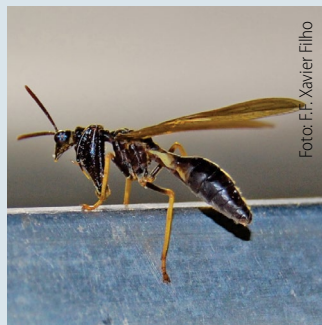


CAPÍTULO 29

NEUROPTERA LINNAEUS, 1758



Mantispidae: *Climaciella* sp.



Myrmeleontidae: *Dimarella* sp.



Chrysopidae: *Plesiochrysa* sp.



Myrmeleontidae: Ascalaphinae: *Cordulecerus* sp.

Renato J. P. Machado UFPR, Departamento de Zoologia, Curitiba, PR.  <https://orcid.org/0000-0003-3155-3639>

Caleb C. Martins UEMA, Caxias, MA.  <https://orcid.org/0000-0001-5630-9865>

Sérgio de Freitas (*in memoriam*)

Norman D. Penny (*in memoriam*)

Etimologia. Do grego *neuron* = nervura; *pteron* = asa. Refere-se ao grande número de veias das asas.

Diagnose. Insetos holometábolos, predominantemente terrestres e predadores, variando de 2 a 153 mm de comprimento. Olhos compostos sempre presentes e geralmente iridescentes. Ocelos ausentes, exceto em Osmylidae. Antena com vários artículos geralmente filiforme ou moniliforme, pode ser pectinada em machos de Dilaridae, capitada ou clavada em Myrmeleontidae. Aparelho bucal mandibulado. Asas membranosas, quando em repouso dispostas obliquamente ao lado do corpo, com venação reticulada e várias veias transversais. Asas anterior e posterior geralmente iguais ou subiguais em tamanho, venação e forma, exceto em Nemopteridae, com asa posterior longa e fina. Alguns Hemerobiidae com asa anterior esclerosada semelhante a élitros e algumas espécies com asa posterior extremamente reduzida. Cerco ausente. Larvas com mandíbula e maxila justapostas formando um tubo.

Introdução. Duas famílias possuem nomes populares no Brasil: Myrmeleontidae, como formiga-leão, e Chrysopidae, como bicho-lixeiro. É uma ordem cosmopolita com cerca de seis mil espécies (Oswald & Machado 2018), atualmente distribuídas em 15 famílias. Para o Brasil, estão registradas 432 espécies (Machado 2022), contudo a estimativa é que existam cerca de sete mil espécies no mundo e aproximadamente 1000 espécies no Brasil. A ordem possui grande diversidade de estilos de vida e de variações morfológicas, diferenciando-se dos demais insetos pela venação característica, disposta em forma de rede e uma série de características larvais, como o aparelho bucal com as mandíbulas e maxilas em formato de longos estiletes justapostos formando um canal alimentar, intestinos médio e posterior não conectados e túbulos de Malpighi modificados para produção de seda. Vivem em grande variedade de habitats, como cavernas, buracos e sob cascas de árvores, enterrados no solo, corpos de água doce, florestas, cerrados e em diversos agroecossistemas. Os mantispídeos e raquiberotídeos adultos capturam presas com as pernas anteriores raptorais, semelhante aos mantódeos. Larvas e adultos de coniopterigídeos, crisopídeos e hemerobiídeos alimentam-se de insetos de corpo mole e são constantemente usados para controle biológico de pragas em cultivos agrícolas.

As espécies neotropicais de modo geral foram descritas de forma sucinta e, ao longo da história, foram realizados poucos trabalhos de revisão. Muitas descrições foram realizadas quando se iniciava a taxonomia descritiva e, por isso, o acesso à literatura e aos tipos tem sido um problema. No Brasil, grande parte dos primeiros táxons foi descrito pelo padre Longinos Navás, entretanto, os estudos taxonômicos sobre os neurópteros brasileiros se intensificaram durante a década de 80 com a publicação dos trabalhos de Norman Penny (Penny 1981a, b, c, d, 1982, 1983a, b; Adams & Penny 1985) com foco na fauna da bacia amazônica e posteriormente nos anos 2000 com os trabalhos de Sérgio de Freitas, este focando essencialmente em Chrysopidae (Freitas & Penny 2001; Freitas 2005; Winterton & Freitas 2006; Freitas *et al.* 2009). Mais recentemente uma série de trabalhos focados na taxonomia

Como citar: Machado, R.J.P.; Martins, C.C.; Freitas, S.; Penny, N.D. 2024. Cap. 29, Neuroptera Linnaeus, 1758, pp. 552-567. In: Rafael, J.A.; Melo, G.A.R.; Carvalho, C.J.B. de; Casari, S. & Constantino, R. (eds). **Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia**. 2ª ed. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus. 880 pp.

