidad específica. En estos la riqueza específica total fue de 37 especies, agrupadas en 13 familias, dominadas por Thomisidae representada por *M. pallidus* en el estrato herbáceo y por Lycosidae en el suelo.

Young & Edwards (1990) establecieron tres categorías básicas de cultivos. Los cultivos de algodón, de soja y de alfalfa presentaron los mayores números de especies de arañas, seguidos por los cultivos de caña de azúcar, de cereales y de maní. Los cultivos más pobres en especies fueron los de sorgo y de arroz. También resultó bastante disímil la fauna aracnológica de los distintos cultivos, con excepción de los cultivos de alfalfa y de soja que presentaron un 59,4% de especies en común.

A pesar de las notables diferencias en el número de especies de arañas encontradas en los distintos cultivos, se registró una considerable constancia en la proporción de especies de arañas de cada gremio. En promedio, el 16,9% de todas las especies de arañas de las comunidades agrícolas fueron cazadoras al acecho. Las especies cazadoras por emboscada, cazadoras corredoras de suelo, corredoras sobre la vegetación y tejedoras tipo sábana constituyeron un porcentaje relativamente fijo de la comunidad de arañas de agroecosistemas (Uetz *et al.*, 1999).

En los cultivos de trigo y alfalfa estudiados también predominaron las arañas cazadoras, pero a diferencia de los registros de Uetz *et al.* (1999) se destacaron las arañas cazadoras por emboscadas (CE) (Thomisidae y Philodromidae) (21% trigo y 32,99% alfalfa). Las cazadoras al acecho (CA) (Oxyopidae y Salticidae) (11% trigo y 11,77% alfalfa) ocuparon el segundo lugar. Estos gremios y el resto de los registrados:

cazadora corredora suelo (CCS); cazadora corredora follaje (CCF); tejedora tela sábana (TS); tejedora orbicular (TO); tejedora errante, tela sábana (TES) presentaron porcentaje similares en ambos cultivos. Resultados semejantes se registraron en nuestro país en cultivos de soja, donde predominaron en el estrato herbáceo las arañas pertenecientes a los gremios I y III (según Liljeström, *et al.*, 2002) y en el estrato del suelo las arañas del gremio V (Minervino, 1996).

El cultivo de alfalfa presentó una mayor riqueza de especies (S) y diversidad que el de trigo (Tabla 3). Los valores para el Índice de diversidad Shannon-Wiener (H') obtenidos fueron bajos para el trigo y moderados en alfalfa, si se considera que en la mayoría de los casos los valores para este índice se ubican entre 1,5 y 3,5, raramente excediendo 4,5 (Magurran, 1988). Lo mismo se observó para el Índice de Margalef (IMg). El Índice de Simpson (ISp) si bien presentó mayores valores en alfalfa que en trigo, la diferencia no fue tan marcada probablemente en relación con que dicho índice está influenciado por la importancia de las especies dominantes (Magurran, 1988).

	Cultivo de Trigo	Cultivo de Alfalfa
N	1701	6129
S	31	50
H'	1,95	2,97
IMg	4,03	5,61
Isp	0,09	0,11
J	0,69	0,79

Tabla 3 Riqueza de especies e índices de diversidad de las arañas de los cultivos de trigo y alfalfa en Argentina (S: riqueza de especies; H': Índice de Shannon-Wiener; Img: Índice de Margalef; Isp: Índice de Simpson; J: Índice de Equidad de Pielou)

El Índice de Equidad de Pielou (J) fue también mayor para el cultivo de alfalfa que para el cultivo de trigo. En este último, especialmente en el estrato herbáceo, se observaron valores intermedios entre 0 y 1, evidenciando el predominio de algunos taxa en particular. Probablemente esto se relacione a la mayor diversidad específica y a la mayor cantidad de especies co-dominantes registradas en la alfalfa.

Respecto de los Índices de diversidad alfa no paramétricos, estimaron una mayor diversidad de especies que la observada en ambos cultivos a través de los muestreos realizados.

Si la comparación se realiza entre los cultivos y las áreas adyacentes, los valores de los índices de diversidad calculados, fueron siempre mayores para las áreas adyacentes, que presentan una estructura de la vegetación más compleja.

El cultivo de alfalfa fue el que presentó los valores intermedios por tratarse de un cultivo perenne, con tres años de vida útil, más estable y menos disturbado en comparación con el trigo, que es un cultivo anual, con aproximadamente seis meses de duración, y donde las tareas mecánicas convencionales de las labores de presiembra, siembra mantenimiento y cosecha, simplifican la estructura de la vegetación.

La composición de las comunidades de arañas de ambos cultivos es similar a la encontrada en las zonas adyacentes. Esto indicaría que la colonización de las áreas cultivadas en los comienzos del desarrollo fenológico del cultivo (cuando se encuentran prácticamente a suelo desnudo por las labores de presiembra y siembra) se realiza a partir de estas áreas. Las migraciones de arañas pueden ser a través del aire, especialmente las tejedoras o a través del sustrato como las errantes.

La gran mayoría de las especies, recoloniza los cultivos cada año en distintos estados del ciclo de vida. Estos se reproducen y su descendencia en general presenta picos poblacionales a fines del verano o principios del otoño (Luczak, 1979).

En el trigo, por tratarse de un cultivo anual, la mayoría de las arañas desaparece luego de la cosecha. Probablemente, algunas sean destruidas por la remoción y tareas de recolección y otras se desplazan a las áreas naturales próximas que utilizan como refugio y donde sobreviven el resto del año.

En los tres años de estudio sucesivos se observó que el cultivo de trigo es recolonizado por las mismas especies y la comunidad adquiere la misma estructura.

Además, los resultados obtenidos al comparar las dos comunidades (estrato herbáceo y suelo) de arañas de los cultivos de trigo y alfalfa, muestran que las estructuras de las comunidades presentan semejanzas, tal como lo demuestran: el número de especies compartidas; los valores de similitud; complementariedad; la composición taxonómica y la estructura de gremios. Se puede entonces considerar que, como ya lo establecieron Young & Edwards (1990), las comunidades de arañas de cultivos difieren de las de otros ecosistemas terrestres y son características de los agroecosistemas.

2.4. Bibliografía

Alderweireldt, M. 1994: Prey selection and prey capture strategies of linyphiids spiders in high-input agricultural fields. Bull. British Arachnol. Soc. 9: 300-308.

Altieri, M. A. & D. L. Letourneau. 1982. Vegetation management and biological control in agroecosystems. Crop Protection 1: 405- 430.

Altieri, M. A. 1995. Agroecology: the Science of Sustainable Agriculture. Westview Press, Boulder.

Altieri, M. A. 2005. Control biológico en agroecosistemas mediante el manejo de insectos entomófagos. On line, http://agroeco.org/doc/chap7_control_biologico1.htm 25/10/05

Armendano, A. & A. González. 2010. Comunidad de arañas (Arachnida: Araneae) del cultivo de alfalfa (*Medicago sativa*) en Buenos Aires, Argentina. International Journal of Tropical Biology 58 (2): 757- 767.

Armendano A. y A. González. 2011. Spider fauna associated with wheat crops and adjacent habitats in Buenos Aires, Argentina. Revista Mexicana de Biodiversidad 82: 1176-1182

Barnes, R. 1953. The ecological distribution of spiders in non-forest maritime communities at Beaufort, North Carolina. Ecol. Mono. 23: 315-337.

Beltramo, J., I. Berolaccini & A. González. 2006. Spiders of soybean crops in Santa Fe Province, Argentina: Influence of surrounding spontaneous vegetation on lot colonization. Brazilian Journal of Biology 66 (3): 29-41.

Benamú, M. 2004. Estudio comparativo de la diversidad de arañas de un campo en abandono y un cultivo convencional de limonero (*Citrus limon* (L.) Burm. Tesis de Magíster, 135 pp.

Benamú, M. 2010. Composición y estructura de la comunidad de arañas en el sistema de cultivo de soja transgénica. Tesis doctoral, Facultad de Ciencias Naturales y Museo, UNLP, 218 pp.

Bonte D., L. Baert & J. Maelfait. 2002. Spider assemblage structure and stability in a heterogeneous coastal dune system (Belgium). *J. Arachnol* 30: 331-343.

Breene, R. G., D. A. Dean, M. Nyffeler & G. B. Edwards. 1993. Biology, predation ecology, and significance of spiders in Texas cotton ecosystems with a key to species. Texas Agricultural Experimental Station Bulletin N° B-1711, College Station: 1-115.

Coddington J., Young L. & F. Coyle. 1996. Estimating spider species richness in a Southern Appalachian cove hardwood forest. *J. Arachnol.*, 24:111-128.

Colwell, R. & J. A. Coddington. 1994. Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London Series B*. 345: 101- 118.

Comstock, J. R. 1965. *The spider book*. Ithaca, Comstock Publ., 729 p.

Culin, J. D. & K. V. Yeargan. 1983. Comparative study of spider communities in alfalfa and soybean ecosystems: ground surface spiders. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 76: 832-838.

Eberhardt, L. L. 1969. Some aspects of species diversity models. *Ecology* 50: 503-505.

Enders, F. 1974. Vertical stratification in orb-web spiders (Araneae: Araneidae) and a consideration of other methods of coexistence. *Ecology* 55: 317- 328.

Feinsinger, P. 2001. *Designing field studies for biodiversity conservation*. London, Island Press.

Foelix, R. F. 1982. *Biology of spiders*. Harvard Univ. Press, Cambridge. 306 pp.

Gertsch, W. J. 1979. *American spiders* (2da. Ed.) Van Nostrand Reinhold. New York.

Green, J. 1999. Sampling method and time determines composition of spider collections. *J. Arachnol.* 27: 176-182.

Greenstone, M. H. 1984. Determinants of web spider species diversity: vegetation structural diversity vs. availability. *Oecologia* 62: 299-304.

Greenstone, M. H. 1999. Spider predation: how and why we study it. *J. Arachnol.* 27: 333 - 342.

Greenstone, M. H. & K. D. Sunderland. 1999. Why a symposium on spiders in agroecosystems now? *J. Arachnol.* 27: 333 - 343.

Greenstone, M. H. 2001. Spiders in wheat: first quantitative data for North America. *Biocontrol* 46: 439-454.

Halffter, G. 1998. A strategy for measuring landscape biodiversity. *Biology International*, 36: 3-17.

Harcourt, D. C., J. R. Aragón y R. González. 1986. Plagas de la alfalfa. En: Bariggi, C., B. L. Marble, C. D. Itria y J. M. Brun (Eds.) *Investigación, tecnología y producción de alfalfa*. Colección Científica del INTA, Tomo XXII, Buenos Aires, 488 pp.

Hatley, C. & J. A. Macmahon. 1980. Spider Community Organization: Seasonal Variation and the Role of Vegetation Architecture. *Environmental Entomology* 9 (5): 632-639.

Hurlbert, S. H. 1971. The nonconcept of species diversity: a critique and alternative parameters. *Ecology* 52: 577-586.

Isaia M., F. Bona & G. Badino, 2006. Influence of Landscape Diversity and Agricultural Practices on Spider Assemblage in Italian Vineyards of Langa Astigiana (Northwest Italy) *Environ. Entomol.* 35(2): 297-307.

Kaston, B. 1982. How to know spiders. 3° Ed. WM. C. Brown, Dubuque, IA, 272 pp.

Krebs, C. J. 1999. Ecological methodology. Second Edition. California, Addison-Wesley Education Publishers, pp 620.

Lanteri, A. A. Dir. *et al.* 1994. Bases para el control integrado de los gorgojos de la alfalfa. De la Campana eds., Buenos Aires, 119 p.

Lanteri, A. A., M. Loiacono, N. Díaz y A. Marvaldi. 1998. Natural enemies of weevils (Coleoptera: Curculionoidea) harmful to crops in Argentina. *Revta. Bras. Ent.* 41 (2-4): 517- 522.

Lewis, E. C., B. F. Swindel & G. W., Tanner.1988. Species diversity and diversity profiles: concept, measurement, and application to timber and range management.*Journal of Range Management* 41: 466-469.

Liljesthröm, G, E. Minervino, D. Castro & A. González. 2002. La Comunidad de Arañas del Cultivo de Soja en la Provincia de Buenos Aires, Argentina. *Neotropical Entomology* 31(2): 197-209.

Lowrie, D. 1948. The ecological succession of spiders of the Chicago area dunes. *Ecology* 29: 334-351.

Luczak, J. 1979. Spiders in agrocoenoses. *Pol. Ecol. Stud.*(5) 1: 151-200

Malony, D., F. A. Drummond & R. Alford. 2003. Spider Predation in Agroecosystems: Can Spiders Effectively Control Pest Populations? Maine Agricultural and Forest Experiment Station. The University of Maine. MAFES Technical Bulletin 190.

Magurran, A. 1988. Ecological diversity and its measurement. Princeton University Press. New Jersey, 179 pp.

McIntosh, R. P.1967. An index of diversity and the relation of certain concepts to diversity. *Ecology* 48: 392-404.

Melbourne, B. A., 1999. Bias in the effect of habitat structure on pitfall traps: an experimental evaluation. *Australian Journal of Ecology* 24: 228-239.

Minervino, E. 1996. Estudio biológico y ecobiológico de arañas depredadoras de plagas de soja. Tesis doctoral, Facultad de Ciencias Naturales y Museo, UNLP, Inéd.

Moreno, C. E. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. M&T – Manuales y Tesis SEA, Vol. 1. Zaragoza, 84 pp.

Nicholls, C. & M. A. Altieri. 2005a. Biodiversidad y manejo de plagas en agroecosistemas: ilustrando la estrategia con un ejemplo práctico de diseño agroecológico en viñedos.

On line, <http://agroeco.org/brasil/material/catie.htm>. 3/10/05.

Nicholls, C. & M. A. Altieri. 2005b. Bases agroecológicas para el diseño de la biodiversidad en agroecosistemas: efectos sobre plagas y enfermedades.

On line, http://agroeco.org/doc/Bases_agroecologicas.htm 3/10/05

Nyffeler, M., D. A. Dean & L. Sterling. 1987. Evaluation of the importance of the striped lynx spider, *Oxyopes salticus* (Araneae: Oxyopidae), as a predator in Texas cotton. Environ. Entomol. 16 (5): 1114-1123.

Nyffeler, M. & G. Benz. 1987. Spiders in natural pest control: a review.

Appl. Entomol. (103) 4: 321-339.

Nyffeler, M., D. A. Dean y L. Sterling. 1992. Diets, feeding specialization, and predatory role of two lynx spiders, *Oxyopes salticus* and *Peucetia viridans* (Araneae: Oxyopidae) in Texas cotton agroecosystem. Environ. Entomol. 21: 1457-1465.

Nyffeler, M., W. L. Sterling & D. A. Dean. 1994a. How spiders make a living. Environ. Entomol. 23: 1357- 1367.

Nyffeler, M., W. L. Sterling & D. A. Dean. 1994b. Insectivorous activities of spiders in United States field crops. J. Appl. Ent. 118: 113- 128.

Nyffeler, M. 1999. Prey selection of Spiders in the Field. J. Arachnol. 27: 317-325.

Nyffeler, M. & K. Sunderland. 2003. Composition, abundance and pest control potential of spider communities in agroecosystems: a comparison of European and US studies. *Agricultura, Ecosystems and Environment* 95: 579-612.

Pearce J. L., L. A. Venier, G. Eccles, J. Pedlar & D. McKenney. 2003. Influence of habitat and microhabitat on epigeal spider (Araneae) assemblages in four stand types. *Biodivers. Conserv.*, 13: 1305-1334.

Peet, R. K. 1974. The measurement of species diversity. *Annual Review of Ecology and Systematics* 5: 285-307.

Pikelin, B. S. G. de & R. D. Schiapelli. 1963. Llave para la determinación de las familias de arañas argentinas. *Physis* XXIV (67): 43- 72.

Platnick, N. I. 2011. The World Spider Catalog, Version 12.0. American Museum of Natural History, on line, <http://research.amnh.org/entomology/spiders/catalog/index.html>

Provencher, L. & S. E. Riechert. 1994. Model and field test of prey control effects by spider assemblages. *Environ. Entomol.* 23: 1-17.

Riechert, S.E. & T. Lockley. 1984. Spiders as biological control agents. *Ann. Rev. Entomol.* 29: 299-320.

Riechert, S. E. & K. Lawrence. 1997. Test for predation effects of single versus multiple species of generalist predators: Spiders and their insect prey. *Entomol. Exp. Appl.* 4: 147-155.

Riechert, S.E. & J. Maupin. 1998. Spiders effects on prey: tests for superfluous killing in five web-builders. *Proc. 17th European Coll. Arachnol.*, Edinburgh. p. 203-210.

Riechert, S. E. 1999. The hows and whys of successful pest suppression by spiders: insights from case studies. *J. Arachnol.* 27: 387- 396.

Rinaldi, I. 1998. Aranhas en agroecosistemas do Brasil. *Anais do VI SINCOBIOL.* Rio de Janeiro, Brasil: 384-388.

Root, R. B. 1967. The exploitation pattern of the blue-grey gnatcatcher. Ecol. Monogr., 37: 317- 350.

Root, R. B. 1973. Organization of a plant-arthropod association in simple and diverse habitats: The fauna of collards (*Brassica oleracea*). Ecol. Monogr., 43: 95-124.

Russell-Smith, A. 1981. Seasonal activity and diversity of ground-living spiders in two African savanna habitats. Bulletin of British Arachnological Society 5: 145-154.

Rypstra, A. 1985. Agregations of *Nephila clavipes* (L.) (Araneae: Araneidae) in relation to prey availability. J. Arachnol.13 (1): 71 – 78.

Rypstra , A. L.& P. E. Carter. 1999. Architectural features of agricultural habitats and their impact on the spiders inhabitants. J. Arachnol. 27: 371-377.

Rypstra, A. L., P. E. Carter; R. A. Balfour & S. D. Marshall. 1999. Architectural features of agricultural habitats and their impacts on the spider inhabitants. J. Arachnol. 27: 371-377.

Samu, F. & C. Szinetar. 2002. On the nature of agrobiont spiders. J. Arachnol. 30: 389-402.

Shochat E., W. L. Stefanov, E. A. Whitehouse & S.H. Faeth. 2004. Urbanization and spider diversity: influences of human modification of habitat structure and productivity. Ecological Applications 14(1): 268 -280.

Southwood, T. R. E. & Henderson, P. A. 2000. Ecological Methods. Oxford, Blackwell Science.

Sunderland, K. D. 1987. Spiders and cereal aphids in Europe. Bull. SROP/WPRS 10(1), 82-102.

Sunderland, K. D. 1999. Mechanisms underlying the effects of spiders on pest populations. J. Arachnol. 27: 308-316.

Sunderland K. D. & M. H. Greenstone. 1999. Summary and future directions for research on spider in agroecosystems. *J. Arachnol.* 27: 397-400.

Uetz, G. 1991. Habitat structure and spider foraging. In: Bell, S., McCoy, E., Mushinsky H. (eds) *Habitat structure: The physical arrangement of objects in space*. Chapman and Hall, London.