<https://doi.org/10.61818/56330464c29>

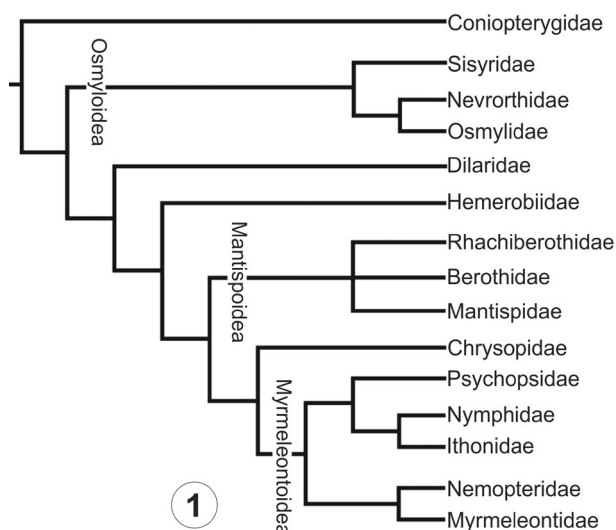


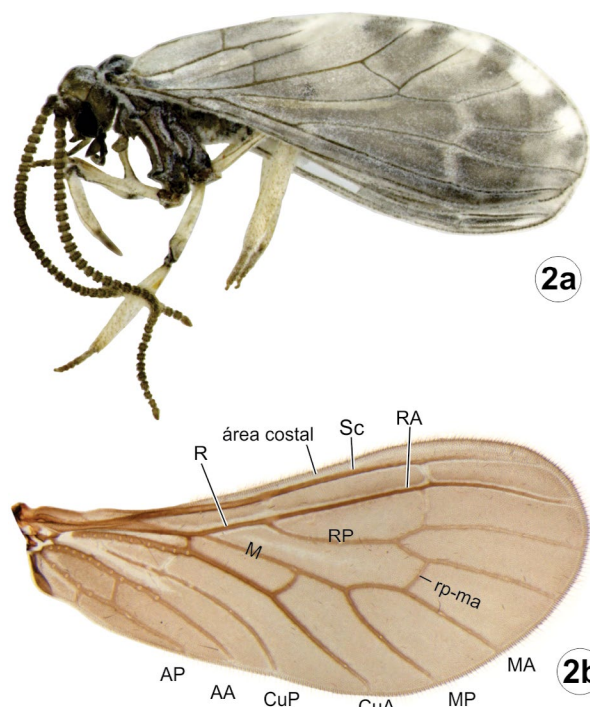
Figura 29.1. Neuroptera, cladograma demonstrando as relações de parentesco entre famílias e superfamílias. Fonte: Winterton *et al.* (2018) com modificações propostas por Machado *et al.* (2019).

das espécies brasileiras foram publicados de forma esporádica (Machado & Rafael 2007, 2010a, b, 2011; Tauber & Sosa 2015; Machado & Krolow 2016; Martins *et al.* 2016, 2019; Martins & Amorim 2016; Assmar & Salles 2017; Tauber *et al.* 2017; Sosa & Tauber 2017; Machado 2018, 2020; Assmar & Calor 2020; Machado & Tavares 2020; Machado *et al.* 2021, 2022; Schuster & Machado 2021; Assmar *et al.* 2022).

Neuroptera provavelmente teve origem durante o Permiano tardio, mas as linhagens atuais se diversificaram somente durante os períodos Triássico e Jurássico (Winterton *et al.* 2018; Vasilikopoulos *et al.* 2020). O registro fóssil de espécies de neurópteros brasileiros é particularmente muito diverso, existem 89 espécies distribuídas em 15 famílias (Oswald 2022). A grande diversidade de fósseis de neurópteros brasileiros está presente na Formação Santana (Cretáceo Inferior), Bacia do Araripe, região Nordeste, com 88 das 89 espécies conhecidas (Oswald 2022). Há também uma espécie de Permithonidae (*Permipsythone panfilovi* Pinto & Ornellas) com registro para a Formação Irati (Permiano Superior), Bacia do Paraná, região Sul (Pinto & Pinto de Ornellas 1980). Neurópteros fósseis foram profundamente estudados, entre os anos 1980 e 2000, em uma série de trabalhos publicados principalmente por Rafael Martins-Neto e Maria Vulcano (Martins-Neto & Vulcano 1988, 1989a, b, 1990, 1997; Martins-Neto 1990, 1992a, b, 1994, 1997, 2000, 2002; Martins-Neto *et al.* 2007; Martins-Neto & Rodrigues 2010).

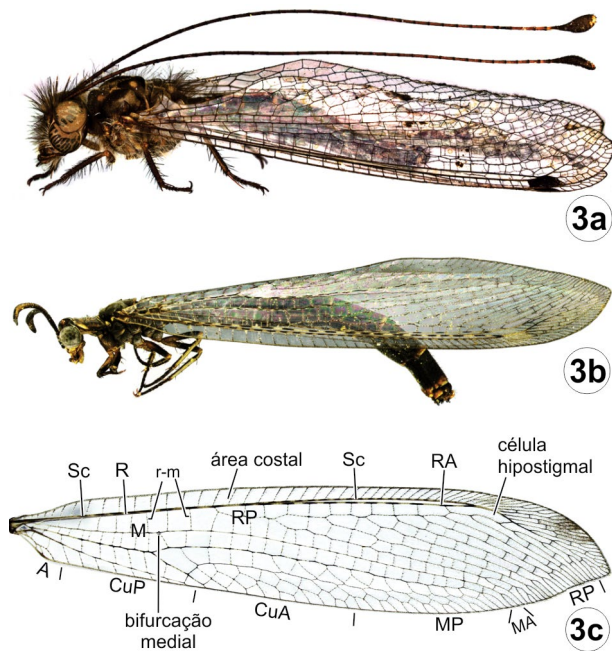
Uma síntese bibliográfica sobre os neurópteros, juntamente com um catálogo para a fauna mundial, pode ser encontrada em Oswald (2022). Uma lista atualizada da distribuição das espécies brasileiras de Neuroptera pode ser encontrada em Machado (2022).

Morfologia (adultos). Cabeça geralmente mais larga que longa, exceto em Nemopteridae, com clipeo e labro alongados. Olho composto grande, esférico e proeminente. Ocelos ausentes, exceto em Osmylidae. Antena geralmente longa e multiarticulada, filiforme (Fig. 29.9) ou moniliforme (Fig. 29.2a), pectinada em Dilaridae (macho) (Fig. 29.7a) e clavada ou capitada em Myrmeleontidae (Fig. 29.3b), especialmente Ascalaphinae



Figuras 29.2a-b. Neuroptera, Coniopterygidae (Coniopterygoidea), adulto. **2a**, *Semidalis* sp., hábito, vl; **2b**, *Coniopteryx* (*Scotoconiopteryx*) *tucumana* Navás, asa anterior.

(Fig. 29.3a). Escapo geralmente sub-retangular e mais longo que os flagelômeros. Clipeo e labro cobrem as peças bucais; clipeo transverso. Margem distal do labro escavada. Mandíbula com lobo molar basal e incisivo distal. Maxila sub-retangular. Palpo maxilar com cinco artículos, o último dilatado. Lábio com premento dividido em duas placas, placa mediana homóloga ao mento e ao pós-mento. Palpo labial com dois ou três artículos, às vezes muito longo, como em *Dimares* Hagen (Myrmeleontidae). Protórax móvel e geralmente sub-retangular, muito grande e longo em Mantispidae (Fig. 29.5a) mas muito curto, reduzido a um anel, em Ascalaphinae. Meso e metatórax similares em tamanho e forma, e subdivididos por suturas. Pernas finas, longas e ambulatoriais, exceto a perna anterior de Mantispidae e Rhachiberothidae, que é raptorial (Figs 29.4a, 5a). Coxa simples, exceto a anterior muito longa de Mantispidae e Rhachiberothidae. Fêmures e tíbias robustos, com cerdas em toda a superfície. Esporões tibiais frequentemente presentes. Tarsos pentâmeros com garras apicais, exceto na perna anterior de Mantispidae. Empódio simples ou dividido. Dois pares de asas membranosas, com grande número de veias longitudinais e transversais, que geram diferentes padrões de venação, exceto em Coniopterygidae com número reduzido de veias transversais (Fig. 29.2). Asas anterior e posterior geralmente iguais ou subiguais (Figs 29.10a,b), com diferentes graus de esclerosação, variando de transparentes hialinas a opacas. Myrmeleontidae, Nemopteridae e Osmylidae podem ter pigmentação colorida na asa. Membrana da asa com macrotríquias sobre as veias e microtríquias entre elas. Área costal, entre as veias costal (C) e subcostal (Sc), geralmente larga, com inúmeras veias transversais, simples ou bifurcadas (Fig. 29.7b). Veia Sc simples, muito próxima da veia radial (R), que possui muitas ramificações (Fig. 29.6b). Veias médias (M), cubital (Cu) e anal (A) com poucas



Figuras 29.3a–c. Neuroptera, Myrmeleontidae (Myrmeleontoidea), adulto. **3a**, *Ascalorphne* sp. (Ascalaphinae), hábito, vl; **3b–c**, *Myrmeleon* sp. (Myrmeleontinae); **3b**, hábito, vl; **3c**, asa anterior.

ramificações (Fig. 29.10a). Em Chrysopidae, há veias que se fundem, produzindo efeito zigzag e duas pseudoveias longitudinais nomeadas como pseudomedial (PsM) e pseudocubital (PsCu) (Figs 29.10b–c). Há espécies de Neuroptera braquípteras. O acoplamento das asas é feito pela expansão da base da asa posterior, que se aloja sob o lobo anal da asa anterior. O jugo está presente em Myrmeleontoidea. Em algumas espécies de Hemerobiidae, existe uma estrutura semelhante ao frênulo dos lepidópteros. O pterostigma está presente na forma de mancha pré-apical. Abdômen com dez segmentos, exceto em Chrysopidae, com nove distinguíveis externamente. Esterno I muito reduzido. Alguns Ascalaphinae com apófises dorsais nos tergos II e III. Dois últimos segmentos modificados em estruturas genitais com acentuado dimorfismo sexual. Um ovipositor está presente em Dilaridae, Rhachiberthidae, Osmylidae.

Imaturos. Todas as espécies são ovíparas e tendem a ovipositar próximo às fontes de seu alimento (New 1989). Os ovos podem ser depositados em grupos ou isolados, em algumas famílias são suspensos por um fino pedicelo (Berthidae, Chrysopidae, Mantispidae, Nymphidae) enquanto em outras famílias não possuem pedicelos e são depositados diretamente em seu substrato. A oviposição pode ocorrer em vegetação e no solo, sobre madeira em apodrecimento no solo (Ascalaphinae), sob ou próximo da lâmina d'água (Sisyridae) ou os ovos podem ser enterrados na areia (parte de Myrmeleontidae). Algumas espécies de Ascalaphinae produzem dois tipos de ovos, os férteis e os inférteis — chamados de rapagulae — que servem de proteção para os ovos férteis e alimento para as larvas recém-emergidas (Henry 1978; New 1989). Os ovos geralmente possuem a forma oval ou cilíndrica e podem ter córion esculturado ou liso. Pode haver uma ou duas micrópilas em polos opostos, sendo sempre em alto relevo. A oviposição e a morfologia dos ovos das famílias de Neuroptera foram revisadas no estudo de

Gepp (1990). O rompimento do ovo dá-se pelo movimento de contração e expansão abdominal da larva, que promove pressão sobre a região da micrópila, por onde emergem utilizando-se do ovirruptor, estrutura na forma de uma crista ou lâmina muito dura, localizada na região cíleo-labral.