Uetz, G. W., J. Halaj & A. B. Cady. 1999. Guild structure of spiders in major crops. *J. Arachnol.* 27: 270-280.

Vandermeer, J. 1995. The ecological basis of alternative agriculture. *Ann. Rev. Ecol. Syst.* 26: 201-224.

Warui, C. M. 2004. Impacts of wildlife and cattle grazing on spider (Araneae) biodiversity in a highland savanna ecosystem, in Laikipia, Central Kenya. Tesis Doctoral. 327 pp.

Whitcomb, W. H. 1974. Predaceous insects, spiders and mites of Arkansas cotton fields. *Ark. Agric. Exp. Stn. Bull.* 690: 1- 84.

Whittaker, R. H. 1972. Evolution and measurement of species diversity. *Taxon*, 21 (2/3): 213-251.

Wise, D. H. 1993. *Spiders in ecological webs*. Cambridge, Cambridge University Press.

Wise, D. 2002. Efectos directos e indirectos de las arañas en la red trófica del mantillo del bosque, p. 53-55. In: V Congr. Argent. de Entomol., Buenos Aires, Argentina.

Yeargan, K. V. & C. D. Dondale. 1974. The spider fauna of alfalfa fields in northern California. *Ann. Entomol. Soc. America*, 67: 681- 682.

Young, O. P. & T. C. Lockley. 1986. Predation of striped lynx spider, *Oxyopes salticus* (Araneae: Oxyopidae), on tarnished plant bug; *Lygus lineolaris* (Heteroptera: Miridae): a laboratory evaluation. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 79: 879-883.

Young, O. P. & G. B. Edwards. 1990. Spiders in United States field crops and their potential effect on crop pests. *J. Arachnol.* 18: 1-27.

Capítulo 3

Biodiversidad de nemátodos parásitos de insectos plaga en agroecosistemas

Cuarenta y tres especies de nematodos pertenecientes a 6 familias fueron registradas en 12 localidades: Mermithidae, Thelastomatidae, Pseudonimidae, Travassonematidae, Diplogasteridae y Rhabditidae (Tabla 4).

Parásitos	Especies hospederas	Localidad
MERMITHIDAE		
<i>Agameremis decaudata</i>	<i>L. dispar</i>	Brandsen
<i>Amphimermis</i> sp.	<i>N. calreziana</i> , <i>G. laplatae</i>	
<i>Amphimermis bonaerensis</i>	<i>L. dispar</i>	Berazategui
<i>Amphimermis dichroplusi</i>	<i>D. elongatus</i>	Olavarría
<i>Amphimermis ronderosi</i>	<i>D. elongatus</i>	Brandsen
<i>Amphidomermis</i> sp.	<i>D. abderus</i>	
<i>Hexameremis cochlearius</i>	<i>D. elongatus</i>	Brandsen
<i>Hexameremis gracilis</i>	<i>D. abderus</i>	Salto
<i>Hexameremis macrostoma</i>	<i>G. laplatae</i>	City Bell
<i>Hexameremis ovistriata</i>	<i>S. longicornis</i>	Brandsen
<i>Longimeremis acridophila</i>	<i>L. dispar</i>	Brandsen
THELASTOMATIDAE		
<i>Blatticolla cristovata</i>	<i>G. laplatae</i>	Tolosa
<i>Cameronia laplatae</i>	<i>G. laplatae</i>	City Bell
<i>Cephalobellus cyclocephalae</i>	<i>C. signaticollis</i>	Pergamino
<i>Cephalobellus lobulata</i>	<i>N. calreziana</i>	Gorina
<i>Cephalobium bidentata</i>	<i>G. laplatae</i>	City Bell
<i>Cephalobium dispar</i>	<i>G. laplatae</i>	Gorina
<i>Cephalobium laplata</i>	<i>G. laplatae</i>	City Bell
<i>Cephalobium magdalensis</i>	<i>G. laplatae</i>	Magdalena
<i>Cephalobium odontolateralis</i>	<i>G. laplatae</i>	Gonnet
<i>Cephalobium polidentatum</i>	<i>G. laplatae</i>	Lincoln
<i>Cephalobium tridentata</i>	<i>G. laplatae</i>	Gorina
<i>Euryconema brevicauda</i>	<i>N. calreziana</i>	Gorina
<i>Fontanema gracilis</i>	<i>N. calreziana</i>	Gorina
<i>Grillophila cephalobulata</i>	<i>N. calreziana</i>	Gorina
<i>Neyraiella distinctus</i>	<i>G. laplatae</i>	City Bell
<i>Scwenkiella tetradentatum</i>	<i>N. calreziana</i>	Gorina
<i>Severianoia brevicauda</i>	<i>D. abderus</i>	Abasto
<i>Thelastoma modestus</i>	<i>D. abderus</i>	Gorina
<i>Thelastoma rara</i>	<i>D. abderus</i>	Lincoln
PSEUDONYMIDAE		
<i>Pseudonymus terrestris</i>	<i>N. calreziana</i>	Lincoln

TRAVASSOSINEMATIDAE

<i>Binema bonaerensis</i>	<i>N. calreziana</i>	Gorina
<i>Mirzaiella americana</i>	<i>D. abderus</i>	Salto

DIPLOGASTERIDAE

<i>Diplogaster octodontus</i>	<i>D. abderus</i>	Salto
<i>Mikoletzky sp.</i>	<i>G. laplatae</i>	Lincoln
<i>Noteodiplogaster papillosa</i>	<i>D. abderus</i>	Lincoln
<i>Patanodontus acaudatum</i>	<i>D. abderus</i>	Salto

RHABDITIDAE

<i>Alloionema sp.</i>	<i>G. laplatae</i>	Lincoln
<i>Pelodera sp.</i>	<i>G. laplatae</i>	Gonnet
<i>Cruz nema lincolnensis</i>	<i>G. laplatae</i>	Lincoln
<i>Cruz nema campestris</i>	<i>D. abderus</i>	Lincoln
<i>Parasitorhabditis platodontus</i>	<i>D. abderus</i>	La Riestra
<i>Rhabditis bonaerensis</i>	<i>D. abderus</i>	Salto

Tabla 4. Especies de nemátodos hallados desde los años 2004 al 2008 en la provincia de Buenos Aires, Argentina

La Tabla 5 muestra el número de especímenes recolectados. Las ubicaciones de Gorina, Lincoln, y Brandsen exhibieron un gran número de especies. Los nematodos thelastomatidos fueron el grupo más numeroso con un total de 19 especies registradas entre todos los insectos (Tabla 5). Mermithidae también estuvo presente en todos los grupos de insectos. Estos nemátodos, sin embargo, con una prevalencia del 60%, fueron los únicos parásitos que infectaron langostas. Nemátodos Diplogasteridos fueron más prevalentes en los coleópteros, donde se registró el 75% de los parásitos presentes totales. *G. laplatae* constituyó el 53% de especies totales de la familia Thelastomatidae. La familia Pseudonimidae fue la menos representada con apenas una sola especie (*Pseudonymus terrestris*) en *N. claraziana*. Los nemátodos travasonematidos presentaron sólo dos registros documentados: un lunar en el grillotopo *N. claraziana* y el otro en el gusano blanco *D. abderus*. Seis especies de nemátodos rhabditidos estuvieron presentes entre los hospederos *D. abderus* y *G. laplatae* (Tabla 5). El porcentaje de parasitismo de todas las especies de nemátodos osciló entre 28% y 65% para *N. claraziana*, entre 16% y 80% para *G. laplatae*, el 12% de *S. longicornis*, entre el 1 y el 12% de *L. dispar*, entre las 9 % y 12% para *D. elongatus*, entre el 10% y 80% para *D. abderus*, y 12% para *C. signaticollis*. Los altos niveles de parasitismo y la abundancia se lograron para el *Rhabditid lincolnensis*. *Cruz nema sp.* y *Alloionema sp.* en los grillos y *T. rara* en el gusano blanco *Diloboderus abderus* (Tabla 6 y 7). En este sentido, *T. rara* fue la especie dominante (83%). La abundancia media de *N. claraziana* fue de 0,4 a 1,8, de *G. laplatae*

0,4 a 8,38 de *S. longicornis* 3,1, de *L. dispar* 1,1 a 5,0, de *D. elongatus* 2,7 a 3,4, de *D. abderus* 0,32 a 200, y de *C. signaticollis* 0.8. El predominio de *N. claraziana* fue del 8% al 28%, de *G. laplatae* entre el 0,02% y el 35%, para *S. longicornis* 18,0%, de *L. dispar* entre el 3,0% y 19,5%, de *D. elongatus* entre el 16,4% y el 21,0%, de *D. abderus* entre el 0,18% y el 83%, y de *C. signaticollis* 0,3%. El número de nemátodos por larva registrados oscilaron entre 1,1 y 3,0 para todas las especies de nemátodos con *N. claraziana* como anfitrión.

Parásitos	Especies hospederas						
	Acrididae			Gryllidae	Gryllotalpidae	Scarabeidae	
	<i>D. elongatus</i>	<i>L. dispar</i>	<i>S. longicornis</i>	<i>G. laplatae</i>	<i>N. claraziana</i>	<i>C. signaticollis</i>	<i>D. abderus</i>
MERMITHIDAE							
<i>Agameris decaudata</i>	-	32	-	-	90	-	-
<i>Amphimeris sp.</i>	-	-	-	20	-	-	-
<i>Amphimeris bonaerensis</i>	-	5	-	-	-	-	-
<i>Amphimeris dichroplusi</i>	27	-	-	-	-	-	-
<i>Amphimeris ronderosi</i>	22	-	-	-	-	-	-
<i>Amphidomeris sp.</i>	-	-	-	-	-	-	31
<i>Hexameris cochlearius</i>	34	-	-	-	-	-	-
<i>Hexameris gracilis</i>	-	-	-	-	-	-	22
<i>Hexameris macrostoma</i>	-	-	-	20	-	-	-
<i>Hexameris ovistriata</i>	-	-	31	-	-	-	-
<i>Longimeris acridophila</i>	-	13	-	-	-	-	-
THELASTOMATIDAE							
<i>Blatticolla cristovata</i>	-	-	-	68	-	-	-
<i>Cameronia laplatae</i>	-	-	-	27	-	-	-
<i>Cephalobellus cyclocephalae</i>	-	-	-	-	-	40	-
<i>Cephalobellus lobulata</i>	-	-	-	-	39	-	-
<i>Cephalobium bidentata</i>	-	-	-	48	-	-	-
<i>Cephalobium dispar</i>	-	-	-	39	-	-	-
<i>Cephalobium laplata</i>	-	-	-	41	-	-	-
<i>Cephalobium magdalensis</i>	-	-	-	37	-	-	-
<i>Cephalobium odontolateralis</i>	-	-	-	42	-	-	-
<i>Cephalobium polidentatum</i>	-	-	-	42	-	-	-
<i>Cephalobium tridentata</i>	-	-	-	25	-	-	-
<i>Euryconema brevicauda</i>	-	-	-	-	38	-	-

<i>Fontanema gracilis</i>	-	-	-	-	42	-	-
<i>Grillophila cephalobulata</i>	-	-	-	-	27	-	-
<i>Neyraiella distinctus</i>	-	-	-	35	-	-	-
<i>Scwenkiella</i>							
<i>tetradentatum</i>	-	-	-	-	31	-	-
<i>Severianoia brevicauda</i>	-	-	-	-	-	-	30
<i>Thelastoma modestus</i>	-	-	-	-	-	-	900
<i>Thelastoma rara</i>	-	-	-	-	-	-	10000
PSEUDONYMIDAE							
<i>Pseudonymus terrestris</i>	-	-	-	-	39	-	-
TRAVASSOSINEMATIDAE							
<i>Binema bonaerensis</i>	-	-	-	-	38	-	-
<i>Mirzaiella americana</i>	-	-	-	-	-	-	16
DIPLOGASTERIDAE							
<i>Diplogaster octodontus</i>	-	-	-	-	-	-	32
<i>Mikoletzkyia sp.</i>	-	-	-	47	-	-	-
<i>Noteodiplogaster</i>							
<i>papillosa</i>	-	-	-	-	-	-	50
<i>Patanodontus</i>							
<i>acaudatum</i>	-	-	-	-	-	-	32
RHABDITIDAE							
<i>Alloionema sp.</i>	-	-	-	37500	-	-	-
<i>Pelodera sp.</i>	-	-	-	39500	-	-	-
<i>Cruznema lincolnensis</i>	-	-	-	41900	-	-	-
<i>Cruznema campestris</i>	-	-	-	-	-	-	390
<i>Parasitorhabditis</i>							
<i>platidontus</i>	-	-	-	-	-	-	330
<i>Rhabditis bonaerensis</i>	-	-	-	-	-	-	220

Tabla 5. Especies de Nematodos encontrados por especie hospedera de la provincia de Buenos Aires, Argentina

El valor más alto se logró con el mermitido *Agameremis decaudata*. En *G. laplatae* los valores oscilaron entre 1,0 a 4.900. Un número mayor se midió para *Pelodera sp.* perteneciente a la familia Rhabditidae. El número de nemátodos en acrídidos fue de 2,6 por *S. longicornis*, 2,2 a 5,0 por *L. dispar*, 2,7 a 3,0 por *D. elongatus*. En los gusanos blancos el número de parásitos varió entre el 1,2 y 2,500, con el valor máximo para *Thelastoma rara* en *D. abderus* (Tabla 6 y 7). Los valores de riqueza de especies (S) fueron los siguientes: de *G. laplatae* S = 16, scarabeidos S = 13, *N. claraziana* S = 8, y acrídidos S = 7. Los valores de diversidad fueron: H = 3,31 para los grillos topo, H = 1.18 para los grillos, H = 1,11 para las langostas, y H = 0,85 para los gusanos blancos. Los índices de Simpson (D) fueron los siguientes: 0,63 para los gusanos blancos, 0,34 para

los grillos, 0,11 para las langostas, y 0,002 para los grillos topo. El grado de similitud con los índices de Sorensen fue del 13% entre los grillos y langostas. No se encontraron otras similitudes entre el resto de los hospederos. Los índices de uniformidad se 0,00025 para los grillos topo, 0,04 para los gusanos blancos, 0,016 para las langostas, y 0.021 para los grillos.

Las ubicaciones de Gorina, Lincoln, y Brandsen mostraron una mayor diversidad de 9, 8, y 5 especies de nemátodos. El más alto grado de riqueza de especies de parásitos dentro de un hospedero determinado fue para *G. laplatae* con 16 especies de nemátodos registrados. En los gusanos blancos, sin embargo, se observaron nemátodos pertenecientes a un mayor número de familias.

Especies hospederas													
Parásitos	Acrididae												
	<i>S. longicornis</i>				<i>D. elongatus</i>				<i>L. dispar</i>				
	P	I	A	D	P	I	A	D	P	I	A	D	
MERMITHIDAE													
<i>Agamermis decaudata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	12	2.6	3.2	19.5
<i>Amphimermis sp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Amphimermis bonaerensis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	1	5	5.0	3.0	
<i>Amphimermis dichroplusi</i>	-	-	-	-	9	3	16.4	2.7	-	-	-	-	
<i>Amphimermis ronderosi</i>	-	-	-	-	8	2.7	2.2	13.4	-	-	-	-	
<i>Amphidomermis sp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Hexamermis cochlearius</i>	-	-	-	-	12	2.8	3.4	21	-	-	-	-	
<i>Hexamermis gracilis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Hexamermis macrostoma</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Hexamermis ovistriata</i>	12	2.6	3.1	18.0	-	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Longimermis acridophila</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	6	2.2	1.13	8.0	

Tabla 6. Prevalencia (P), número de nemátodos por hospedero, Intensidad (I), abundancia media (A), y dominancia (D) de los nemátodos parásitos de Acrididae plagas del suelo de la región pampeana en Argentina.

Los grillos topo, que se encuentran en un entorno común con los grillos y los gusanos blancos, fueron parasitados por un menor número de especies. Una circunstancia similar se registró en la langosta, un bajo número de nemátodos estaban presentes y todas las especies pertenecieron a la familia Mermithidae. Estos parásitos pueden entrar fácilmente en las langostas, que muestran un alto grado de sincronización de parásito-hospedero con respecto a los ciclos de vida de la langosta y el mermítido terrestre. Las hembras de mermítidos pueden migrar de la tierra sobre la vegetación y no ponen huevos durante los

períodos de alta humedad. Los huevos, luego consumidos por la langosta junto con el material vegetal, eclosionan en el intestino. Los preparásitos posteriormente pasan a través de la pared intestinal al hemocele, y aumentan considerablemente de tamaño en el interior del hospedero (Poinar, 1979). Su gran tamaño durante el desarrollo y por lo tanto, el escaso número de insectos hospederos infectados podrían ser la explicación de por qué los nemátodos mermitidos no alcanzan altos niveles de abundancia. Los nemátodos Thelastomathidae estuvieron representados ampliamente en tres de los insectos: el grillotopo *N. claraziana* (62,5%), el grillo *G. laplatae* (62,5%), y las larvas de coleópteros (30,7%). *Gryllodes laplatae* y *D. abderus* albergaban el número más abundante de las especies de nemátodos. Entre estos parásitos, *Thelastoma rara* era una de las especies más comunes registradas y la dominante (83%). Esta omnipresencia podría ser el resultado del ciclo de vida del nemátodo. Camino et al. (1997) informaron de que varias generaciones de adultos de *T. rara* se producen dentro de sus hospederos. Condiciones similares se podrían obtener con las especies de rhabdítidos, que mostraron altos valores de abundancia: *Cruznama lincolnensis*, *Alloionema* sp. y *Pelodera* sp. Esta última especie fue la más abundante, pero no mostró parasitismo alto. Jex et al. (2006) observaron que las especies que pertenecen a la familia Pseudonimidae con más frecuencia infectan a los coleópteros.

La presencia de una especie de *Pseudonymus* sp. en el grillotopo *N. claraziana* constituye el primer registro en el orden Orthoptera.

De acuerdo con los resultados de Adamson y van Waerebeke (1992), se han registrado los niveles más bajos de la especificidad de los nemátodos thelastomátidos, que son capaces de parasitar a todas las especies hospederas. Los nemátodos travassonemátidos son más exigentes e infectan a los grillotopos exclusivamente (Jex et al. 2006). Se encontraron además dos especies, una en el grillotopo *N. claraziana* y la otra en el gusano blanco *D. abderus*.

El índice de Shannon-Wiener es comúnmente utilizado para evaluar la diversidad de especies, la combinación de los parámetros de uniformidad y la riqueza, pero este índice puede ser influenciado por el número o la abundancia total de taxones. Esta característica podría explicar los índices más altos registrados en los grillos, donde ninguna de las especies se observó con una alta dominancia. En consecuencia, no se registró un alto valor en el índice de uniformidad, sino una baja en el índice de Simpson, donde este último es una expresión de la dominación de una determinada especie de nemátodo.

Especies hospederas

Parásitos	Gryllidae				Gryllotalpidae				Scarabeidae							
	<i>G. laplatae</i>				<i>N. calreziana</i>				<i>C. signaticollis</i>				<i>D. abderus</i>			
	P	I	A	D	P	I	A	D	P	I	A	D	P	I	A	D
MERMITHIDAE																
<i>Agameremis decaudata</i>	-	-	-	-	60	3	1.8	28	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Amphimermis sp.</i>	36	1.1	0.4	0.02	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Amphimermis bonaerensis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Amphimermis dichroplusi</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Amphimermis ronderosi</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Amphidomeremis sp.</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	12	5.6	0.62	0.25
<i>Hexameremis cochlearius</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Hexameremis gracilis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	10	5.5	0.44	0.18
<i>Hexameremis macrostoma</i>	36	1.1	0.4	0.02	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Hexameremis ovistriata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Longimeremis acridophila</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
THELASTOMATIDAE																
<i>Blatticola cristovata</i>	28	2.6	1.4	0.06	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Cameronia laplatae</i>	36	1.5	0.54	0.02	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Cephalobellus cyclocephalae</i>	-	-	-	-	50	1.6	0.8	12	12	1.21	0.8	0.3	-	-	-	-
<i>Cephalobellus lobulata</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Cephalobium bidentata</i>	24	2.0	0.96	0.04	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Cephalobium dispar</i>	0.03	0.76	-	39	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Cephalobium laplata</i>	24	3.4	0.82	0.03	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Cephalobium magdalensis</i>	24	1.54	0.74	0.03	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Cephalobium odontolateralis</i>	24	1.75	0.84	0.03	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Cephalobium polidentatum</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Cephalobium tridentata</i>	24	1.04	0.5	0.02	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Euryconema brevicauda</i>	-	-	-	-	32	1.18	0.8	12	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Fontanema gracilis</i>	-	-	-	-	65	1.3	0.4	13	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Grillophila cephalobulata</i>	-	-	-	-	28	1.92	0.5	8	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Leydinema saltense</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Neyraiella distinctus</i>	32	16	0.7	0.03	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Scwenkiella tetradentatum</i>	-	-	-	-	31	1.93	0.6	9	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Severianoia brevicauda</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	60	1.0	0.6	0.24
<i>Thelastoma modestus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	65	30	28.12	7.4
<i>Thelastoma rara</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	80	2500	200	83
PSEUDONYMIDAE																
<i>Pseudonymus terrestris</i>	-	-	-	-	35	1.11	0.8	12	-	-	-	-	-	-	-	-
TRAVASSOSINEMATIDAE																
<i>Binema bonaerensis</i>	-	-	-	-	50	1.5	0.8	12	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Mirzaiella americana</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	32	1.0	0.32	0.13
DIPLOGASTERIDAE																
<i>Diplogaster octodontus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	26	2.46	0.64	0.26
<i>Mikoletzkyia sp.</i>	22	4.3	0.94	0.04	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Noteodiplogaster papillosa</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	36	2.7	1.0	0.41
<i>Patanodontus acaudatum</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	26	2.5	2.5	0.26
RHABDITIDAE																
<i>Alloionema sp.</i>	80	937	750	31	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Pelodera sp.</i>	16	4900	790	33	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Cruzinema lincolnensis</i>	80	1047	838	35	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Cruzinema campestris</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	26	30	8	3.2
<i>Parasitorhabditis platidontus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	30	22	6.6	2.72
<i>Rhabditis bonaerensis</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	26	17	4.4	1.81

Tabla 7. Prevalencia (P), número de nemátodos por hospedero, Intensidad (I), abundancia media (A), y dominancia (D) de los nemátodos parásitos de Gryllidae, Gryllotalpidae y Scarabeidae plagas del suelo de la región pampeana en Argentina

Las especies de nemátodos parásitos de gusanos blancos y de los grillos, fueron los dominantes, también mostraron los mayores valores para el índice de Simpson. Por el contrario los valores obtenidos para el coeficiente de Sorensen, que compara las poblaciones de especies de nemátodos entre dos hospederos, fueron bajos y podrían ser el resultado de la alta especificidad de los parásitos frente a sus hospederos.

La mayoría de las especies de nemátodos constituyen una influencia significativa en la regulación de la dinámica poblacional de los insectos plaga (Poinar, 1979). Por lo tanto, la región pampeana de Argentina y constituye una zona con una gran diversidad de nemátodos parásitos de grillos, grillotopos, gusanos blancos y tucuras. Un mayor conocimiento de la biología y la diversidad de las comunidades de nemátodos permitirán una mejor interpretación de las relaciones parásito-hospedero. Sería además importante encontrar nuevas especies de nemátodos que permitan lograr el control biológico de las plagas de insectos perjudiciales en las zonas agrícolas de Argentina.

3.1. Bibliografía

Adamson, M. L. & D. van Waerebeke 1992. Revision of the Thelastomatoidea, Oxyurida of invertebrate hosts: 1. Thelastomatidae. *Systematic Parasitology* 21, 21–64.

Jex, A. R., Schchneider, M. A. & Cribb, T.H. 2006. The importance of host ecology in thelastomatoid (Nematoda: Oxyurida) host specificity. *Parasitology International* 55, (3) 169-174.

Poinar, G. O. JR. 1979. *Nematodes for biological control of insects*. Boca Raton, USA, CRC Press, 277 pp.

Capítulo 4

Rol depredador de las arañas de agroecosistemas

Con el incremento en el interés por los métodos de manejo sustentable de insectos plaga, en las últimas décadas se prestó más atención a otros grupos de enemigos naturales como las arañas (Araneae). Estas son polífagas, depredadoras obligadas, que se alimentan de un número considerable de insectos perjudiciales (Riechert & Bishop, 1990; Young & Edwards, 1990; Nyffeler *et al.* 1994a, 1994b; Polis & Strong, 1996; Lang *et al.*, 1999; Schmitz, 2003; Wise, 2006).

Según Hairston *et al.* (1960), las poblaciones de herbívoros no están limitadas por la competencia por el alimento sino por la depredación. Sin embargo, las prácticas modernas, que implican repetidos disturbios químicos y físicos del ambiente, a veces no proveen las condiciones apropiadas para el establecimiento de los depredadores (Young & Edwards, 1990; Feber *et al.* 1998). Los herbívoros escapan entonces del control de los depredadores y se vuelven muy abundantes hasta el punto de causar daños severos en la vegetación. Si un depredador pudiera establecerse y alimentarse de estos herbívoros, su número se reduciría considerablemente. Sunderland (1999) considera que las arañas se encuentran dentro de este tipo de depredadores.

Existen numerosas investigaciones que han demostrado que las arañas pueden ser importantes agentes de control biológico de especies plaga tales como áfidos, larvas de lepidópteros, ortópteros, homópteros, algunos coleópteros y pequeños dípteros en distintos agroecosistemas (Riechert & Lockley, 1984; Nyffeler *et al.*, 1994b; Nyffeler & Sunderland, 2003; Marc *et al.* 1999, Vichitbandha & Wise, 2002; Lang, 2003).

Efecto Top-Down y Caza Superflua

Las arañas ejercen un efecto top-down evidente, por ejemplo, cuando se observa que el daño ocasionado a la vegetación por los insectos herbívoros es menor ante su presencia, que cuando están ausentes. Riechert & Bishop (1990) encontraron una notable disminución en el daño de la vegetación, frente al aumento de arañas deambuladoras en sistemas naturales. Resultados similares fueron obtenidos por Carter y Rypstra (1995) ante un aumento de arañas tejedoras en cultivos de soja.

En los sistemas agrícolas, el uso de complejos de enemigos naturales se contrapone a las estrategias del uso de especies aisladas. Aún actualmente, es un tema

controversial ya que en algunos casos estos complejos de enemigos naturales aumentan la supresión de insectos plaga (Frazer *et al.*, 1981; Dobel & Denno, 1994), mientras que en otros casos son menos efectivos debido a la depredación intragremial (Rosemheim *et al.*, 1995).

Es destacable que el efecto top-down puede producirse aún cuando las arañas no se alimentan o no pueden alimentarse directamente de los herbívoros (Rypstra, 1995; Snyder & Wise, 2000). Esto se debe a la interacción positiva depredador-depredador, conocida como “riesgo de depredación” (Charnov *et al.* 1976) que implica que la sola presencia del depredador altera el comportamiento y/o la alimentación de la presa, haciéndolas más susceptibles al ataque de otros depredadores (Losey, 1996; Losey & Denno, 1997).

Es común que las arañas capturen y maten más presas de las que en realidad consumen. Esta característica favorece el control que ellas ejercen sobre las poblaciones de insectos. Riechert & Lockley (1984) estimaron que una sola araña podría matar más de 50 veces el número de presas que consume. Hay registros de arañas lobo capaces de capturar más grillos de los que consumen, aún estando saciadas (Persons, 1999). Otras arañas tejedoras cuentan con telas de diseños particulares que logran atraer gran cantidad de insectos, que quedan atrapados entre los hilos de seda y son ignorados (Craig & Bernard, 1990; Craig *et al.*, 1996; Nyffeler *et al.*, 1994a). Existen además modelos matemáticos que demuestran que la caza superflua de presas aumenta la influencia que logran sobre las poblaciones de plagas (Riechert, 1999).

El rol de los depredadores generalistas

Investigaciones teóricas y aplicadas sostienen que los depredadores generalistas pueden ser más efectivos que los especialistas al reducir y estabilizar las densidades de presas (Riechert, 1999; Symondson *et al.* 2002). Young & Edwards (1990) sugieren que las arañas cazadoras serían mejores controladoras de plagas que las tejedoras, ya que las primeras serían capaces de capturar una amplia variedad de presas de distintos tipos y tamaños.

Sin embargo, las arañas no consumen sólo herbívoros perjudiciales sino que pueden alimentarse de más de un nivel dentro de la cadena trófica (Morin, 1999). En general, aunque los modelos de redes alimenticias predicen que la polifagia llevaría a la inestabilidad (Morin, 1999; Halaj & Wise, 2001), los estudios de comunidades naturales

evidencian que las redes que incluyen depredadores generalistas son más estables (Wise *et al.*, 1999).

En agroecosistemas, las poblaciones de arañas pueden mantenerse aún en periodos donde las plagas son escasas, ya que se alimentan de otras presas alternativas, pudiendo ser estas, insectos benéficos o perjudiciales (Riechert & Lockley, 1984; Nyffeler *et al.*, 1992, 1994a) y, en general, exhiben una dinámica poblacional relativamente estable (Riechert & Lockley, 1984; Nentwig, 1988).

A pesar del potencial para generar poblaciones de depredadores estables, la polifagia puede ser una desventaja en sistemas donde las redes alimenticias son cortas y simples. En cadenas tróficas de cuatro niveles (depredador secundario, depredador primario, herbívoro, y productor), el depredador secundario limita al primario, disminuyendo de esta forma la presión de depredación sobre el herbívoro, que aumenta considerablemente en número (Hairston, *et al.*, 1960; Morin, 1999). Las arañas que se alimentan de otros depredadores (depredación intergremial) o que presentan canibalismo (depredación intragremial) originan este tipo de cascadas tróficas (Fagan & Hurd, 1991; Halaj & Wise, 2001, 2002; Hodge, 1999; Polis *et al.*, 1989; Polis & Strong, 1996; Snyder & Wise, 1999, 2001; Wise, 2006; Wise *et al.*, 2006).

Las arañas como agentes de control biológico

Las arañas pueden ser efectivos depredadores de insectos herbívoros plaga, y pueden ejercer un considerable efecto top-down, generalmente capturando más insectos que los que consumen. A pesar de presentar canibalismo e interferir con otros depredadores por sus presas, las arañas en conjunto pueden considerarse con un alto potencial para mantener las densidades de plagas a bajos niveles de abundancia. Estas pueden responder tanto funcional como numéricamente al incremento de la densidad de presas (Riechert & Lockley, 1984; Morin, 1999; Marc *et al.*, 1999). En virtud de estas respuestas y de la polifagia, sus poblaciones en los agroecosistemas pueden ser persistentes, transformándose en potenciales candidatas para el control biológico.

Se sabe que las arañas pueden ser importantes factores de mortalidad de plagas de cultivos como áfidos, langostas, cicadélidos y larvas de lepidópteros. Sin embargo, las mismas especies de arañas que se alimentan principalmente de insectos perjudiciales en algunos lugares, pueden alimentarse de insectos benéficos en otros. Se requieren entonces más investigaciones para determinar la eficiencia de este grupo en distintos tipos de cultivos y climas, y bajo diferentes prácticas de manejo antes de que las

conclusiones generales sobre su eficacia como agentes de control biológico puedan ser justificadas (Nyffeler *et al.*, 1994a; Rypstra *et al.* 1999).

Existen registros de especies de insectos plaga de la alfalfa y cereales que son depredados por arañas, tal es el caso de algunos gorgojos, como *Aramigus tessellatus* Say (Harcourt *et al.*, 1986; Lanteri dir., 1994; Lanteri *et al.*, 1998) y de ciertos áfidos (Edwards *et al.*, 1979; Toft, 1995; Losey, 1996; Losey & Denno, 1997; Harwood *et al.*, 2004). Dentro de estos últimos se destacan las especies *Diuraphis noxia* (Mordvilko) (pulgón ruso del trigo), *A. kondoi* y *A. pisum* (pulgones azul y verde de la alfalfa, respectivamente), responsables en los últimos años de graves pérdidas económicas en nuestro país. Pese a esto los aportes sobre el rol depredador de la aracnofauna en agroecosistemas realizados hasta el presente en Argentina son escasos y referidos exclusivamente a la abundancia y diversidad de la taxocenosis de arañas, colonización y tasas de depredación en cultivos de soja (Minervino, 1996; Liljesthröm *et al.*, 2002, Cheli *et al.*, 2006, Beltramo *et al.*, 2006).

4.1. Experiencias de depredación de las arañas sobre los principales grupos de plagas de los cultivos de trigo y alfalfa

Se realizaron cuatro tipos de experiencias donde las especies de arañas más abundantes (*M. pallidus*, *O. salticus* y *Araneus* sp.1) fueron utilizadas como depredadores generalistas, y áfidos, gorgojos y larvas de lepidópteros como sus presas potenciales (Armendano & González, 2011). Se construyeron jaulas experimentales descritas a continuación.

Recolección, cría y mantenimiento de los ejemplares utilizados en las experiencias.

Arañas

El criterio para elegir las arañas que se utilizarían en los ensayos se basó en los datos sobre la composición específica y la estructura de la comunidad de arañas estudiadas en los cultivos de trigo y alfalfa.

Por otro lado debido a que los tres grupos plaga considerados se ubican sobre el estrato herbáceo se eligieron las especies de arañas más abundantes y que a su vez pertenecieran a gremios distintos, en cuanto al tipo y modo de capturar a sus presas.

Solamente se utilizaron ejemplares hembras adultos ya que los machos en general suelen alimentarse poco o dejan de hacerlo cuando alcanzan la madurez sexual.

Las hembras de *M. pallidus*, *O. salticus*, *Araneus* sp.1 y *L. poliostoma* se recolectaron en campos de la Estación Experimental de Gorina y en parcelas privadas de la localidad de Los Hornos. Para las capturas se utilizaron los métodos manual y red de arrastre de 38cm de diámetro. Fueron recolectadas como subadultas para ser luego trasladadas y mantenidas bajo condiciones normales de laboratorio (20° +/- 2°C de temperatura, 70% de humedad y un fotoperíodo de 10-12 h L:O), asegurando de tal modo que las mismas no estuvieran fecundadas a fin de evitar modificaciones en el consumo de presas.

Las mismas se dispusieron aisladamente en frascos plásticos de 250ml tapados con voile, donde se colocó un algodón embebido en agua a fin de evitar la desecación. Se alimentaron una vez por semana, con *Drosophila melanogaster* Meigen y *Musca domestica* Linneo, criadas en bioterio para tal fin, hasta una semana previa al inicio de las experiencias, luego las arañas fueron mantenidas en ayunas.

Áfidos

Parte de los ejemplares de *A. pisum* (Homoptera: Aphididae) fueron recolectados manualmente en campos cultivados pertenecientes a la Estación Experimental de Gorina, dependiente del Ministerio de Asuntos Agrarios de la Provincia de Buenos Aires. Otros provinieron de colonias criadas en la Cátedra de Cereales de la Facultad de Cs. Agrarias de la UNLP.

Los pulgones obtenidos fueron trasladados al laboratorio. Allí se procedió a su separación, utilizándose sólo los ejemplares libres de parasitoides y patógenos. Posteriormente, empleando pinceles finos se ubicaron sobre plantas de cebada de unos 6cm de altura, sembradas en macetas de 10 x 15cm (diámetro x altura).

La recolonización de los pulgones a nuevas plantas de cebada se realizó cada dos semanas. Las colonias fueron mantenidas entre 20° a 25°C, 60 a 70% de humedad relativa y en lugares con exposición solar.

Curculiónidos

Los gorgojos adultos (Coleoptera: Curculionidae) fueron recolectados en campos de vegetación espontánea mediante red de arrastre. Se ubicaron en frascos de vidrio de 10 x 15cm (diámetro x altura) cubiertos con una gasa de malla fina para permitir la

aireación. Se colocaron juntos unos 30 ejemplares machos y hembras, con semillas de cebada y se mantuvieron bajo condiciones normales de laboratorio (20° +/- 2°C de temperatura, 70% de humedad y 10-12 hs/luz de fotoperíodo). La renovación de las semillas se realizó cada 20 días.

Larvas de lepidópteros

Las larvas de *S. frugiperda*, *A. gemmatalis* y *R. nu* (Lepidoptera, Noctuidae) fueron obtenidas a partir de crías masivas realizadas en laboratorios pertenecientes al INTA-AER Sáenz Peña, Chaco. Las mismas fueron acondicionadas en frascos plásticos individuales de 2,5 x 8,5cm (diámetro x altura), bajo condiciones de laboratorio (20° +/- 2°C de temperatura, 70% de humedad y 10-12 hs/luz de fotoperíodo). Fueron mantenidas mediante la preparación de dietas artificiales (según Parra, 1986). Una vez obtenidas las pupas fueron separadas y colocadas en número de 20 (machos y hembras) en frascos de cría de 10 x 22cm (diámetro x altura) revestidos con papel blanco (para permitir la oviposición).

Los adultos fueron alimentados con una solución acuosa de miel 10% colocada en pequeños dispositivos en cuyo interior se colocó algodón embebido en la solución, que por capilaridad permitió la alimentación de los lepidópteros. Una vez obtenidas las puestas, los huevos fueron separados y colocados en frascos individuales con dieta artificial.

Para las experiencias se utilizaron larvas de segundo y tercer estadio que medían entre 7 a 10mm acorde al tamaño de las tres especies de arañas usadas como depredadores, cuyo tamaño osciló entre los 5 a 9mm.