O desenvolvimento larval geralmente tem três instares, sendo possível quatro em Coniopterygidae, cinco em Ithonidae e até doze em Dilaridae. A forma campodeiforme prevalece, no entanto, alguns grupos podem apresentar uma série de especializações, como achatamento e expansão de diferentes partes do corpo, alongamento e estreitamento do aparelho bucal, desenvolvimento de scoli abdominal e torácico, além de variações relacionadas ao estilo de vida, como as brânquias abdominais presentes em Sisyridae. Larvas de Ithonidae se assemelham à forma escarabeiforme, larvas de segundo e terceiro instares de Mantispodea são robustas e levemente fisogástricas. Coniopterygidae possui larvas fusiformes e Dilaridae e Nevrothidae têm larvas muito longas e finas (New 1989).

As larvas, terrestres ou aquáticas, são predadoras, e na maioria das famílias, prognatas, alongadas, robustas e com peças bucais alongadas. Mandíbula e maxila são justapostas e formam um tubo através do qual enzimas são injetadas nas presas para digestão extracorpórea. Posteriormente por este mesmo tubo o fluido corporal das presas pré-digerido é ingerido. O conjunto mandíbula-maxila normalmente alongado (exceto em Coniopterygidae, Ithonidae e segundo e terceiro instares de Mantispodea) pode ser reto ou curvo, com ou sem dentes, e com ou sem microtríquias. As larvas são vorazes e com grande capacidade de caça. Alimentam-se geralmente de outros pequenos invertebrados, principalmente insetos, entretanto membros de Sisyridae são conhecidos por se alimentarem de esponjas de água doce e Bryozoa. Parte dos mirmeleontídeos constroem, no solo arenoso, armadilhas na forma de funil para captura de pequenas presas. Crispídeos alimentam-se de insetos pequenos em meio à vegetação e alguns gêneros têm o hábito de carregar no dorso as carcaças dos insetos sugados, bem como detritos encontrados no ambiente; para isso, o corpo é densamente coberto de cerdas e projeções digitiformes e papiliformes; comportamento que confere à família o nome de “bicho-lixeiro”. As larvas de nemopterídeos caçam avidamente na superfície do solo inóspito do deserto; as larvas de berotídeos possuem glândulas retais que produzem gases para a captura de presas (principalmente cupins); larvas de Mantispidae são conhecidas por predação de ovos de aranhas enquanto que as larvas de Symphrasinae (Rhachiberthidae) se alimentam preferencialmente de imaturos de Hymenoptera, incluindo vespas solitárias e colônias de abelhas sem ferrão, e larvas de Nevrothidae predam pequenos invertebrados aquáticos.

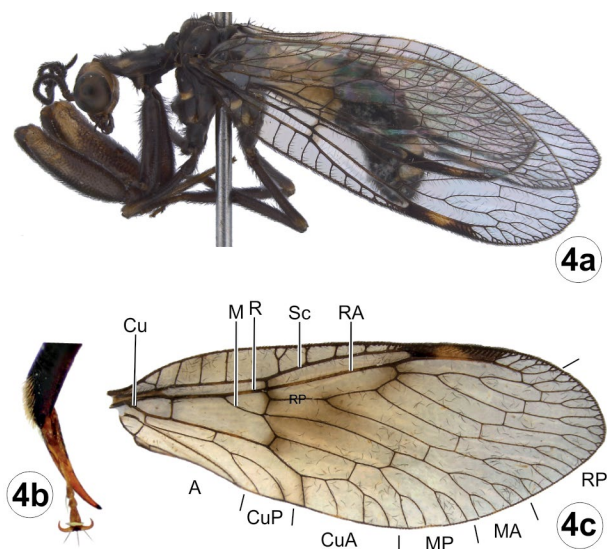
A digestão larval é interrompida no final do intestino médio e os túbulos de Malpighi atuam como glândulas que produzem a seda exteriorizada pelo ânus e utilizada na confecção de um casulo onde a pupa irá se desenvolver. Os resíduos sólidos são liberados na forma de mecônio durante o estágio de empupação. O casulo possui, em geral, duas camadas, a externa com os objetos coletados ao redor ou guardados sobre o dorso da larva, no caso de Chrysopidae. A empupação ocorre dentro da camada interna. Inicialmente há a formação de uma pré-pupa e, posteriormente, o aparecimento da pupa exarada ou livre. Ao final da empupação, o adulto farado deixa o casulo e, após alguns

instantes, há o desprendimento e distensão das asas, formando então o adulto. O estágio de adulto farado pode ser prolongado em alguns casos particulares, como em *Plega hagenella* (Westwood) (Rhachiberothidae) onde ele é usado para escapar dos ninhos de abelhas hospedeiras (Maia-Silva *et al.* 2013).