Experiencias.- Procedimientos y condiciones

Jaulas experimentales

Las jaulas experimentales utilizadas en este estudio fueron las estándar para realizar investigaciones con arañas en ecosistemas terrestres (Riechert & Lawrence, 1997; Beckerman *et al.*, 1997; Schmitz, 2003). Estas consistieron en estructuras de metal de 1 x 1m (ancho x alto) con los cuatro lados verticales cubiertos con una malla fina plástica. El área basal de las jaulas fue de 1m². La elección dependió del tamaño de las especies de herbívoros y arañas utilizados. Estas clausuras se consideran apropiadas

para insectos con rangos de tamaño de 2,5cm de largo o menores. Esto permite trabajar con densidades realistas dentro de pequeñas áreas basales (1m²) (Schmitz, 2004).

La parte inferior de las clausuras se enterró en el suelo encerrando a la vegetación propia del/de los cultivos, previa remoción manual de toda la fauna existente. Para incrementar la estabilidad se sujetaron a estacas de madera enterradas en el suelo. La malla metálica que cubrió la parte superior de las jaulas permaneció abierta temporalmente para permitir la colocación de los ejemplares de arañas e insectos plaga utilizados en las distintas experiencias, como así también realizar controles visuales y censos. Durante los ensayos estas permanecieron cerradas mediante grampas metálicas para evitar la salida de depredadores y presas, creando una especie de mesocosmos experimental.

Área de estudio

Las jaulas experimentales se dispusieron al azar, en campos cultivados con trigo y alfalfa pertenecientes a la Estación Experimental de Los Hornos "Julio Hirschorn", Partido de La Plata.

Se colocaron en las partes centrales del cultivo, donde la vegetación era más homogénea y que representaran la típica exposición solar diurna, evitando los lugares sombreados de las zonas marginales que podrían ocasionar diferencias de temperatura considerables entre el ambiente y el interior de las jaulas.

La distancia mínima entre los ensayos fue de 1,5m a fin de impedir algún tipo de disturbio en la actividad de las presas debido a la proximidad de los tratamientos (Schmitz *et al.*, 1997; Schmitz & Suttle, 2001).

Ensayo de selectividad

Se diseñó una experiencia donde coexistieron las arañas dominantes *M. pallidus*, *O. salticus* y *Araneus* sp. frente a los tres grupos de plagas primarias (áfidos, larvas y gorgojos) del cultivos de alfalfa.

En cada jaula experimental se ubicaron los tres tipos de plagas: 6 curculiónidos, 30 áfidos y 9 larvas en total, acorde a las densidades encontradas en infestaciones de plaga leves (Trumper, 2004) frente a un solo ejemplar hembra adulta de *M. pallidus*, *Araneus* sp. y *O. salticus* por separado. El ensayo duró una semana. Día por medio se inspeccionaron los tratamientos a fin de registrar el número y tipo de presa depredada y reponer el

número inicial de presas. En todos los casos antes de ubicar las jaulas experimentales se eliminó toda la fauna existente sobre los cultivos. Se realizaron 10 réplicas y 5 controles. Una vez finalizados se abrieron las jaulas y se registraron los ejemplares encontrados. Se consideraron solamente las presas consumidas, descontándose la mortalidad de presas por causas diferentes a la depredación teniendo en cuenta los controles sin arañas.

Se calculó el Índice Q (Jacobs, 1974) para evaluar la preferencia hacia los distintos grupos plaga.

$$Q = r(1-p)/p(1-r)$$

Donde:

r= es la fracción de un tipo de comida en la dieta del depredador

p= es la fracción de esta comida en el medio

Cuando Q varía entre 0 y 1, la selectividad del depredador hacia ese tipo de presa es negativa. Si Q es superior a 1 la selectividad es positiva.

Tasas de consumo

Debido a que el ensayo de selectividad demostró una marcada preferencia de las arañas dominantes frente a las larvas de lepidópteros, se estimó la tasa de consumo de *M. pallidus*, *O. salticus* y *Araneus* sp.1 sobre *A. gemmatalis*, *R. nu* y *S. frugiperda* respectivamente. En cada jaula se ubicaron primero una de las tres especies de presas con una densidad de 10 larvas/m² y 1 ejemplar hembra de cada especie de depredador por separado. Estas últimas fueron sometidas a una semana de ayuno previo en el laboratorio. Los ensayos se realizaron simultáneamente y duraron 24hs. Se realizaron 10 réplicas de cada uno. Transcurridas las 24 hs. se contaron los ejemplares encontrados en cada jaula.

Para estimar la tasa de consumo (C), es decir, el número de presas consumidas por cada araña en una unidad de tiempo, se consideró según Minervino (1996):

$$Nd = No - Nt \text{ (Jaulas experimentales)}$$

$$Nm = No - Nt \text{ (Jaulas controles)}$$

Entonces
$$(C) = \frac{(No - Nt) - Nm}{t}$$

$$(C) = \frac{Nd - Nm}{t}$$

Si llamamos Na= Nd – Nm, entonces

$$(C) = Na/t$$

Donde:

No: es el número inicial de presas

Nt: es el número final de presas al cabo del tiempo t

Nd: es el número de presas desaparecidas en las jaulas experimentales

Nm: es el número de presas muertas por causas distintas a la depredación

Na: es el número de presas consumidas por la araña

t: tiempo en días

Efecto de los depredadores aisladamente y en conjunto sobre el número de presas

Se diseñó una experiencia capaz de comparar el efecto de las especies de arañas dominantes de la alfalfa, aisladamente y en conjunto sobre la población de presas. Las densidades de depredadores y presas se aproximaron a las registradas en el cultivo.

Los tratamientos consistieron en colocar un conjunto de (i) presas frente a cada uno de los depredadores (*M. pallidus*, *O. salticus*, *Araneus* sp.1 y *L. poliostroma*), (ii) las presas frente al conjunto de depredadores y (iii) los controles donde todas las especies de arañas fueron removidas.

En cada jaula se colocaron las presas: lepidópteros (n=10), áfidos (n=10), curculiónidos (N=10), crisomélidos (n=10), y ortópteros (n=10). Las densidades de los depredadores fueron en todos los casos de cinco ejemplares hembra. En los ensayos de especies asociadas se colocó una araña de cada una de las cinco especies consideradas. Se realizaron 5 repeticiones y cinco controles. Se trabajó con un total de 30 jaulas. En todos los casos antes de ubicar las jaulas experimentales se eliminó toda la fauna existente sobre el cultivo. El experimento se llevó a cabo durante 48hs.

Efecto indirecto de los depredadores sobre la vegetación

Se estudiaron los patrones de densidad y daño en la vegetación que median en las cascadas tróficas a partir de un sistema de tres niveles tróficos, que comprendió: arañas,

larvas de lepidópteros y plantas. Los modelos teóricos predicen que en los sistemas donde se ha eliminado toda la fauna existente, la adición de herbívoros, ocasionaría altos niveles de daño en la vegetación (Oksanen *et al.*, 1981; Schmitz, 1993). La adición de depredadores a cadenas tróficas de dos niveles conteniendo herbívoros y plantas deberían disminuir el daño infringido sobre la vegetación (Beckerman *et al.*, 1997).

Para corroborar la existencia de efectos indirectos de los depredadores sobre la vegetación se consideraron tres tratamientos en jaulas de 1 x 1m² conteniendo: (i) solamente plantas de alfalfa (ii) plantas y larvas defoliadoras, (iii) plantas, larvas y arañas *O. salticus*, que fue la que presentó los mayores valores de tasa de consumo.

El experimento se llevó a cabo durante 72hs. La preparación de las experiencias implicó la remoción manual de la fauna existente sobre la vegetación en los lugares donde se ubicaron las jaulas. Luego se colocaron las presas (10 larvas de *R. nu* en estadio 2 y 3 por planta) y un depredador.

De cada tratamiento se realizaron 10 réplicas. Una vez terminada la experiencia se estimó en daño en el cultivo teniendo en cuenta: el número promedio de hojas de cultivo dañadas.

Resultados

Los resultados obtenidos en este estudio demuestran que las especies *M. pallidus*, *O. salticus* y *Araneus* sp.1 presentan una preferencia positiva frente a lepidópteros defoliadores, mostrando un escaso consumo de los otros dos grupos de plagas primarias (Aphididae y Curculionidae) (Tabla 8).

Según Nyffeler & Sunderland (2003) la dieta de las arañas en agroecosistemas incluye Diptera, Homoptera, Lepidoptera, Heteroptera, Hymenoptera y Coleoptera, que comprenden el 95% del total de presas consumidas. También se alimentan de otras arañas, especialmente las cazadoras.

Coincidentemente con los resultados obtenidos, estudios realizados mediante técnicas de radiomarcado demostraron que las arañas se alimentan preferentemente de lepidópteros plaga (huevos o larvas) en cultivos de algodón (Gravena & Sterling, 1983; Nuessly & Sterling, 1994). Las arañas involucradas son principalmente cazadoras de las familias Oxyopidae, Salticidae, Thomisidae y Clubionidae. Estos resultados fueron verificados por estudios realizados con el método ELISA, en ensayos experimentales y a través de observaciones visuales (Ruberson & Greenstone, 1998).

En cultivos de soja se encontró también que las arañas se alimentan de varios estadios de *A. gemmatalis* (Godfrey *et al.*, 1989; Gregory *et al.*, 1989). Representantes de las familias Oxyopidae, Salticidae, Thomisidae y Clubionidae serían los principales depredadores de lepidópteros plaga en este cultivo (Reed *et al.*, 1984; Gregory *et al.*, 1989).

	<i>M. pallidus</i>	<i>Araneus</i> sp.	<i>O. salticus</i>
Gorgojos	0.16a	0.21a	0.19a
Pulgones	0.54a	0.42a	0.47a
Larvas lepidópteros	3.05b	2.98b	3.22c

Las mismas letras indican que no hubo diferencias significativas (Test de t, P> 0.05)

Tabla 8: Índice Q para los distintos grupos de plagas consumidos por *Misumenops pallidus*, *Araneus* sp. *Oxyopes salticus*

Además, Shaw *et al.* (1987) demostraron que la remoción de depredadores que incluyen Araneidae incrementa significativamente la densidad de otros Noctuidae como *Hemileuca oliviae* Cockrell.

También en estudios realizados en algodonereros de Texas, el porcentaje de áfidos en la dieta de *O. salticus* fue baja comparado con el porcentaje de áfidos en el conjunto de presas potenciales (Nyffeler *et al.*, 1987). Esto sugiere que los áfidos serían evitados por las arañas como presas potenciales. Posiblemente los áfidos constituyen presas de “baja calidad” para Oxyopidae y Lycosidae (Toft, 1995).

Esto concuerda también con los únicos ensayos realizados en nuestro país en cultivos de soja (Minervino, 1996) donde también quedó demostrada una preferencia positiva de *M. pallidus* frente a larvas defoliadoras (Lepidoptera: Noctuidae) y con los ensayos llevados a cabo por Cheli *et al.* (2006), que demostró un nivel de depredación intermedio (30%-55%) frente a *R. nu* y depredación negativa frente a *A. pisum* (Aphididae) y *Naupactus* sp. (Curculionidae) en ensayos de laboratorio.

Comparadas con otros poiquiloterms de igual peso corporal, las arañas generalmente presentan tasas metabólicas bajas, y poseen la capacidad de reducirla aún en períodos de inanición (Greestone & Bennett, 1980). Turnbull (1973) determinó que la alimentación de las arañas es errática, con períodos cortos de intensa alimentación. Un sistema digestivo extenso, un abdomen distensible y capacidad de almacenar grasas, les

permite alimentarse en exceso cuando la comida es abundante, y sobrevivir sin comida por largos periodos cuando la densidad de presas disminuye (Riechert & Harp, 1987; Foelix, 1982).

Las arañas de agroecosistemas no se alimentan continuamente (Nyffeler *et al.*, 1994b), y solamente un 3,8% se han observado alimentándose en un determinado momento en cultivos de Europa y Estados Unidos (Nyffeler & Sunderland, 2003). Las tasas de depredación diarias dependen de distintos factores como: el tamaño de la araña, edad, sexo, eventos fisiológicos en el ciclo de vida de la araña (ej., muda) condiciones climáticas y disponibilidad y tipo de presas (Nyffeler *et al.*, 1994a). Estos mismos autores estimaron que una araña típica de agroecosistemas captura aproximadamente una presa por día (Nyffeler *et al.*, 1994b). En laboratorio, las mismas especies se alimentan a tasas varias veces mayores cuando el alimento es ofrecido *ad libitum* (Young & Lockley, 1986). Esto sugiere que las arañas en el campo consumen presas a tasas más bajas que su máxima capacidad de consumo (Nyffeler & Sunderland, 2003).

En los resultados del estudio de las tasas de consumo en Argentina superaron los valores estimados de una presa diaria (Tabla 9). Probablemente, estos valores se relacionan con el hecho de que los ensayos si bien fueron llevados a cabo a campo, se realizaron en jaulas experimentales donde las arañas contaron con una disponibilidad de presas constante y en densidades considerables.

	<i>M. pallidus</i>	± SD	<i>Araneus</i> sp.	± SD	<i>O. salticus</i>	± SD
<i>Spodoptera frugiperda</i>	1.5a	± 0.53	1.2a	± 0.52	1.7a	± 0.88
<i>Anticarsia gemmatalis</i>	1.6a	± 0.63	1a	± 0.82	1.9a	± 0.63
<i>Rachiplusia nu</i>	2.1a	± 0.48	1.8a	± 0.88	2.8b	± 0.79

Las mismas letras

indican que no hubo diferencias significativas (Test de t, P> 0.05)

Tabla 9: Tasas de consumo diarias para las tres especies de larvas defoliadoras consumidas por *Misumenops pallidus*, *Araneus* sp. y *Oxyopes salticus*

Algunos autores como Nentwig (1988) Nyffeler *et al.* (1994b) y Cheli *et al.* (2006), consideran que las arañas tienen una mayor predilección por las presas de dimensiones menores, de exoesqueletos más delgados, sin sustancias repelentes para los depredadores y de mayor movilidad. Esta última característica queda evidenciada en este

estudio porque las tres especies de arañas estudiadas, *M. pallidus*, *O. salticus* y *Araneus* sp.1 presentaron los valores más altos de tasas de consumo frente a *R. nu* (Fig. 1). Esta larva defoliadora, también conocida como oruga medidora, presenta un desplazamiento particular, que le confiere una mayor movilidad, respecto a las otras dos especies (*S. frugiperda*, *A. gemmatalis*), quedando de alguna manera más expuesta frente a estos depredadores y especialmente frente a las arañas cazadoras, que deambulan activamente por toda la planta en busca de larvas y adultos de Lepidoptera y Heteroptera (Whitcomb, 1974; Young, 1989).

En referencia al tamaño de las presas mayormente consumidas, experiencias de depredación en laboratorio demuestran que el tamaño óptimo oscila entre el 50-80% del tamaño de la araña (Nentwig, 1987; Cheli *et al.*, 2006), también evidenciado en observaciones a campo (Nyffeler *et al.*, 1994a). Coincidentemente con LeSar & Unzicker (1978) y Young & Edwards (1990) en los cultivos estudiados predominaron también las arañas pequeñas, contando por lo tanto con una gran disponibilidad de presas potenciales.

Las arañas estudiadas presentaron preferencia negativa frente a los otros dos grupos plaga considerados (Aphididae y Curculionidae), relacionándose el primer caso con la presencia de glándulas pestilentes, que resultan una buena defensa frente a los depredadores (Richards & Davies, 1984; Nentwig, 1987) y la segunda a la presencia de exoesqueletos fuertemente esclerotizados que dificulta la inoculación del veneno. El consumo de insectos con cutículas muy gruesas como los coleópteros, se debe a las arañas de gran tamaño, que en general aparecen en bajo número en los agroecosistemas. En éstos últimos predominan las arañas pequeñas (ej. *O. salticus*), cuyos quelíceros no pueden atravesar cutículas muy gruesas y por lo tanto su contribución al efecto de depredación puede considerarse bastante escaso (Nyffeler *et al.*, 1994a).

Riechert & Lockley (1984) propusieron que los depredadores generalistas podrían ejercer un mayor control sobre las poblaciones de presas, si éstos se presentan en asociaciones de varias especies en vez de especies aisladas (Fig. 2). Esto se explica debido a que como la riqueza de especies de depredadores se incrementa, la representación de distintos tamaños del cuerpo de depredadores y comportamientos de caza se ampliarían, lo que a su vez aumentaría la probabilidad de que presas de diferentes tamaños y especies fueran capturados por alguno de estos depredadores.

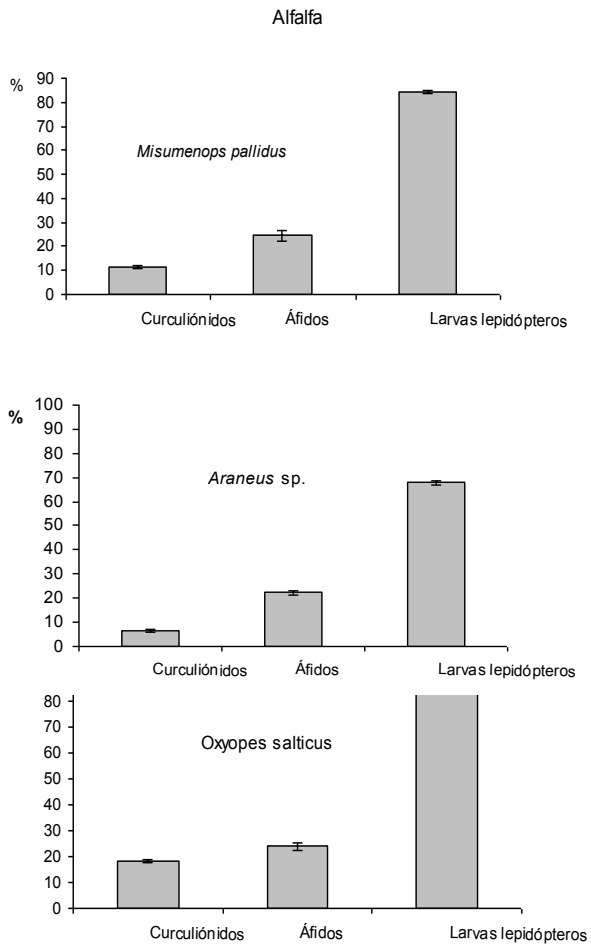


Fig. 1: Porcentaje de depredación promedio de *M. pallidus*, *Araneus sp.* y *O. salticus* en relación a cada grupo de plagas primarias en cultivos de alfalfa (Buenos Aires, Argentina)

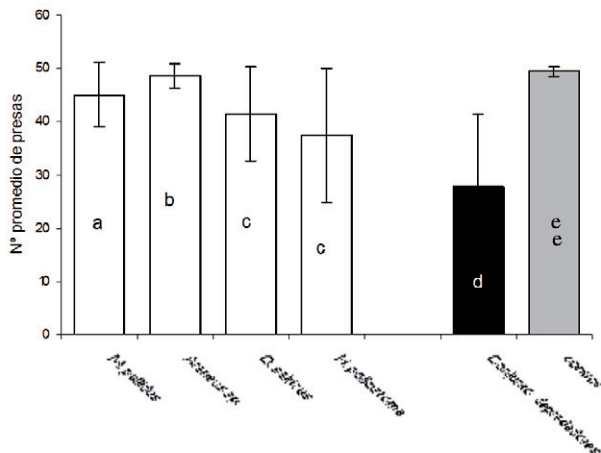


Fig.2: Efecto de los depredadores aisladamente y en conjunto sobre el número de presas (a,b,c) presas frente a cada uno de los depredadores (*M. pallidus*, *O. salticus*, *Araneus sp.1* y *H. polioctoma*), (d) las presas frente al conjunto de depredadores y (e) controles

Las mismas letras indican que no hubo diferencias significativas ($P > 0.05$)

Entre los invertebrados, muchos depredadores atacan a presas acordes a su tamaño relativo. Los depredadores además tienen comportamientos de captura asociados con un microhábitat en particular y que es visitado por algunas o una especie o incluso solo algún estadio larval de estas especies (Turnbull 1973; Post & Riechert, 1977). Los resultados de este trabajo coinciden con Provencher & Riechert (1994) donde una mayor riqueza de especies incrementa el total de insectos consumidos.

Al menos existen ocho factores que contribuyen potencialmente al efecto de esta asociación: el número de especies de depredador y presas; variaciones del tamaño del cuerpo entre las especies de depredadores y entre las especies de presas; variaciones del tamaño del cuerpo dentro de las especies de depredadores y dentro de las especies de presas; variaciones en el comportamiento de captura y variaciones en el ciclo de vida de la presa.

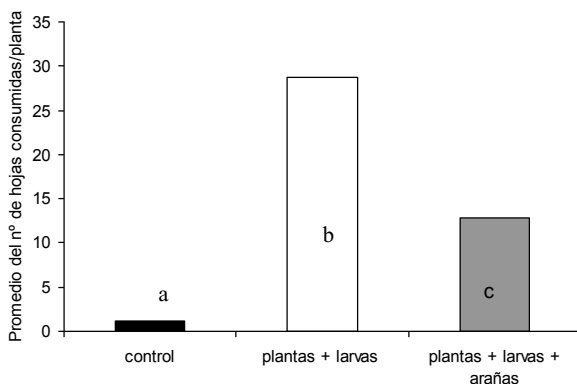


Fig. 3: Número promedio de hojas de alfalfa dañadas en 72hs. por larvas de *R. nu* por tratamiento (plantas + larvas; plantas + larvas + arañas; controles).

Las letras diferentes indican que hubo diferencias significativas ($P < 0.05$)

Las arañas cazadoras por emboscada son principalmente depredadoras generalistas de insectos y otras arañas y se encuentran típicamente en grandes asociaciones de especies (Post & Riechert, 1977; Riechert & Lockley, 1984). *M. pallidus* y *O. salticus* demostraron una mayor eficiencia en la captura de presas especialmente larvas de lepidópteros.

En los tratamientos donde se incorporó a *L. poliostroma* se evidenció el consumo de otras presas como los coleópteros y ortópteros; esto debido a que los licósidos son arañas cazadoras corredoras de suelo de mayor tamaño que las arañas cazadoras por emboscada que habitan sobre la vegetación, o son capaces de consumir presas de mayor tamaño (ortópteros) y de exoesqueletos más gruesos (curculiónidos y crisomélidos). Mientras que *Araneus* sp.1 resultó ser menos eficaz en la captura de este tipo de insectos. Probablemente, por ser una araña tejedora, esté más especializada en el consumo de presas voladoras tales como dípteros o himenópteros.

Del estudio realizado surge que las arañas presentan ciertas características que las constituyen como enemigos naturales capaces de ejercer o contribuir en el control de insectos plaga de los cultivos de alfalfa. Estas características se relacionan con el hecho de que las arañas son abundantes, aparecen durante todo el desarrollo fenológico de los cultivos, tienen posibilidades de sobrevivir largos períodos sin consumo de alimento y son

capaces de alimentarse de algunas de las especies plaga que ocasionan serios daños a la vegetación (Fig. 3).

4.2. Bibliografía

Armendano A. y A. González. 2011. Efecto de las arañas (Arachnida, Araneae) como depredadoras de insectos plaga en cultivos de alfalfa (*Medicago sativa*) (Fabaceae) en Argentina. *International Journal of Tropical Biology and Conservation* 59 (4): 1651- 1662.

Beckerman, A. P., M. Uriarte & O. J. Schmitz. 1997. Experimental evidence for a behavior-mediated trophic cascade in a terrestrial food chain. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA* Vol. 94: 10735-10738.

Beltramo, J., I. Bertolaccini & A. González. 2006. Spiders of soybean crops in Santa Fe Province, Argentina: Influence of surrounding spontaneous vegetation on lot colonization. *Brazilian Journal of Biology* 66 (3): 29-41.

Carter, P. E. & A. L. Rypstra. 1995. Top-down effects in soybean agroecosystems: spider density affects herbivore damage. *Oikos* 72: 433- 439.

Charnov, E. L., G. H. Orians & K. Hyatt. 1976. Ecological implications of resource depression. *American Naturalist* 110: 247-259.

Cheli G., A. Armendano & A. González. 2006. Preferencia alimentaria de arañas *Misumenops pallidus* (Araneae: Thomisidae) sobre potenciales insectos presa de cultivos de alfalfa. *Rev. Biol. Trop. (Int. J. Trop. Biol. ISSN-0034-7744)* Vol. 54 (2): 505-513.

Craig, C. L. & G. D. Bernard. 1990. Insect attraction to ultraviolet- reflecting spiders webs and web decorations. *Ecology* 71:616-623.

Craig, C. L., R. S. Weber & G. D., Bernard. 1996. Evolution of predator- prey systems: spider foraging plasticity in response to the visual ecology of prey. *Am. Nat.* 147: 205-229.

Dobel, H. G. & R. E. Denno. 1994. Predator planthopper interactions. In R. F. Denno & T. J. Perfect, ed. Planthoppers: their ecology and management. Chapman and Hall, New York, USA.

Edwards, C. A.; K. D. Sunderland & K. S. George. 1979. Studies on polyphagous predators of cereal aphids. *Journal of Applied Ecology*, 16: 811-823.

Fagan, W. F. & L. E. Hurd. 1991. Direct and indirect effects of generalist predators on a terrestrial arthropod community. *Ann. Midl. Nat.* 126: 380-384.

Feber, R. E., J. Bell, P. J. Johnson, L. G. Firbank & D. W. MacDonald. 1998. The effects of organic farming on surface-active spider (Araneae) assemblages in wheat in southern England, UK. *J. Arachnol.* 26: 190-202.

Foelix, R. F. 1982. *Biology of spiders*. Harvard Univ. Press, Cambridge. 306 pp

Frazer, B. D., N. Gilbert, P.M. Ives & D. A. Raworth. 1981. Predator reproduction and the overall predator-prey relationship. *The Canadian Entomologist* 113: 1015-1024.

Godfrey, K. E., W. H. Whitcomb, & J. L. Stimac. 1989. Arthropod predators of velvetbean caterpillar, *Anticarsia gemmatalis* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae) eggs and larvae. *Environ. Entomol.* 18: 118-123.

Greenstone, M. H. & A. F. Bennett. 1980. Foraging strategy and metabolic rate in spiders. *Ecology* 61: 1255-1259.

Gregory, B. M., C. S. Barfield & G. B. Edward. 1989. Spider predation on velvetbean caterpillar moths (Lepidoptera: Noctuidae) in a soybean field. *J. Arachnol.* 17: 119-122.

Hairston, N. G., F. E. Smith & L. B. Slobodkin. 1960. Community structure, population control, and competition. *Am. Nat.* 94: 421-425.

Halaj, J. & D. H. Wise. 2001. Terrestrial trophic cascades: how much do they trickle? *American Naturalist* 157: 262-281.

Halaj, J. & D. H. Wise. 2002. Impact of a detrital subsidy on trophic cascades in a terrestrial grazing food web. *Ecology* 83: 3141-3151.

Harcourt, D. C., J. R. Aragón y R. González. 1986. Plagas de la alfalfa. En: Bariggi, C., B. L. Marble, C. D. Itria y J. M. Brun (Eds.) Investigación, tecnología y producción de alfalfa. Colección Científica del INTA, Tomo XXII, Buenos Aires, 488 pp.

Harwood, J. D., Sunderland K. D. & Symondson, W. O. C. 2004. Prey selection by Linyphiid spiders: molecular tracking of the effects of alternative prey on rates of aphid consumption in the field. *Molecular Ecology* 13: 3549-3560.

Hodge, M. 1999. The implications of Intraguild Predation for the Role of Spider in Biological control. *J. Arachnol.* 27: 351-363.

Jacobs, J. 1974. Quantitative measurement of food selection. A modification of the forage ratio and Ivlev's selectivity index. *Oecologia*: 14: 413- 417.

Lang, A., J. Filser & J. R. Henschel . 1999. Predation by ground beetles and wolf spiders on herbivorous insects in a maize crop. *Agric. Ecosyst. Environ.* 72: 189-199.

Lang, A. 2003. Intraguild interference and biocontrol effects of generalist predators in a winter wheat field. *Oecologia* 134: 144-153.

Lanteri, A. A. Dir. *et al.* 1994. Bases para el control integrado de los gorgojos de la alfalfa. De la Campana eds., Buenos Aires, 119 p.

Lanteri, A. A., M. Loiacono, N. Díaz y A. Marvaldi. 1998. Natural enemies of weevils (Coleoptera: Curculionioidea) harmful to crops in Argentina. *Revta. Bras. Ent.* 41 (2-4): 517- 522.

LeSar & Unzicker (1978) y

Liljesthrom, G, E. Minervino, D. Castro & A. González. 2002. La Comunidad de Arañas del Cultivo de Soja en la Provincia de Buenos Aires, Argentina. *Neotropical Entomology* 31(2): 197-209.

Losey, J. E. 1996. Synergism between ground and foliarforaging predators of aphids in alfalfa. Dissertation. University of Maryland, College Park, Maryland, USA.

Losey, J. E. & R. F. Denno. 1997. The escape response of pea aphids to foliar- foraging predators: factors affecting dropping behavior. *Ecological Entomology* 23: 53-61.

Marc, P. A., A. Canard & F. Ysnel. 1999. Spiders (Araneae) useful for pest limitation and bioindication. *Agric. Ecosyst. Environ.* 74: 229- 273.

Minervino, E. 1996. Estudio biológico y ecobiológico de arañas depredadoras de plagas de soja. Tesis doctoral, Facultad de Ciencias Naturales y Mueso, UNLP, Inéd.

Morin, P. J. 1999. *Community Ecology*. Blackwell Science, Inc. Malden, MA.

Nentwig, W. 1987. The Prey of Spiders, p. 249-263. *In* W.Nentwig (eds.). *Ecophysiology of Spiders*. Springer, Berlin-Heidelberg, Alemania.

Nentwig, W. 1988. Augmentation of beneficial arthropods by strip-management: succession of predacious arthropods and long- term change in the ratio of phytophagous and predacious arthropods in a meadow. *Oecologia* 76:597-606.

Nyffeler, M. & G. Benz. 1987. Spiders in natural pest control: a review. *Appl. Entomol.* (103) 4: 321-339.

Nyffeler, M., D. A. Dean y L. Sterling. 1992. Diets, feeding specialization, and predatory role of two lynx spiders, *Oxyopes salticus* and *Peucetia viridans* (Araneae: Oxyopidae) in Texas cotton agroecosystem. *Environ. Entomol.* 21: 1457-1465.

Nyffeler, M., W. L. Sterling & D. A. Dean. 1994a. How spiders make a living. *Environ. Entomol.* 23: 1357- 1367.

Nyffeler, M., W. L. Sterling & D. A. Dean. 1994b. Insectivorous activities of spiders in United States field crops. *J. Appl. Ent.* 118: 113- 128.

Nyffeler, M. & K. Sunderland. 2003. Composition, abundance and pest control potential of spider communities in agroecosystems: a comparison of European and US studies. *Agricultura, Ecosystems and Environment* 95: 579-612.

Oksanen, L., S. D. Fretwell, J. Arruda & P. Niemela. 1981. Exploitation ecosystem in gradients of primary productivity. *Am. Nat.* 118: 240-262.

Persons, M. H. 1999. Hunger effects on foraging responses to perceptual cues in immature and adult wolf spiders (Lycosidae). *Anim. Behav.* 57: 81-88.

Polis, G. A., C. A. Myers & R. D. Holt. 1989. The ecology and evolution of intraguild predation: potential competitors that eat each other. *Annual Review of Ecology and Systematics* 20: 297-330.

Polis, G. A. & D. R. Strong. 1996. Food web complexity and community dynamics. *American Naturalist* 147: 813-846.

Post, III, W. M. & S. E. Riechert. 1977. Initial investigation into the structure of spider communities. I. Competitive effects. *J. Anim. Ecol.* 46: 729-749.

Provencher, L. & S. E. Riechert. 1994. Model and field test of prey control effects by spider assemblages. *Environ. Entomol.* 23: 1-17.

Reed, T., M. Shepard & S. G. Turnipseed. 1984. Assessment of the impact of arthropod predators on noctuid larvae in cages in soybean fields. *Environ. Entomol.* 13: 954-961.

Richards, O. W. & R. G. Davies. 1984. *Tratado de entomología Imms. Volumen 2: Clasificación y Biología.* Ediciones Omega, Barcelona 929 pp.

Riechert, S.E. & T. Lockley. 1984. Spiders as biological control agents. *Ann. Rev. Entomol.* 29: 299-320.

Riechert, S. E. & J. M. Harp. 1987. Nutritional ecology of spiders. *In: Nutritional ecology of Insects, Mites and Spiders*, Slansky, F., Rodriguez, J. G. eds., Wiley, New York, pp. 645-672.

Riechert, S.E. & L. Bishop. 1990. Prey control by an assemblage of generalist predators: spiders in garden test system. *Ecology* 71: 1441- 1450.

Riechert, S. E. & K. Lawrence. 1997. Test for predation effects of single versus multiple species of generalist predators: Spiders and their insect prey. *Entomol. Exp. Appl.* 4: 147-155.

Riechert, S. E. 1999. The hows and whys of successful pest suppression by spiders: insights from case studies. *J. Arachnol.* 27: 387- 396.

Rosemheim, J. A., H. K. Kaya, L. E. Ehler, J. J. Marois & B. A. Jaffe. 1995. Intraguild predation among biological- control agents: theory and practice. *Biological Control* 5: 303-335.

Ruberson, J. R. & M. H. Greenstone. 1998. Predators of budworm/ bollworm eggs in cotton: an immunological study. *Proc. Beltwide Cotton Conf.* 2: 1095-1098.

Rypstra, A. L. 1995. Spider predators reduce herbivory; both by direct consumption and by altering the foraging behavior of insect pests. *Bull. Ecol. Soc. Am.* 76 (3suppl): 383.

Rypstra, A. L., P. E. Carter; R. A. Balfour & S. D. Marshall. 1999. Architectural features of agricultural habitats and their impacts on the spider inhabitants. *J. Arachnol.* 27: 371-377.

Schmitz, O. J. 1993. Trophic exploitation in grassland food webs: simple models and a field experiment . *Oecologia* 93: 327-335.

Schmitz, O. J., Beckerman A. P. & K. M. O'Brien .1997. Behaviorally mediated trophic cascades: effects of predation risk on food web interactions. *Ecology* 78: 1388-1399.

Schmitz, O. J. & K. B. Suttle. 2001. Effects of top predator species on direct and indirect interactions in a food web. *Ecology* 82: 2072-2081.

Schmitz, O. J. 2003. Top predator control of plant biodiversity and productivity in an old-field ecosystem. *Ecology Letters* 6: 156-163.

Schmitz, O. J. 2004. From mesocosms to the field: the role and value of cage experiments in understanding top- down effect in ecosystems. *In Insects and Ecosystem Function*, W. W. Weisser and E. Siemann eds. Berlin, Springer – Verlag.

Shaw, P. B., J. C. Owens, E. W. Huddleston & D. B. Richman.1987. Role of arthropod predators in mortality of early instars of the range caterpillar, *Hemileuca oliviae* (Lepidoptera: Saturniidae). *Environ. Entomol.* 16: 814- 820.

Snyder, W. E. & D. H. Wise. 1999. Predator interference and the establishment of generalist predator populations for biocontrol. *Biological Control* 15: 283-292.

Snyder, W. E. & D. H. Wise. 2000. Antipredator behavior of spotted cucumber beetles (Coleoptera: Chrysomelidae) in response to predators that pose varying risks. *Environ. Entomol.* 29: 308-316.

Snyder, W. E. & D. H. Wise. 2001. Contrasting trophic cascades generated by a community of generalist predator. *Ecology* 82: 1571-1583.

Symondson, W. O. C., K. D. Sunderland & M. H. Greenstone. 2002. Can generalist predators be effective biocontrol agents? *Annu. Rev. Entomol.* 47:561-594.

Toft, S. 1995. Value of the aphid *Rhopalosiphum padi* as food for cereal spiders. *Journal of applied Ecology* 32: 552-560.

Trumper, E. 2004. Principios teóricos de la toma de decisiones de manejo de plagas. *Boletines de Información Técnica* Noviembre de 2004 - Año I - N° 1 INTA.

Turnbull, A. L. 1973. Ecology of true spiders (Araneomorphae). *Annu. Rev. Entomol.* 18: 305-348.

Vichitbandha, P. & D. H., Wise. 2002. A field experiment on the effectiveness of spiders and carabid beetles as biocontrol agents in soybean. *Agricultural and Forest Entomology* 4: 31-38.

Whitcomb, W. H. 1974. Predaceous insects, spiders and mites of Arkansas cotton fields. *Ark. Agric. Exp. Stn. Bull.* 690: 1- 84.

Wise, D. H., W. E. Snyder, P. Tuntibunpakul & J. Halaj. 1999. Spiders in decomposition food webs of agroecosystems: theory and practice. *J. Arachnol.* 27: 363-370.

Wise, D. H., Moldenhauer, D. M. & J. Halaj. 2006. Using stable isotopes to reveal shifts in prey consumption by generalist predators. *Ecological Applications* 16 In press.

Young, O. P. & T. C. Lockley. 1986. Predation of striped lynx spider, *Oxyopes salticus* (Araneae: Oxyopidae), on tarnished plant bug; *Lygus lineolaris* (Heteroptera: Miridae): a laboratory evaluation. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 79: 879-883.

Young, O. P. 1989. Field observations of predation by *Phiddipus audax* (Araneae: Salticidae) on arthropods associated with cotton. *J. Entomol. Sci.* 24: 266- 273.

Young, O. P. & G. B. Edwards. 1990. Spiders in United States field crops and their potential effect on crop pests. *J. Arachnol.* 18: 1-27.

Capítulo 5

Relaciones de los entomonemátodos con sus hospederos

Rhabditida

Los distintos grados de complejidad de las asociaciones entre los miembros del orden Rhabditida con los insectos muestran claramente una progresiva evolución desde la foresis (contacto físico) al parasitismo. De estos diversos ejemplos podemos interpretar la historia de cómo los grupos de animales pueden verse involucrados desde una forma de vida libre a un modo de vida parasitario.