Biologia. Tanto os adultos quanto as larvas de Neuroptera são predadores de pequenos invertebrados de corpo mole, principalmente insetos, como cochonilhas, pulgões, ovos e larvas neonatas de lepidópteros, ainda que muitos se alimentem de secreções açucaradas produzidas por hemípteros auquenorrincos, pólen e outras substâncias encontradas na natureza. Há relatos de canibalismo entre larvas de algumas famílias, como em Chrysopidae e Myrmeleontidae. Adultos de alguns grupos, tais como Coniopterygidae, Hemerobiidae e Chrysopidae, podem ser encontrados andando entre suas presas e se alimentando das mesmas. Alguns adultos de Mantispidae são predadores do tipo “senta-espera” e são encontrados em flores. Adultos de Myrmeleontidae — principalmente Ascalaphinae — voam muito bem e caçam suas presas no ar. O hábito não predador mais especializado é observado em adultos de Chrysopidae, em alguns gêneros de Chrysopinae especificamente, em que se alimentam de melada (*honeydew* em inglês) e utilizam leveduras simbióticas (*Torulopsis* spp.) para auxiliar em sua digestão (Hagen *et al.* 1970).

Larvas de Neuroptera são predominantemente terrestres e podem ser encontradas em diferentes habitats, com exceção de Sisyridae, Nevrorthidae e alguns Osmylidae que apresentam larvas aquáticas ou anfíbias. Larvas de sisirídeos são encontradas em corpos de água parada ou de fluxo lento; larvas de nevrortídeos são encontradas em pequenos rios de água corrente com fundo de pedra, e larvas pertencentes a alguns gêneros de Osmylidae, com destaque para aqueles de Kempyninae e Osmylinae, estão muito associadas a ambientes de água doce sendo consideradas anfíbias (Martins & Ardila-Camacho 2018; Martins *et al.* 2018). As pupas, mesmo nas espécies aquáticas, são sempre terrestres, ocorrendo no solo ou na vegetação. Adultos também são encontrados em diferentes habitats, como em florestas, cerrados ou ambientes abertos. No Brasil, os neurópteros estão presentes nos mais variados ecossistemas naturais e agroecossistemas, possuem distribuição em todo o país, com sua maior diversidade encontrada em ambientes de floresta, principalmente na bacia amazônica e na Mata Atlântica (Machado 2022). Várias espécies são fototrópicas positivas (Chrysopidae, Hemerobiidae, Mantispidae, Myrmeleontidae), outras, geotrópicas positivas, preferindo solos arenosos e secos, onde colocam os ovos (Myrmeleontidae). Ithonidae prefere solos úmidos, geralmente associados com raízes de plantas.

Neurópteros têm sistemas de comunicação através de vibração do substrato, sinais que geralmente são utilizados no comportamento de corte e para localização ou reconhecimento de presas (Devetak 1998). Alguns crisopídeos (Chrysopinae) têm órgãos timpânicos associados à fusão basal das veias radial (R) e medial (M) da asa anterior, usados para detecção de indivíduos do sexo oposto e ecolocalização de morcegos (Miller & MacLeod 1966; Breitzkreuz *et al.* 2017). Mantispidae, Myrmeleontidae, Nevrorthidae e Nymphidae podem exalar odor característico, proveniente de glândulas abdominais e Chrysopidae e Osmylidae



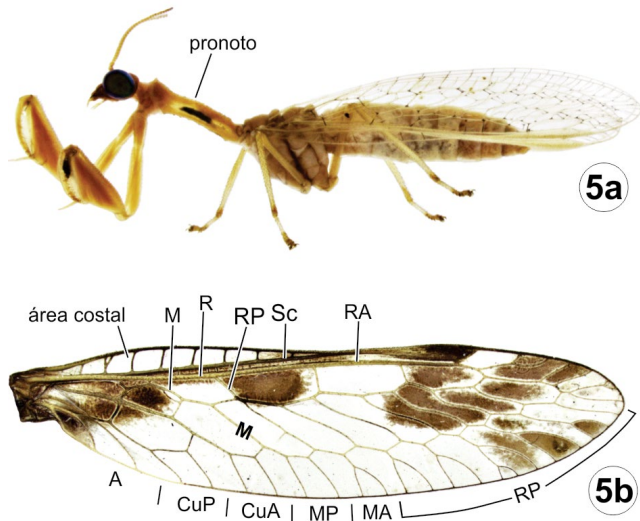
Figuras 29.4a–c. Neuroptera, Mantispoidea, Rhachiberothidae, *Trichoscelia geraldoi* Machado, adulto. **4a**, hábito, vl; **4b**, processo dentiforme do tarsômero basal anterior; **4c**, asa anterior.

podem exalar odores provenientes de suas glândulas protorácicas (Brooks & Barnard 1990; Aspöck & Aspöck 2005). Acredita-se que a função de tais odores está relacionada à reprodução e defesa (McEwen *et al.* 2001).

Há diversos comportamentos relacionados à corte, alguns Chrysopidae podem transmitir sons por vibração alar ou abdominal; já foi observada a exibição da vibração alar durante a cópula de algumas espécies de Coniopterygidae; grandes enxames de algumas espécies de Ithonidae ocorrem na Austrália; agregações de Osmylidae já foram observadas perto de rios; machos de espécies do gênero *Haploglenius* Burmeister (Ascalaphinae) utilizam uma aba móvel pronotal coberta com membrana branca para refletir a luz do sol, comportamento que se acredita estar relacionado à atração da fêmea (New 1989, 1991; Onore *et al.* 2014).