Foresis

La foresis es la relación más común entre los rhabdítidos y los insectos, en la cual estos últimos son utilizados sólo como medio de transporte, no obteniendo alimento del hospedador (Fig. 4). Esto ocurre cuando los miembros de ambos grupos ocupan el mismo nicho ecológico, como por ejemplo el túnel de un escarabajo.

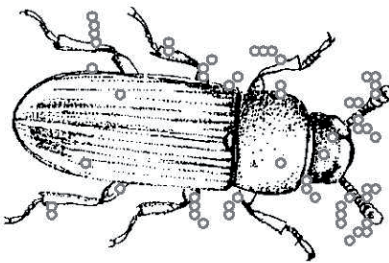


Figura 4: Ubicación de los nemátodos en un hospedero

Dibujo: Nora Camino

Existen dos tipos de forensis, la externa (adheridos a diferentes partes del cuerpo y en el hábitat del insecto) y la interna (en órganos internos del hospedador sin alimentarse, sólo para su transporte). *Prosodontus* sp., *Rhabditinema* sp. y *Cheilorhabditis* sp. son las formas encontradas hasta el presente como ejemplos de forensis externa, hallados debajo de los élitros y pegados a las patas de gusanos blancos adultos, en la provincia de Buenos Aires.

Existe una estrecha separación entre la forensis del parasitismo. Tan pronto como los nemátodos exhiben un desarrollo a expensas del hospedador, la relación se transforma en parasitismo. De esta manera, un parásito es definido como un organismo que obtiene el alimento a partir de otro organismo.

Parasitismo facultativo

Los Rhabditida parásitos de insectos se dividen en dos grandes grupos, los cuales reflejan la relación evolutiva con sus hospedadores. El primer grupo consiste en el parasitismo facultativo, el cual puede parasitar a insectos, conservando la capacidad de reproducirse y desarrollarse en condiciones de vida libre. Cuando el nemátodo sólo puede desarrollarse y completar su ciclo en el hospedador, la relación es considerada como parasitismo obligado.

Existen dos métodos por los cuales los nemátodos parásitos facultativos pueden obtener alimento de los insectos. El primero está representado por la larva “dauer” (funciona como un estado infectivo), el cual penetra dentro de la cavidad corporal del hospedador e inicia su desarrollo. El segundo método ocurre cuando el nemátodo entra, se desarrolla y reproduce en el tracto digestivo del hospedador o en glándulas con aberturas al exterior. Esta acción puede injuriar y a veces conducir a la destrucción del insecto, en este último caso los nemátodos continúan alimentándose de bacterias y tejidos degradados del cadáver. El ejemplo del primer método está demostrado por un diplogasterido, *Eudiplogaster aphodii*, parásito del coleóptero *Aphodius fimetarius*. El tercer estado juvenil, “dauer”, es ingerido por la larva del coleóptero que atraviesa la pared del intestino para alcanzar el hemocele. Este juvenil, gradualmente, crece en longitud y espesor, pero no muda, persistiendo aún en la pupa y el estado adulto del insecto. En este momento, los nemátodos almacenan alimento que obtienen a través de su cutícula y salen al exterior conjuntamente con la oviposición de los coleópteros. Fuera del insecto, los nemátodos se desarrollan, se alimentan de bacterias y se reproducen en

el hábitat del hospedador. Este ciclo continúa hasta que el ambiente se torna desfavorable; es así cuando aparecen nuevamente las larvas “dauer” infectivas para comenzar con su vida parasitaria.

Un paso próximo hacia el completo parasitismo es demostrado por *Rhabditis insectivora*, parásito facultativo del lucánido (Coleóptero) *Dorcus parallelopedus*. Los juveniles penetran al tracto digestivo y a la cavidad general del cuerpo de la larva del insecto, persistiendo aún dentro del hospedador adulto. Durante este tiempo, los nemátodos maduran a adultos y copulan, abandonando al hospedador para oviponer. Cuando los nemátodos son muy abundantes, el insecto muere, y los nemátodos se reproducen dentro del cadáver.

El segundo tipo de parasitismo facultativo, es demostrado por *Diplogasteritus labiatus*, *Pristionchus lheritieri* y *Pristionchus uniformis*, que eventualmente pueden llegar a matar al insecto hospedador, siendo considerados como candidatos para control biológico. El ciclo de vida de estas tres especies es muy similar. Los juveniles “dauer” entran al intestino del insecto, pasivamente por ingestión o activamente a través del ano. Una vez dentro del tracto digestivo, comienzan el desarrollo y se establece la colonia de nemátodos, alimentándose de bacterias. Eventualmente, los nemátodos rompen la pared digestiva y penetran al hemocele del insecto portando bacterias. El hospedador pronto muere y los nemátodos se alimentan del cadáver.

Parasitismo obligado

Los nemátodos parásitos obligados requieren de un hospedador para completar su desarrollo. Ellos pueden parasitar al insecto en el tracto digestivo, en el sistema reproductor y en la cavidad general del cuerpo.

Parásitos del tracto digestivo y del sistema reproductor

Unos pocos rhabdítidos especializados son parásitos del tubo digestivo de insectos. Miembros del género *Oryctonema*, están extremadamente adaptados a sus hospedadores y viven permanentemente en la bolsa copulatrix de los escarabajos dinástidos, y se alimentan de jugos del sistema reproductor. Estos nemátodos penetran por el aedeagus del macho durante la cópula y llegan así a las hembras durante las subsecuentes cópulas. En este caso, los parásitos carecen de estado de resistencia, por

lo que deben permanecer indefinidamente en el sistema reproductor de los escarabajos, que los protege, alimentándose de secreciones glandulares y microorganismos.

Otros rhabdítidos, como *Syrphonema intestinalis*, se reproduce en el intestino de adultos sírfidos y *Eudronema intestinalis* que se desarrolla en el intestino de escarabajos (Fig. 5). Una relación similar de parasitismo obligado es también demostrada por representantes de la familia Diplogasteridae, como por ej. *Cephalobium microbivorum* que se desarrolla en el intestino de grillos, y *Gynopoecilia pseudovipara* que parasita el intestino de los mántidos.

CICLO BIOLÓGICO

Rhabditidae

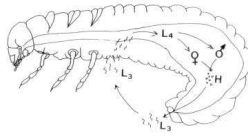


Figura 5: Ciclo biológico de un Rhabdítido

Cavidad general del cuerpo

Algunos miembros de los rhabdítidos obtienen su alimento de la hemolinfa de los insectos. El diplogastérido, *Parasitodiplogaster sycophilon*, es un ejemplo de parásito de la cavidad corporal. Juveniles y adultos se encuentran en adultos vivos de la avispa del higo *Elisabethiella stuckenbergi*. Si bien el ciclo de vida completo no es conocido, este caso representa un significativo desarrollo en la evolución del parasitismo en la familia Diplogasteridae. Otro ejemplo es el nemátodo parásito de escarabajos carábidos, *Carabonema hasei*. El estado infeccioso juvenil entra en el intestino y penetra en la cavidad corporal del coleóptero. Después de madurar al estado adulto, los parásitos copulan y se reproducen, matando al hospedador. Cuando los juveniles alcanzan el estado infeccioso dejan el cadáver y buscan a otro hospedador. Esta forma de infección se basa en el uso,

por parte de los nemátodos, de enzimas que actúan sobre los fluidos corporales del insecto, es decir, involucra un grado alto de evolución bioquímica.

Patógenos

La capacidad de obtener los nutrientes del hemocele del insecto, en los Rhabditida se encuentra en los grupos menos especializados, ya que ellos necesitan la presencia de una bacteria para obtener el alimento. La bacteria puede ser propia del intestino del insecto o del medio externo, en ambos casos son patógenas, causando septicemia y destruyen al hospedador cuando alcanzan la cavidad general. Al menos dos géneros de Rhabditida han desarrollado este último método, llevando e introduciendo una bacteria dentro de los insectos vivos. Estos nemátodos pertenecen a dos familias, Steinernematidae y Heterorhabditidae, con los géneros *Steinernema* y *Heterorhabditis* respectivamente. Las especies de estos géneros son portadores de una bacteria, correspondiente a dos géneros, *Xenorhabdus* y *Photorhabdus*. Estas bacterias son del suelo, y no tienen acción patógena si no alcanzan la cavidad del insecto. Antes de penetrar al hospedador, las larvas del tercer estado, ingieren partículas del suelo juntamente con las bacterias. Por las aberturas naturales (boca, ano, espiráculos respiratorios) llegan a la cavidad general del cuerpo del insecto, donde inoculan la bacteria que comienza a degradar los tejidos matando al hospedador en 48 horas, y el nemátodo continúa su desarrollo al estado adulto alimentándose de fluidos degradados. El nemátodo presenta dos generaciones, la segunda a causa de la menor disponibilidad de alimento es de menor tamaño que la primera, por eso cuando llegan al tercer estado larval, abandonan el cadáver.

El parasitismo se efectiviza gracias a la asociación que presentan estos nemátodos con bacterias simbióticas. La asociación que existe entre las bacterias y los nemátodos corresponde a un mutualismo. Las bacterias se encuentran en la primera porción del intestino de los nemátodos. Inmediatamente después de la entrada al hospedador, los nemátodos regurgitan las bacterias en el hemocele, las cuales licúan los tejidos del insecto para que los nemátodos puedan parasitar. Otra acción de las bacterias es que producen septicemia que impide la putrefacción del cadáver para que los nemátodos puedan tener varias generaciones dentro del hospedador. Este mutualismo se evidencia ya que los nemátodos no podrían parasitar si los tejidos del hospedador no estuvieran licuados y las bacterias no podrían penetrar al insecto por motus propio. Las bacterias

más conocidas son *Xenorhabdus* y *Achromobacter*, halladas en los géneros *Steinernema* y *Heterorhabditis*, *S. riobravis* en grillotopos.

La familia Steinernematidae está representada principalmente por el género, *Steinernema* Travassos, 1927, que cuenta hasta la actualidad con 17 especies, todas ellas son importantes agentes de biocontrol en muchos países del mundo. Ha sido demostrado que los miembros de este género son buenos controladores de especies de insectos plaga de los siguientes ordenes y familias: Coleoptera (*Anobiidae*, *Bostrichidae*, *Bruchidae*, *Cerambycidae*, *Chrysomelidae*, *Cleridae*, *Coccinellidae*, *Curculionidae*, *Dermestidae*, *Elateridae*, *Lystidae*, *Nitidulidae*, *Passalidae*, *Scarabaeidae*, *Scolytidae*, *Tenebrionidae*), Diptera (*Anthomyiidae*, *Cecidomyiidae*, *Culicidae*, *Muscidae*, *Simuliidae*, *Tachinidae*, *Tephritidae*, *Tipulidae*, *Trypetidae*), Heteroptera (*Lygaeidae*, *Pentatomidae*, *Pyrrhocoridae*, *Reduviidae*, *Tingidae*), Homoptera (*Aphididae*, *Coreidae*, *Margarodidae*, *Pseudococcidae*), Himenoptera (*Apidae*, *Diprionidae*, *Formicidae*, *Scoliidae*, *Sphecidae*, *Tenthredinidae*, *Vespidae*, *Xylocopidae*), Isoptera (*Termitidae*), Lepidoptera (*Aegeriidae*, *Arctiidae*, *Bombycidae*, *Diptoridae*, *Galleridae*, *Gelechiidae*, *Geometridae*, *Hesperiidae*, *Hepialidae*, *Hyponomeutidae*, *Lasiocampidae*, *Limacodidae*, *Lymatriidae*, *Lyonetiidae*, *Noctuidae*, *Notodontidae*, *Olethreutidae*, *Papilionidae*, *Pieridae*, *Plutellidae*, *Pyralidae*, *Saturniidae*, *Sphingidae*, *Tortricidae*, *Zygaenidae*), Neuroptera (*Chrysopidae*), Odonata, Orthoptera (*Acrididae*, *Blattidae*, *Tettigonidae*, *Truxalidae*, *Grylloidae*, *Gryllotalpidae*). La especie *Steinernema riobravis* Cabanillas, Poinar & Raulston, es actualmente estudiada en nuestro país para el control de grillotopos.

La familia Heterorhabditidae está compuesta por un solo género, *Heterorhabditis* Poinar, 1975, representado por 8 especies, todas ellas de importancia como biocontroladores de insectos perjudiciales para el hombre. Estas especies son controladores biológicos, en casi todo el mundo, de especies de insectos de los siguientes ordenes y familias: Coleoptera (*Curculionidae*, *Scarabaeidae*, *Scolytidae*), Hymenoptera (*Braconidae*), Diptera (*Culicidae*), Lepidoptera (*Arctiidae*, *Diptoridae*, *Galleridae*, *Lasiocampidae*, *Liparidae*, *Noctuidae*, *Notodontidae*, *Pieridae*, *Pyralidae*, *Sphingidae*, *Tortricidae*), Orthoptera (*Blattellidae*).

Otra familia de Rhabditida es la familia Diplogasteridae, cuya especie *Micoletzkyia aerivora* (Cobb, 1916) patógena de Curculiónidos; *Diplogasteritus labiatus* (Cobb, 1916) del escarabajo del olmo; y *Pristionchus uniformis* (Maupas, 1919) patógena de Scarabaeidae, son aquellas que, causan daños al hospedador por penetración activa logrando reproducirse en la cavidad general del cuerpo del insecto. Estos nemátodos, generalmente, provocan la muerte del hospedador tan pronto como penetran en él.

Oxyurida

Parasitismo obligado. Tracto digestivo

Los oxiúridos comprenden un grupo de nemátodos, todos parásitos obligados del tubo digestivo de los insectos. La diferencia que existe con el resto de los nemátodos es que la forma infectante es el huevo o segundo estado larval eclosionado que son ingeridos por el hospedador. Posteriormente se establecen como colonia en el intestino del mismo. Un ejemplo son las especies del género *Thelastoma* (Fig. 6).

CICLO BIOLÓGICO

Oxyurida

Chitwoodiellidae

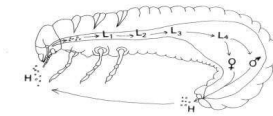


Figura 6: Ciclo biológico de un Oxiurido

Tylenchida

Foresis

La relación forética es muy común en algunos aphelenchoididos asociados a escarabajos de la madera. Especies de los géneros *Bursaphelenchus*, *Aphelenchoides* y *Laimaphelenchus*, se alimentan de hongos de las galerías de estos coleópteros, y son transportados de árbol en árbol por estos insectos. Cuando el alimento escasea, las larvas del tercer estado se pegan al exoesqueleto del insecto para ser transportadas a otro lugar donde se establecen. Un paso siguiente hacia el parasitismo lo muestran los miembros del género *Cryptaphelenchus*, que también son transportados por coleópteros de la corteza. Estos nemátodos tienden a penetrar por las aberturas naturales (tráquea, túbulos de Malpighi, intestino y glándulas coeléticas) del insecto, sugiriendo un tipo de

foresis interna. Los Allantonematidae hallados en la provincia de Buenos Aires corresponden a los géneros: *Fergusobia* sp. y los Aphelenchidae, *Aphelenchus* sp. *Paraphelenchus* sp. en coleópteros en el abdomen de los gusanos blancos adultos

Parasitismo facultativo

En esta categoría encontramos ejemplos de nemátodos que establecen una relación nutricional con el insecto. Por ejemplo, los estados juveniles y adultos de *Parasitaphelenchus* se alimentan de hongos, pero el tercer estado larval penetra en la larva del escarabajo y alcanza el cuarto estado larval. Este nemátodo está obligado a retornar al ambiente y alimentarse del hongo para poder completar su ciclo de vida, ya que sólo parcialmente utiliza los nutrientes del hospedador.

Otro tipo de parasitismo facultativo ocurre en algunos representantes de la familia Neotylenchidae, ellos se alimentan de hongos o de las partes aéreas de las plantas. Es de particular interés el género *Deladenus*, que vive en el moho de la madera o en galerías del roble, alimentándose de un hongo perteneciente a la familia Basidiomycetes, y ocasionalmente parasitando el hemocele de una avispa de la madera.

Parasitismo obligado

El parasitismo obligado es una relación común para los miembros de las familias Allantonematidae y Sphaerulariidae. Entre los primeros encontramos una larga lista de especies comprendida en 17 géneros que principalmente atacan una amplia variedad de escarabajos, moscas, pulgas, ácaros y trips. Cada especie está restringida a uno o unos pocos géneros de hospedadores, y raramente ataca a insectos de diferentes familias; esto se debe al alto grado de especialización nutricional que alcanzaron los nemátodos con sus hospederos. Así los nemátodos parásitos absorben directamente a través de la pared del cuerpo las sustancias nutritivas del hemocele del insecto; el estilete y las glándulas faríngeales asociadas son únicamente usadas para la penetración. Otros nemátodos presentan una deformación en el cuerpo de las hembras parásitas. Un ejemplo de allantonemátidos parásitos obligados es *Heterotylenchus autumnalis*, que parasita a la mosca *Musca autumnalis*, la cual se alimenta de secreciones lagrimales de las vacas.

Patógenos

Las especies del género *Howardula* causan esterilidad en los insectos que parasita. *Howardula husseyi* que ataca a un díptero fórido plaga en criaderos de hongos comestibles, comienza con destruir el cuerpo graso del insecto, limitando su capacidad de copular y la producción de pocos huevos, diez o más parásitos por hospedero impiden directamente la reproducción. *H. madecassa* parasita a coleópteros que se alimentan de frutas, la hembra infectiva penetra activamente por la cutícula de la larva del insecto, comienza a depositar huevos en la cavidad general del cuerpo, y continúa haciéndolo a lo largo de la vida del hospedero. El estado maduro juvenil tres penetra al intestino, entra en el tracto digestivo y salen por el recto hacia el medio ambiente cuando el insecto alcanza el estado adulto. Estos juveniles maduran en el exterior, copulan, los machos mueren y las hembras fecundadas buscan un nuevo hospedero.

La familia Sphaerulariidae presenta dos de los tres géneros con esta relación, *Tripilus* y *Sphaerularia* (parásitos de moscas y abejorro respectivamente), que absorben nutrientes a través del singular y modificado sistema reproductor. El estadio infectivo es la hembra grávida, que en el hemocele del insecto expulsa el sistema reproductor por la abertura vulvar; las células del útero evertido se agrandan y al contactar con la hemolinfa del insecto absorben nutrientes.

De la familia Neotylenchidae, la especie *Deladenus siricidicola* Bedding, 1968, ha sido utilizada como biocontroladora de especies de insectos de los ordenes y familias Hymenoptera (Siricidae) y Coleoptera (Melandryidae), en 20 países de Europa, en Japón, Nueva Zelanda y Australia.

Otra familia importantemente patógena es la familia Allantonematidae, cuyas especies han sido ensayadas como biocontroladores, y son *Heterotylenchus autumnalis* Nickle, 1967, contra Diptera, Muscidae, en Norteamérica y Australia, esta especie tiene la capacidad de matar y/o esterilizar a su hospedador; *Howardula husseyi* Richardson, Hesling & Riding, 1977, contra Diptera, Phoridae, en Inglaterra; *H. medecassa* Remillet & van Waerebeke, 1975, contra escarabajos (Coleoptera) del género *Carpophilus*, en Norteamérica y Madagascar, *H. benigna* Cobb, 1921, contra Coleoptera, Chrysomelidae, en Norteamérica.

Por último, la familia Sphaerulariidae, que cuenta con una sola especie patógena y probada como controladora biológica es *Tripius sciarae* Bovien, 1944, que parasita a miembros de Diptera, Sciariidae, en Europa y EE.UU. Ataca a los adultos y produce esterilización de los mismos.

Enoplida

Parasitismo obligado. Cavidad general del cuerpo. Patógenos

Estos parásitos que descienden de los nemátodos predadores, son altamente especializados en obtener los nutrientes de la hemolinfa del insecto, principalmente los miembros de la familia Mermithidae. Los mermítidos parasitan a la mayoría de los insectos y sobre todo a aquellos de importancia sanitaria y agrícola, existen más de 30 géneros con numerosas especies, todos con un ciclo de vida semejante. Como consecuencia de este parasitismo provocan la muerte y/o esterilización del hospedador, siendo considerados como agentes potenciales para el control biológico. Este grupo comienza la infección con el segundo estado larval que eclosiona del huevo y penetra activamente a través de la cutícula del hospedero con ayuda del estilete bucal y la secreción de enzimas, una vez en el hemocele muda a juvenil tres, sólo este tercer estado larval es la forma parásita, comienza con su crecimiento y almacenaje de sustancias nutritivas, que puede hacerlo gracias a que su tubo digestivo o intestino es un saco ciego que se expande a lo largo del cuerpo. El cuarto estadio larval sale al exterior matando al insecto, en el caso del parasitismo de adultos provoca esterilización de testículos y ovarios por acción mecánica de su cuerpo. Los adultos son de vida libre y no se alimentan, la cópula y postura de huevos se realiza en el exterior aproximadamente a unos 10cm de profundidad en tierra húmeda.

El otro grupo correspondiente a este orden son los Tetradonematidae, donde los juveniles y los adultos se desarrollan dentro de la hemolinfa del insecto. Los cinco géneros con sus especies de la familia matan a su hospedador. La especie más conocida es *Tetradonema plicans*, un parásito de moscas sciáridas. Después de penetrar al hospedador los juveniles infectantes maduran a adultos que copulan, inmediatamente ocurre la muerte del insecto, las hembras escapan y oviponen en el exterior, de esos huevos eclosionan las formas infectantes.

Mermítidos patógenos de insectos acuáticos

Mermítidos patógenos de mosquitos

La importancia sanitaria que presenta el control biológico de mosquitos en el mundo, se basa fundamentalmente en su rol como vectores de un amplio espectro de parásitos y patógenos (virus, protozoos y nemátodos) que pueden transmitir a través de sus picaduras a otros animales y al hombre. Son responsables de transmitir los agentes etiológicos de paludismo, filariasis y varias arbovirosis (dengue, fiebre amarilla y encefalitis) la mayoría severas y en ocasiones fatales para el hombre. Hasta el momento, dos mermítidos han sido comprobados como eficientes agentes de biocontrol de culícidos.

Romanomermis culicivorax Ross y Smith, 1976, es uno de los primeros mermítidos más intensamente estudiado para controlar poblaciones de culícidos en el mundo. Fue aplicado a campo exitosamente en la India, Canadá, Taiwan, California, etc., para controlar más de 16 especies del género *Aedes*, 9 de *Anopheles*, 14 de *Culex*, 4 de *Culiseta*, 7 de *Psorophora* y 2 de *Uranotaenia*.

Octomyomermis muspratti (Obiamiwe & MacDonald, 1973) y *O. troglodytis* Poinar & Sanders, 1974, también son utilizadas para control de varias especies de mosquitos, especialmente aquellos que crían en huecos de árboles.

Mermítidos patógenos de simúlidos

Los jejenos son considerados de importancia médica para el hombre, no sólo por su dolorosa y molesta picadura, sino por que son hospedadores intermediarios de varios parásitos de vertebrados. Los mermítidos constituyen uno de los más abundantes parásitos de simúlidos y por esta razón han sido muy estudiados en las últimas tres décadas. Muchas especies han sido citadas parasitando a más de 64 especies de jejenos en todo el mundo. Este grupo de nemátodos muestra ser un importante agente de biocontrol de simúlidos por que presentan especificidad parasitaria y la habilidad de matar y/o esterilizar a la especie hospedadora. Estudios intensivos mostraron como los mermítidos han erradicado a los simúlidos de ciertas áreas en EE.UU. y Rusia (Poinar, 1979). Otros laboratorios, como por ejemplo en Canadá, utilizan mermítidos nativos para controlar a *Simulium damnosum*, que es portador de un parásito que causa la Onchocerciasis en Africa del oeste. *Mesomermis flumenalis* Welch, 1962, *Gastromermis viridis* Welch, 1962, *Isomermis wisconsinensis* Welch, 1962, e *I. lairdi* Mondet, Poinar &

Bernadou, 1977, fueron estudiados y probados con resultados positivos como biocontroladores de esta plaga.

Mermítidos patógenos de insectos terrestres

La diversidad específica de los mermítidos terrestres es mucho menor que en los de agua dulce, por eso las especies biocontroladoras son pocas. La especie *Mermis nigrescens* Dujardin, 1842, ha sido estudiada en control de Orthoptera Acridoidea (más de 40 especies) y Tettigoniidae (más de 8 especies), Dermaptera, Coleoptera, Lepidoptera e Himenoptera. *Filipjevimermis leipsandra* Poinar & Welch, 1968, es un buen controlador de Coleoptera Chrysomelidae, especialmente especies del género *Diabrotica*. *Agamermis decaudata* Cobb, Steiner & Christie, 1923, contra Coleoptera Coccinellidae (Fig. 7) y Orthoptera Acridoidea.

CICLO BIOLÓGICO

Mermithidae

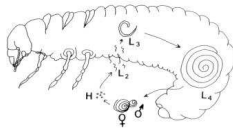


Figura 7: Ciclo biológico de un Mermítido

Otra familia de los Enoplida, patógena de insectos es la familia Tetradonematidae, que comprende 5 géneros y solamente el género *Tetradonema* con la única especie *Tetradonema plicans* Cobb, 1919, ha sido usada como agente de biocontrol de moscas de la familia Sciaridae (Diptera), pudiendo ser colonizada en el laboratorio.

5.1. Relación de los entomonemátodos con depredadores

En un ecosistema existen interacciones naturales entre los entomonemátodos y los depredadores. Así en el medio ambiente conviven, nemátodos depredadores de nemátodos de insectos, estos a su vez parasitan también depredadores como las arañas (Foto 3), esta relación es patógena ya que como resultado de ese parasitismo la araña muere, a su vez son factibles de ser depredados por ácaros y otros insectos, inclusive del mismo insecto que ellos atacan.

Los depredadores de nemátodos son organismos que los atacan y se alimentan, y no son específicos de ellos. Generalmente depredan sobre los estados juveniles de vida libre. Experimentos en el laboratorio con *Romanomermis culicivorax* infectando larvas de mosquitos, han demostrado que el parasitismo fue reducido cuando están presentes crustáceos ostrácodos.

Otro grupo común de predadores de nemátodos son los ácaros, especialmente del género *Macrochiles*. Algunos cultivos de juveniles, de vida libre, de *Steinernema carpocapsae*, en medios de agar en el laboratorio, pueden ser atacados por estos ácaros, causando deterioro al cultivo. Además muchos artrópodos depredan sobre entomonemátodos. Por ejemplo adultos de carábidos se alimentan de postparásitos juveniles de *Hexamermis arvalis*. También existen nemátodos predadores de entomonemátodos, que pertenecen a diferentes géneros de los órdenes Mononchida, Dorylaimida y Aphelenchida, y se caracterizan por presentar un fuerte estilete o estructuras dentarias bien desarrolladas.

La lista de depredadores es variada, incluyendo a copépodos (*Cyclops vernalis*), cladóceros (*Simocephalus vetulus*), gamáridos (*Hyalolella azteca*), isópodos (*Asellus* sp.), coleópteros acuáticos (*Laccophilus terminalus*), ninfas y náyades de odonatos, y cangrejos de río (*Procambarus clarki*).

Los parásitos de entomonemátodos no son citados frecuentemente en la literatura. Se ha mencionado a *Cephalobus* sp. viviendo dentro del Mermithidae, *Agamermis paradecaudata* en Indonesia. Las hembras de *Cephalobus* sp. depositan los huevos dentro del mermítido.

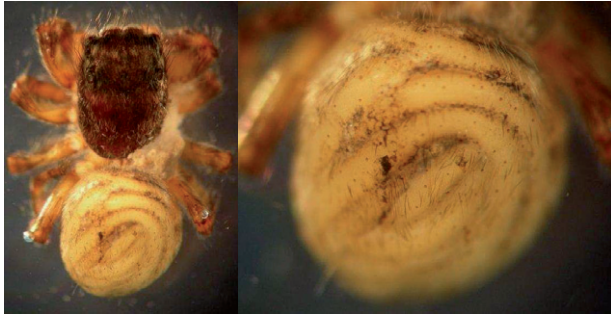


Foto 3: Mermitido parasitando el abdomen de una araña Salticidae
Foto: Luis Giambelluca y Natalia Sívori

Los patógenos de entomonemátodos podemos dividirlos en:

Protozoa: el registro de protozoos patógenos de entomonemátodos es escaso. Por ejemplo, especies de *Actinomyxidia* fueron halladas en *Agamermis paradecaudata* en Indonesia, en forma de esporos redondos y ovales con paredes finas. Especies de microsporideos como *Nosema mesnili* y *Plistophora schubergi*, fueron halladas infectando al nemátodo *Steinernema carpocapsae*.

Bacterias: las bacterias presentan un doble efecto, infectando a los entomonemátodos y consumiendo el oxígeno del agua o de medios de cultivos. Por ejemplo, una bacteria afecta al Thelastomatidae, *Thelastoma pterygoton*. Estos microorganismos son irregulares en tamaño y forma, con una definida pared celular.

Virus: partículas de virus se han registrado en varias especies de nemátodos, especialmente en *Romanomermis culicivorax*, localizándose en las cuerdas hipodermales, células nerviosas y cavidad del cuerpo del estado juvenil infectante.

Hongos: hay una amplia variedad de hongos patógenos de entomonemátodos. Estos hongos pertenecen a los Saprolegniaceae y Chytridinae, y son muy comunes en Mermithidae, llegando a destruir grandes colonias en el laboratorio. Por ejemplo, *Mesomermis fluminalis* es susceptible a *Saprolegnia megasperma*, en su ambiente; *Romanomermis culicivorax* es infectada por *Catenaria anguillulae*. En los cultivos los hongos pueden ser erradicados ajustando el pH del agua a 4.5 con ácido acético, impidiendo la movilidad de las zoosporas y la germinación, no teniendo efecto en los nemátodos.

5.2. Experiencias de patogenicidad y virulencia

La región pampeana es un área importante donde la agricultura se desarrolla y se obtienen productos tanto para consumo interno y para exportación. Algunas de las plagas más importantes, son los gusanos blancos, los grillos y las langostas que constituyen problemas serios en los suelos de cultivo, debido a sus hábitos alimenticios. La búsqueda de soluciones es necesaria para una mejor integración entre el medio ambiente rural y urbano, minimizando el riesgo por la acción de la misma plaga o por el uso indebido de productos químicos para su control. Los índices de diversidad ecológica fueron evaluados como buenos indicadores de la situación de las comunidades de nemátodos.

Metodología de estudio

El área de estudio consta de varios campos de trigo en diferentes lugares de la región pampeana, provincia de Buenos Aires, Argentina, durante 6 años, con un muestreo sistemático quincenal. Un total de 180 muestras de suelo fueron recolectadas en 10 localidades (Fig. 8). Se tomaron muestras de los sitios seleccionados al azar con una pala. Se colectaron adultos y ninfas de *Grylloides laplatae* Sauss (Orthoptera: Gryllidae), *Neocurtilla claraziana* Saussure (Orthoptera: Gryllotalpidae), *Staurorhectus longicornis* Giglio Tos, *Laplatacris dispar* Rhen, 1939, y *Dichroplus elongatus* Giglio-Tos (Orthoptera: Acrididae) y ninfas de *Diloboderus abderus* Sturm, *Cyclocephala signaticollis* (Burmeister) (Coleoptera: Scarabeidae) (Foto 4). Los insectos fueron transportados al laboratorio en

recipientes de plástico. Los insectos se anestesiaron a 5 ° C durante 10 minutos y luego disectados en placas de Petri con agua destilada con un microscopio estereoscópico.

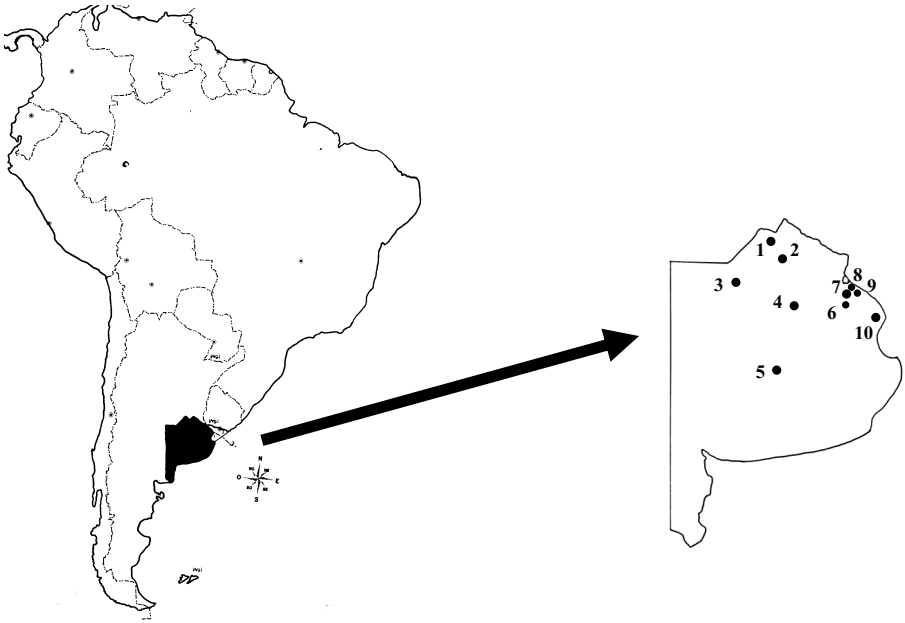


Figura 8 Campos de trigo muestreados para la recolección de nemátodos en distintas localidades de la provincia de Buenos Aires, Argentina 1 Pergamino. 2 Salto. 3 Lincoln. 4 La Riestra. 5 Olavarría. 6 Brandsen. 7 Abasto. 8 Berazategui. 9 Gran La Plata (Tolosa, Gonnet, City Bell, Gorina). 10 Magdalena

Se realizó una incisión transversa a lo largo del extremo posterior del abdomen y el tracto digestivo para observar la presencia de los parásitos. Estos últimos fueron transferidos a una solución de 50% (v/v) del fijador y 50% (v/v) de agua destilada. El fijador usado es el T.A.F. que contiene 2% de trietanolamina, 7% formol (40%) 91% agua destilada, durante 48 horas y luego se coloca en fijador puro otras 48 horas, luego se transfieren a recipientes con glicerina y alcohol (partes iguales) para la técnica de evaporación lenta en glicerol para limpiar los parásitos (Seinhorst 1959). Las muestras fueron identificadas taxonómicamente siguiendo la clave de Poinar (1975).

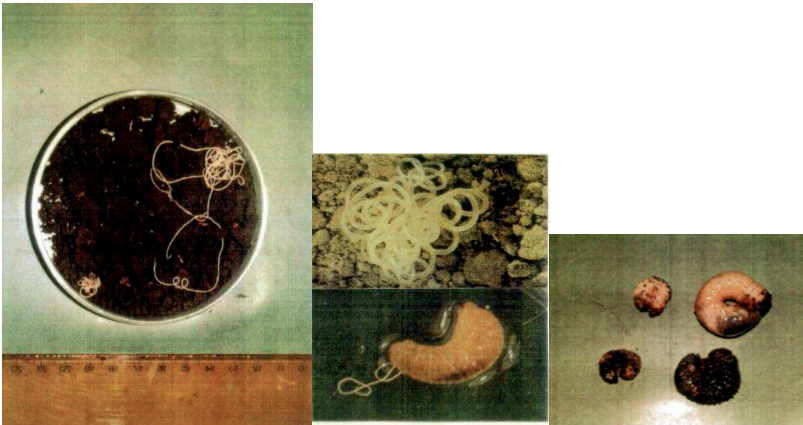


Foto 4: Coleópteros parasitados por Mermitidos

Foto: Nora Camino

Indices de patogenicidad y virulencia. Técnicas

Para determinar la patogenicidad de los nemátodos se aplican las técnicas de uno en uno (one-on-one assay). Se utilizan placas de cultivo de 12,5 cm x 8 cm, con 24 concavidades de un área de 2 cm² donde se colocan juveniles infectantes (JI) en cada una más 1 larva del último estadio larval de *Galleria mellonella*. Las infecciones se realizan a temperatura ambiente. Cuando hay infección, se extraen los cadáveres, que se lavan en agua destilada y se colocan en la Trampa Blanca (White trap). Esta trampa consiste en una cápsula de Petri dentro de la cual se coloca un vidrio de reloj invertido con un papel de filtro con un poco de agua destilada, donde se ubican las larvas muertas. Los nemátodos migran de los cadáveres al agua alrededor de una semana después de la infección, dependiendo de la especie. Se utilizan larvas que no se expusieron a las J3 como control y se determina la mortalidad a intervalos de 24 horas.

Para evaluar la patogenicidad con la técnica de la cápsula de Petri (Petri dish assay) se utilizan 2 papeles de filtro de 9 cm en una cápsula de Petri de 10 cm. Sobre el primer papel de filtro se colocan los juveniles infectantes y los insectos y se cubren con el segundo papel de filtro. Posteriormente se cubre la cápsula con una bolsa de plástico para impedir la pérdida de humedad. Se registra la mortalidad a intervalos de 24 horas.

Para la evaluación de la virulencia se utilizan recipientes con una profundidad de 15 cm que permitan el desplazamiento de las formas infectantes hacia los insectos. Los

recipientes se encuentran divididos por una malla de 2 mm de poro ubicada a 5 cm del fondo, sobre la cual se depositan las larvas de *Galleria mellonella*. Los recipientes se llenan con tierra esterilizada. Los nemátodos se colocan en el extremo superior. Los insectos muertos se colocan en la Trampa de White para la recuperación de los juveniles. Se determina el porcentaje de mortalidad a intervalos de 24 horas.

5.3. Bibliografía

Poinar, G. O. JR. 1975. Entomogenous nematodes: A manual and host list of insect-nematode associations. Brill, Leiden, Netherlands.

Seinhorst, J.W. 1959. A rapid method for the transfer of nematodes from fixative to anhydrous glycerin. Nematologica 4, 67-69.

Capítulo 6.