Fêmeas de Neuroptera ovipositam entre algumas dezenas e centenas de ovos em intervalos de fecundidade. Contudo, há dados de fêmeas de Mantispidae que ovipositaram mais de 35.000 ovos (Redborg & Macleod 1984). Também já foi observado grande número de ovos em espécies de Chrysopidae mantidas em ambientes controlados (Macedo *et al.* 2003; Albuquerque 2009; Martins & Freitas 2014). Usualmente fêmeas ovipositam solitárias, porém em algumas ocasiões esporádicas podem ovipositar em grupos, como foi observado em espécies Australianas de Mantispidae que ovipositam em grupos maiores de 50 indivíduos (McKeow & Mincham 1948).

O desenvolvimento embrionário é altamente variável entre as famílias e gêneros de Neuroptera e depende de outros fatores, como qualidade e quantidade de alimentos, e temperatura. Em Chrysopidae e Hemerobiidae esse período geralmente ocorre entre três e cinco dias (Albuquerque 2009; Lara & Periotto 2003), em Ithonidae pode ocorrer em até 31 dias (Tillyard 1922), e em algumas espécies de Mantispidae pode levar entre 16 e 18 dias (Bisset & Moran 1967). O período pós-embrionário também é altamente afetado por outros fatores, principalmente a oferta



Figuras 29.5a–b. Neuroptera, Mantispidae (Mantispoidea), adulto. **5a**, *Zeugomantispa virescens* (Rambur), hábito, vl; **5b**, *Paramantispa ambusta* (Erichson), asa anterior.

de alimentos. As fases larvais de Myrmeleontidae podem variar de três meses a dois anos (Hollis *et al.* 2011); a de Chrysopidae pode variar entre dias e meses dependendo de sua alimentação e temperatura de criação (Alcantra *et al.* 2008; Albuquerque 2009). A fase pupal de *Osmylus hyalinatus* McLachlan (Osmylidae) varia de 9 a 13 dias dependendo da temperatura de sua criação (Matsuno & Yoshitomi 2016), e em *Sisyra panama* Parfin & Gurney (Sisyridae) é de aproximadamente oito dias (Hamada *et al.* 2014a).

Neurópteros podem apresentar regulação sazonal de seus ciclos de vida. Larvas de *Osmylus fulvicephalus* (Scopoli) são aptas a sobreviver à imersão em água quando estão em diapausa (David 1936); larvas de alguns Mantispidae podem hibernar em grandes agregações sob cascas de árvores; algumas espécies de Myrmeleontidae são capazes de entrar em hibernação em qualquer estágio larval provavelmente como resposta a quantidade imprevisível de comida (New 1989) e espécies de Chrysopidae de clima temperado são capazes de permanecer longos períodos em inatividade metabólica ou dormência (Tauber *et al.* 1986).

Classificação. As primeiras classificações dividiam a ordem em três grupos: Megaloptera, Raphidioptera e Neuroptera, mas atualmente estas são consideradas ordens distintas, dentro da superordem Neuropterida. A classificação adotada aqui (Fig. 29.1) é baseada na mais recente e completa filogenia publicada para o grupo (Winterton *et al.* 2018), exceto pelas modificações propostas por Machado *et al.* (2019), em que Ascalaphidae foi sinonimizada com Myrmeleontidae, e Ardila-Camacho *et al.* (2021a), em que Symphrasinae foi transferida de Mantispidae para Rhachiberothidae. A seguir, apresenta-se uma lista com as superfamílias/famílias conhecidas e, entre parênteses, o número de espécies para as famílias com registros para o Brasil (baseado em Machado 2022).

Coniopterygoidea

Coniopterygidae (46)

Osmyoidea

Sisyridae (20)

Nevrorthidae

Osmylidae (3)

Dilaroidea

Dilaridae (11)

Hemerobioidea

Hemerobiidae (26)

Mantispoidea

Berothidae (4)

Rhachiberothidae (18)

Mantispidae (34)

Chrysopoidea

Chrysopidae (182)

Myrmeleontoidea

Psychopsidae

Nymphidae

Ithonidae

Nemopteridae

Myrmeleontidae (88)

Relações filogenéticas. Neuroptera é classificada dentro da superordem Neuropterida juntamente com Megaloptera e Raphidioptera, sendo a última considerada como grupo-irmão de Megaloptera + Neuroptera (Winterton *et al.* 2010, 2018; Misof *et al.* 2014; Wang *et al.* 2017; Vasilikopoulos *et al.* 2020). A monofilia de Neuroptera nunca foi seriamente questionada, no entanto a relação entre as suas famílias ainda é alvo de muita discussão. Ao longo dos anos, diferentes hipóteses foram sugeridas por diversos autores, o que pode ser justificado pela morfologia de certa maneira conservadora entre os adultos de diferentes linhagens, e pela diversa e adaptativa morfologia das larvas, baseada em seus diferentes estilos de vida (Wang *et al.* 2017; Winterton *et al.* 2018).

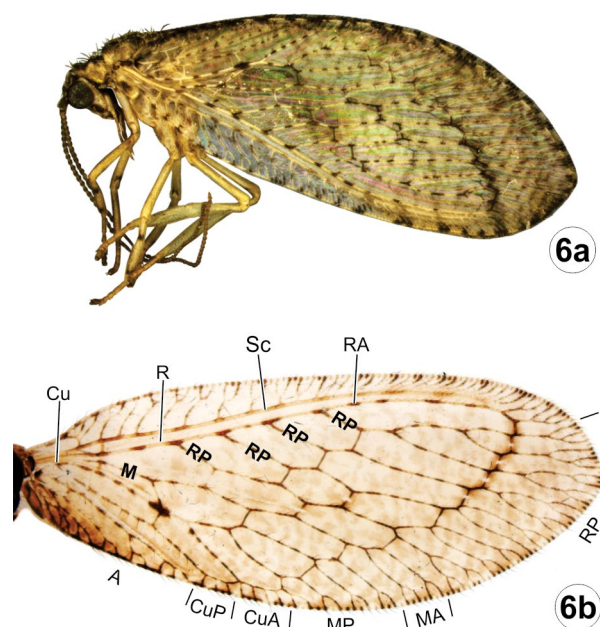
A proposta filogenética apresentada por Aspöck *et al.* (2001) foi a mais aceita por grande período e dividia Neuroptera em três subordens: Nevorthiformia, Myrmeleontiformia e Hemerobiiformia. Nevorthiformia, representada somente por Nevorthidae, era considerada como a linhagem irmã do restante. Myrmeleontiformia apresentava uma posição mais derivada e era formada essencialmente pelas famílias classificadas aqui em Myrmeleontoidea, apresentando morfologia e hábitos muito similares. Já as demais famílias constituíam o clado Hemerobiiformia, o mais heterogêneo e considerado hoje como parafilético (Winterton *et al.* 2010, 2018; Wang *et al.* 2017; Vasilikopoulos *et al.* 2020).

A utilização de dados moleculares robustos, associados com uma maior diversidade amostral, refletiu em grandes mudanças no entendimento das diferentes linhagens de Neuroptera (Fig. 29.1). Entre os principais resultados originados nestes trabalhos destaca-se a discussão sobre as linhagens mais basais da ordem. Como mencionado acima, Nevorthidae foi por um período tida como a linhagem irmã do restante, o que era fortalecido pelo fato de a família possuir larvas aquáticas assim como Megaloptera, o grupo-irmão de Neuroptera (Aspöck *et al.* 2001; Beutel *et al.* 2010). Entretanto, trabalhos mais recentes corroboram que os diminutos coniopterigídeos representam a linhagem irmã das demais famílias (Winterton *et al.* 2010, 2018; Wang *et al.* 2017; Engel *et al.* 2018; Vasilikopoulos *et al.* 2020), apesar de possuírem larvas terrestres.

Outra mudança significativa surgida nos últimos anos é o questionamento sobre a monofilia de determinadas famílias. Entre estas se destaca a sinonímia de Rapismatidae e Polystoechotidae com Ithonidae (Winterton & Makarkin 2010) e de Ascalaphidae com Myrmeleontidae, o que já foi constantemente sugerido por diferentes estudos que utilizaram dados moleculares (Winterton *et al.* 2010, 2018; Wang *et al.* 2017),

mas concretizado no recente estudo de Machado *et al.* (2019). Outra discussão sobre a monofilia de famílias está relacionada com Mantispidae, cuja posição de Rhachiberothidae ainda é bastante variável. Rhachiberothidae é considerada aqui como uma família distinta (Aspöck & Randolph 2014; Liu *et al.* 2015), mas em algumas classificações já foi considerada como uma subfamília de Berothidae (Makarkin & Ohl 2015) ou Mantispidae (Willmann 1990). Os resultados de Winterton *et al.* (2018) apontaram Rhachiberothidae como grupo-irmão de Symphrasinae (subfamília tradicionalmente classificada em Mantispidae) e Berothidae como grupo-irmão dos demais Mantispidae. Esta conformação foi corroborada por Ardila-Camacho *et al.* (2021a), onde baseado nos resultados de uma análise morfológica os autores transferiram Symphrasinae para Rhachiberothidae, tornando todas as famílias de Mantispidae monofiléticas.