Impacto de las prácticas agrícolas sobre la comunidad de enemigos naturales

Como resultado de la prácticas agro-pastoriles, estos ambientes semi-naturales han sufrido por décadas una extensa fragmentación y pérdida de hábitats (Piessens *et al.*, 2004). Algunos enemigos naturales como las arañas y nemátodos presentan requerimientos ecológicos específicos, constituyendo útiles indicadores de variación espacial y temporal en los ecosistemas terrestre (Pearce & Venier, 2006).

El disturbio ocasionado por el hombre modifica el ambiente cambiando la estructura de la vegetación, la humedad y temperatura del suelo (Allison & Ausden, 2004; Mitchell *et al.*, 2000). Las alteraciones de las condiciones ecológicas generalmente restringen a ciertas especies para recolonizar nuevos hábitats (Palmer *et al.*, 1997).

Los depredadores generalistas que no son residentes del cultivo pueden colonizarlo estacionalmente a partir de la vegetación natural (Oberg & Ekbohm, 2006). La inmigración puede estabilizar la estructura del gremio de depredadores y permitir la persistencia de las especies menos competitivas (Bonte *et al.*, 2006). Además, la capacidad de dispersión de las distintas especies influiría en si ellas pueden llegar o no a los campos de cultivo desde los hábitats naturales (Sunderland & Samu, 2000; Tschamtker *et al.*, 2005). Las especies con alta capacidad de dispersión a menudo dominan la composición de especies en los sistemas de cultivo (Burel & Baudry, 1995).

En general, para proteger las plantaciones contra las plagas y lograr el aumento de la productividad se han utilizado distintos tipos de pesticidas. Sin embargo, el uso indiscriminado de estos productos origina serios problemas ambientales, tales como: la persistencia de residuos en el suelo, agua e incluso en los cultivos y la resistencia que logran ciertas plagas lo que conlleva al resurgimiento de grandes picos poblacionales (Sarkar & Hajra, 1994). Estos insecticidas son agentes de origen químico o biológico que matan o impiden el comportamiento dañino de los insectos considerados plaga. Actualmente se utiliza la denominación de plaguicidas para hacer referencia a todo compuesto químico tóxico, capaz de controlar tanto a hongos, insectos, mamíferos o malezas. Los llamados convencionales son plaguicidas sintéticos, que actúan principalmente sobre el sistema nervioso central. Los más conocidos son: organoclorados, organofosforados, carbamatos y piretroides. Debido a su amplio espectro, están siendo substituidos por otros más selectivos como los bioracionales.

6.1. Efecto de las labores de siembra y recolonización

Los estratos del suelo en los cultivos y del rastrojo luego de la cosecha, muestran una menor diversidad ya que son los que sufren las mayores modificaciones por la acción de las tareas mecánicas convencionales. Las labores de presiembra (arada, escardillado, rastreado, etc.), la siembra, las labores de mantenimiento (aporcado, rastreada) y la cosecha, trabajan directamente sobre ellos, destruyendo su estructura y obligando a la recolonización de la mayoría de las especies. Así lo demuestran estudios con trampas de suelo en campos de soja con distintos sistemas de laboreo que mostraron que la fauna de este estrato fue casi cuatro veces mayor para los sistemas de siembra directa que para los convencionales (Minervino, 1996; Liljesthröm *et al.*, 2002).

Los alrededores de los cultivos son las zonas menos disturbadas por el hombre y presentan los mayores valores de diversidad, debido a la mayor cantidad y diversidad de nichos disponibles (Desender *et al.*, 1989). Estas áreas funcionarían como zonas de hibernación, sitios preferenciales para el establecimiento de la fauna de enemigos naturales cuando la cosecha obliga a la emigración y áreas desde las cuales se realiza la colonización del cultivo recién implantado. La permanente cobertura de la vegetación sobre el suelo, provee refugio, presas, facilita la aireación y la regulación de la temperatura ambiente, transformándolas en áreas más propicias para su hábitat (Gravesen & Toft, 1987; Duffey, 1978).

Los cultivos más estables y menos disturbados como la alfalfa presentan mayor diversidad puesto que luego de la segunda estación de crecimiento los componentes dominantes de la comunidad comienza a establecerse desarrollando una estructura más compleja, permitiendo un aumento en la densidad y número de especies (Minervino, 1996; Armendano & González, 2010). Los cultivos de naturaleza anual no ofrecen las condiciones para alcanzar una mayor riqueza de especies, debido al corto tiempo disponible para la colonización y a las condiciones cambiantes del hábitat causadas por el rápido crecimiento y senescencia de las plantas. Por lo tanto, el número de especies que habitan es siempre menor que en otras áreas cercanas, de mayor estabilidad temporal.

El proceso de colonización comienza luego de las labores de presiembra que dejan el suelo desnudo, eliminando casi totalmente la fauna de arañas. Luego debido a que las pequeñas plantas cubren escasamente el suelo, estos depredadores se hallan aún en los bordes del cultivo, pero que rápidamente (al segundo mes de implantación) las arañas logran llegar a las áreas más internas, distribuyéndose en todo el cultivo (Liljesthröm *et al.*, 2002; Beltramo *et al.*, 2006). Es común también la aparición de zonas

de mayor concentración de individuos probablemente porque presentan mejores condiciones microclimáticas y/o de disponibilidad de recursos (refugio, calidad y cantidad de comida, etc.).

Las familias Thomisidae, Anyphaenidae y Oxyopidae, de dispersión terrestre son las primeras colonizadoras de los cultivos (LeSar & Unzicker, 1978; Liljesthrom *et al.*, 2002; Beltramo *et al.*, 2006). Posteriormente aparecen las arañas de dispersión aérea (Araneidae, Linyphiidae, etc.), que se trasladan enganchadas en sus telas que funcionan a modo de “puentes de seda” tejidos entre las plantas o incluso dispersadas a grandes distancias a través del aire por aerodispersión.

Las distintas familias pueblan el cultivo en diferentes momentos. La secuencia en que arriban está relacionada, en parte, con su hábito alimenticio y con su forma de desplazamiento. Los grupos que poseen dispersión terrestre comprenden arañas deambuladoras, que cazan al acecho y se caracterizan por ser poco especialistas, capturando gran diversidad de presas. Por ello, pueden sobrevivir en un medio donde la oferta de presas es baja y poco diversa, como ocurre en los comienzos del desarrollo de los cultivos (Nentwig, 1986).

Los grupos que poseen dispersión aérea comprenden arañas que tejen tela para cazar, siendo entonces más especializadas en su alimentación. Esto origina que aparezcan más tardíamente en el cultivo, cuando la oferta de presas aumenta en número y diversidad (Nentwig, 1985; Young & Edwards, 1990).

6.2. Efecto de los insecticidas

En los ambientes naturales los depredadores son afectados por los plaguicidas directa o indirectamente a través de residuos o consumo de presas contaminadas. Pekár en 1998 confirmó el efecto nocivo de los insecticidas inmediatamente después de su aplicación, durante las primeras cinco semanas luego de su aplicación. Según Pekár (1999 a,b,c) y Shaw *et al.* (2003) las arañas son altamente susceptibles a los plaguicidas, resultando en la disminución de sus poblaciones en los agroecosistemas.

Actualmente existen varios plaguicidas utilizados como agentes de control de plagas y malezas, cuyos efectos subletales tienen también mucha importancia, ya que si bien no causan la muerte directa, afectan a los individuos en el medio natural, ej. el consumo de presas, la construcción de las telarañas, la fecundidad y fertilidad (Benamú *et al.*, 2007)

Los tratamientos con insecticidas causaron una disminución del 50% con respecto al total de familias que componen la comunidad de arañas de un cultivo sin fumigar (Minervino, 1996). La densidad de enemigos naturales y de plagas (fitófagos defoliadores, succionadores, etc.) mermaron de manera drástica. Los piretroides afectan significativamente la población de arañas de los cultivos (Whitford *et al.*, 1987; Mansour, 1987). Mansour *et al.* (1981) utilizó endosulfán en ensayos en laboratorio sobre una población de *Chiracanthium mildei* (Araneae: Clubionidae), la que fue rápidamente afectada, muriendo todas las arañas en dos días por efecto del insecticida.

El estudio de las características de parcelas de soja tratadas convencionalmente con insecticidas, en comparación con parcelas sin tratar, demuestra que la diversidad y densidad de arañas son significativamente menores (Minervino, 1996; Liljesthröm *et al.*, 2002). Puesto que el primer tratamiento se produce en momentos en que aún no han arribado todos los grupos al cultivo, este hecho podría haber impedido la implantación de algunas especies, debido a los efectos tóxicos de los compuestos utilizados, o por eliminar gran parte de las presas disponibles, transformando el área en un hábitat poco propicio para la colonización. Ambas causas también podrían ocasionar la prolongada ausencia de las arañas luego de la fumigación, y las bajas densidades que aparecen posteriormente. Luego de los tratamientos, el proceso de colonización, desde las zonas aledañas no afectadas por los insecticidas, se asemeja al que sucede en los comienzos de la implantación del cultivo.

6.3. Algunas alternativas para favorecer el mantenimiento de los enemigos naturales

Entre las tendencias actuales aparece la incorporación en los cultivos de corredores con vegetación natural y flores nativas (Isaacs *et al.*, 2009). Estas áreas con flores salvajes proveerían los recursos claves para el mantenimiento de los artrópodos beneficiosos que suelen ser escasos en los sistemas agrícolas modernos (Frank & Nentwig, 1995; Aviron *et al.*, 2009). Sirven como sitios de oviposición, proveen hospederos y presas alternativas y como refugios cuando se llevan a cabo las tareas de siembra y cosecha o cuando se usan insecticidas (Günter, 2000; Tscharrntke *et al.*, 2007).

Otra de las tendencias es el reemplazo de las tareas de laboreo convencional por los sistemas de siembra directa tratando de minimizar el impacto y daño ocasionado en el suelo, con la consiguiente reducción de microhábitats y de la biodiversidad.

Respecto al los inconvenientes ocasionados por el uso de plaguicidas en la actualidad están siendo sustituidos los productos sintéticos, convencionales, de amplio espectro, por el uso de otros, principalmente de origen natural y altamente selectivos. Estos resultan más específicos hacia los grupos plaga, por lo que se los considera de baja toxicidad para el hombre y el ambiente. Por lo tanto, son indicados para ser incluidos en los programas de Manejo Integrado de Plagas (MIP) (Ware & Whitacre, 2004).

6.4. Bibliografía

Allison, M. & M. Ausden. 2004. Successful use of topsoil removal and soil amelioration to create heathland vegetation. *Biol. Conserv.* 120: 221-228.

Amalin, D. M., Peña J.E., Mc Sorley R., Browning H. W. & Crane, J.H. 2001. Comparison of different sampling methods and effect of pesticide application on spider populations in lime orchards in South Florida. *Environmental Entomology.* 30:1021-1027.

Armendano, A. & A. González. 2010. Comunidad de arañas (Arachnida: Araneae) del cultivo de alfalfa (*Medicago sativa*) en Buenos Aires, Argentina. *International Journal of Tropical Biology* 58 (2): 757- 767.

Aviron S., H. Nitsch, P. Jeanneret, S. Buholzer, H. Luka, L. Pfiffner, S. Pozzi, B. Schüpbach, T. Walter & F. Herzog. 2009. Ecological cross compliance promotes farmland biodiversity in Switzerland, *Front. Ecol. Environ.* 7 (5): 245-252.

Beltramo, J., I. Bertolaccini & A. González. 2006. Spiders of soybean crops in Santa Fe Province, Argentina: Influence of surrounding spontaneous vegetation on lot colonization. *Brazilian Journal of Biology* 66 (3): 29-41.

Benamú M. A., M. I. Schneider, S. Pineda, N. E. Sánchez & A. González. 2007. Sublethal effects of two neurotoxic insecticides on *Araneus pratensis* (Araneae: Araneidae). *Comm. Appl. Biol. Sci, Ghent University:* 72 (3): 557-559.

Bonte, D., Lens, L., & J.P. Maelfait. 2006. Sand dynamics in coastal dune landscapes constrain diversity and life-history characteristics of spiders. *J. Appl. Ecol.* 43: 735-747.

- Burel, F., & J. Baudry. 1995. Species biodiversity in changing landscapes: a case study in the Pays d'Auge, France. *Agric. Ecosyst. Environ.* 55: 193–200.
- Desender, K., M. Alderweireldt & M. Pollet. 1989. Field edges and their importance for polyphagous predatory arthropods. *Med. Fac. Landbouww. Rijksuniv. Gent*, 54: 823-833.
- Duffey, E. 1978. Ecological strategies in spiders including some characteristics of species in pioneer and nature habitats. *Symp. Zool. Soc. London* 42: 109-123.
- Frank, T. & W. Nentwig, Ground dwelling spiders (Araneae) in sown weed strips and adjacent fields. 1995. *Acta Oecol.* 16: 179–193.
- Gravesen, E. & S. Toft. 1987. Grassfields as reservoirs for polyphagous predators (Arthropoda) of aphids (Homoptera, Aphididae) *J. Appl. Entomol.* 104: 461-473.
- Günter, A. & P. von Mehrjährigen. 2000. Buntbrachen unter den Rahmenbedingungen des Schweizer Ackerbaugebietes. *Agrarökologie* 37: 209–217.
- Isaacs, R., J. K. Tuell, A. K. Fiedler, M. M. Gardiner & D. A. Landis. 2009. Maximizing arthropod-mediated ecosystem services in agricultural landscapes: the role of native plants, *Front. Ecol. Environ.* 7: 196- 203.
- LeSar, C. D. & J. D., Unzicker. 1978. Life history, habits, and prey preferences of *Tetragnatha laboriosa* (Araneae: Tetragnathidae): *Environ. Entomol.* 7: 879- 884.
- Liljesthröm, G, E. Minervino, D. Castro & A. González. 2002. La Comunidad de Arañas del Cultivo de Soja en la Provincia de Buenos Aires, Argentina. *Neotropical Entomology* 31(2): 197-209.
- Mansour, F.; Rosen, D. & A. Shulov. 1981. Disturbing effect of a spider on larval aggregations of *Spodoptera littoralis*. *Entomol. Exp. Appl.*, 29: 234-237.

Mansour, F. 1987. Spiders in sprayed and unsprayed cotton field in Israel, their interactions with cotton pest and their importance as predators of the Egyptian cotton leaf worm, *Spodoptera littoralis*. *Phytoparasitica* 15: 31-41.

Minervino, E. 1996. Estudio biológico y ecobiológico de arañas depredadoras de plagas de soja. Tesis doctoral, Facultad de Ciencias Naturales y Museo, UNLP, Inéd.

Mitchell, R.J., Auld, M.H.D., Hughes, J.M. & R. H. Marrs. 2000. Estimates of nutrient removal during heathland restoration on successional sites in Dorset, southern England. *Biol. Conserv.* 95: 233-246.

Nentwig, W. 1985. Prey analysis of four species of tropical orb weaving spiders (Araneae: Araneidae) and a comparison with araneids of the temperate zone. *Oecologia* 66: 580-594.

Nentwig, W. 1986. Non-webbuilding spiders: prey specialists or generalists? *Oecologia* 69: 571-576.

Oberg, S. & B. Ekbom. 2006. Recolonization and distribution of spiders and carabids in cereal fields after spring sowing. *Ann. Appl. Biol.* 149: 203-211.

Palmer, M.A., Ambrose, R.F. & N. L. Poff. 1997. Ecological theory and community restoration ecology. *Restor. Ecol.* 5: 291-300.

Pearce, J.L. & L. A. Venier. 2006. The use of ground beetles (Coleoptera: Carabidae) and spiders (Araneae) as bioindicators of sustainable forest management: a review. *Ecol. Ind.* 6: 780-793.

Pekár, S. 1998. Effect of selective insecticides on the beneficial spider community of a pear orchard in the Czech Republic. P. A. Selden (ed.) *Proceedings of the 17th European Colloquium of Arachnology*, Edinburgh: 338- 342.

Pekár, S. 1999a. Effect of IMP practices and conventional spraying on spider population dynamics in an apple orchard. *Agr. Ecosys. Environ.* 73: 155-166.

Pekár, S. 1999b. Side-effect of integrated pest management on the composition of epigeic spider and harvestmen in an apple orchard (Araneae and Opiliones). J. Appl. Ent. 123: 115-120.

Pekár, S. 1999c. Foraging mode: a factor affecting the susceptibility of spiders (Araneae) to insecticide applications. Pestic. Sci. 55: 1077-1082.

Piessens, K., Honnay, O., Nackaerts, K. & M. Hermy. 2004. Plant species richness and composition of heathland relics in north-western Belgium: evidence for a rescue-effect? J. Biogeogr. 31: 1683-1692.

Sarkar, N.G., Hajra, A.G., 1994. Environmental Impact of Pesticides and Alternatives of Pest Control in Tea. APRC Monograph. Assam Review Publishing Co., Calcutta, India.

Shaw, E., Wheeler C. & Langan A. 2003. Do pesticide application influence feeding and locomotor behaviour of *Pardosa amentata* (Clerck) (Araneae, Lycosidae). European Arachnology, Logunov D. & Penney D. (eds.): 297-305.

Sunderland, K. & F. Samu. 2000. Effects of agricultural diversification on the abundance, distribution, and pest control potential of spiders: a review. Entomol. Exp. Appl. 95: 1-13.

Tscharntke, T., Klein, A.M., Kruess, A., Steffan-Dewenter, I. & C. Thies. 2005. Landscape perspectives on agricultural intensification and biodiversity ecosystem service management. Ecol. Lett. 8: 857-874.

Tscharntke T., R. Bommarco, Y. Clough, T.O. Crist, D. Kleijn, T.A. Rand, J.M. Tylianakis, S. van Nouhuys & S. Vidal. 2007. Conservation biological control and enemy diversity on a landscape scale, Biol. Control 43: 294–309.

Ware, G. & Whitacre, D. 2004. Modes of action for insecticides. In: The pesticide book. 6 ed. United States, MeisterPro (Eds.).

Whitford, F., Showers, W. & Edwards, G., 1987, Insecticide tolerance of ground and foliage-dwelling spiders (Araneae) in European corn borer (Lepidoptera: Pyralidae) action sites. Environ. Entomol., 16: 779-785.

Young, O. P. & G. B. Edwards. 1990. Spiders in United States field crops and their potential effect on crop pests. *J. Arachnol.* 18: 1-27.



MoreBooks!
publishing



yes i want morebooks!

Buy your books fast and straightforward online - at one of world's fastest growing online book stores! Environmentally sound due to Print-on-Demand technologies.

Buy your books online at

www.get-morebooks.com

¡Compre sus libros rápido y directo en internet, en una de las librerías en línea con mayor crecimiento en el mundo! Producción que protege el medio ambiente a través de las tecnologías de impresión bajo demanda.

Compre sus libros online en

www.morebooks.es



VDM Verlagsservicegesellschaft mbH

Heinrich-Böcking-Str. 6-8
D - 66121 Saarbrücken

Telefon: +49 681 3720 174
Telefax: +49 681 3720 1749

info@vdm-vsg.de
www.vdm-vsg.de