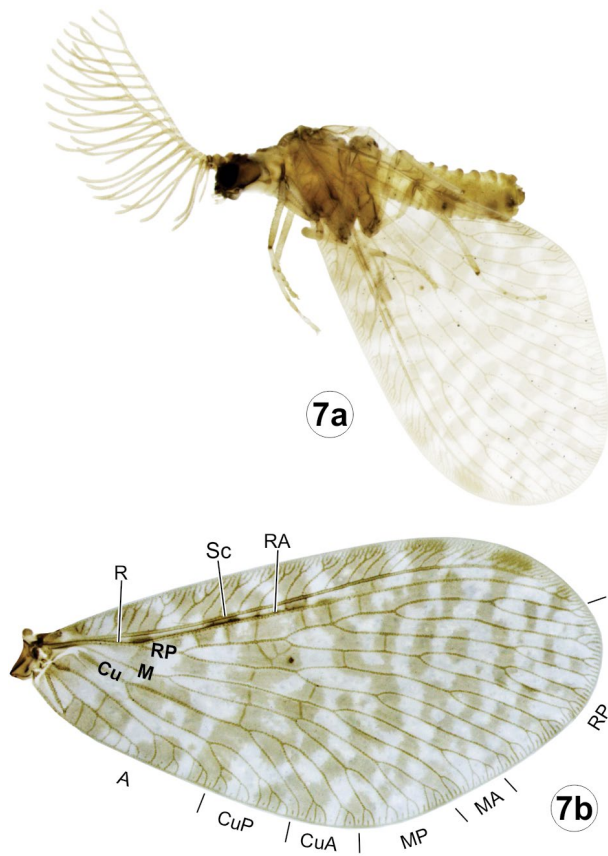
Importância. A prevalência do hábito predatório em Neuroptera os torna de fundamental importância na estabilidade de ambientes manejados e naturais. Depois dos himenópteros, é a ordem que traz mais benefícios ao homem no que tange ao controle de pragas agrícolas. A grande importância de Neuroptera está relacionada com famílias que ocorrem em agroecossistemas e que possuem potencial para seu uso em futuros programas de controle biológico de pragas, dado que foi detalhadamente compilado por McEwen *et al.* (2001). Crisopídeos, hemerobiídeos e coniopterigídeos alimentam-se de uma grande gama de pequenos artrópodes pragas, com destaque para psilídeos, pulgões, cochonilhas, ácaros, tripses, moscas brancas, tingídeos, bem como ovos e larvas de lepidópteros, característica que os torna potenciais inimigos naturais que podem ser utilizados em programas de manejo integrado de pragas. Chrysopidae é hoje a família de Neuroptera mais utilizada em programas de controle biológico de pragas agrícolas, pois possuem elevado potencial reprodutivo, resistência à vários inseticidas e larvas muito vorazes, bem como várias de suas espécies, particularmente os representantes dos gêneros *Chrysoperla* Steinmann e *Ceraeochrysa* Adams, são facilmente criadas para produção em massa em ambientes controlados. No Brasil, a importância dos crisopídeos nos agroecossistemas e no controle biológico de pragas foi destacada por diversos autores, especialmente por Freitas (2001) e Albuquerque (2009), e uma lista de espécies presentes em agroecossistemas brasileiros foi publicada por Freitas & Penny (2001). *Chrysoperla externa* (Hagen) é a espécie de Chrysopidae que recebe maior destaque em estudos de controle biológico de pragas no Brasil. Em território brasileiro ainda são escassos os dados em relação à presença de espécimes de Hemerobiidae em agroecossistemas, contudo poucas espécies de *Megalomus* Rambur, *Hemerobius* Linnaeus, *Symphorobius* Banks, *Nomerobius* Navás e *Nusalala* Navás (destaque para *Nusalala tessellata* (Erstaecker)) tiveram sua ocorrência relatada em diferentes agroecossistemas brasileiros (Lara & Periotto 2003). Estudos de coniopterigídeos em agroecossistemas brasileiros são praticamente inexistentes, contudo em outras regiões do mundo essa família já foi considerada com grande potencial para controle de pulgões de Carvalho, ácaros de diferentes pomares, cochonilhas de plantas ornamentais e ácaros de cultivos mantidos em estufas (New 1989). Larvas de Nevrothidae, Sisyridae e alguns grupos de Osmylidae podem ser utilizadas em estudos de avaliação do efeito de impactos



Figuras 29.6a–b. Neuroptera, Hemerobiidae (Hemerobioidea), adulto. **6a**, *Megalomus* sp., hábito, vl; **6b**, *Nusalala tessellata* (Gerstaecker), asa anterior.

sobre os ambientes aquáticos, pois são altamente suscetíveis à poluição desses habitats. Apesar dos grandes benefícios, alguns neurópteros podem ser considerados como pragas em alguns sistemas produtivos, como é o caso de larvas de Symphrasinae (Rhachiberothidae) atacando colmeias de abelhas nativas no Brasil (Maia-Silva *et al.* 2013) e de larvas de Hemerobiidae que atacam cochonilhas usadas na produção de corantes (Pacheco-Rueda *et al.* 2011).

Coleta e fixação. Os adultos geralmente têm hábitos noturnos, são voadores ativos e são capturados com armadilhas luminosas. A armadilha do tipo Malaise produz bons resultados com algumas famílias em particular, como Myrmeleontidae, Mantispidae, alguns gêneros de Chrysopidae com espécimes maiores, Hemerobiidae e Coniopterygidae. Armadilha McPhail com diferentes iscas, como proteína hidrolisada de milho, melado, triptofano, diamônio fosfato e suco de frutas capturam Chrysopidae, Hemerobiidae e Osmylidae. O eugenol atrai Ankylopterygini (Chrysopidae). Adultos de todas as famílias podem ser capturados com o auxílio de rede entomológica, tanto em ecossistemas naturais quanto em agroecossistemas (principalmente Chrysopidae e Hemerobiidae). Myrmeleontidae pode ser capturado na fase de larva, a partir dos funis-armadilha que produzem no campo, e criados em laboratório para obtenção do adulto. Outras larvas de mirmeleontídeos podem ser capturadas por peneiramento de solo arenoso, pelo exame em buracos em árvores, ou no solo de cavernas. Chrysopidae e Hemerobiidae são frequentemente criados a partir de ovos coletados nas folhas, ramos e troncos das plantas. Algumas larvas de Chrysopidae (Chrysopinae: Belonopterygini) podem ser coletadas dentro de formigueiros. Larvas de Sisyridae podem ser capturadas junto com esponjas de água doce de que se alimentam. Mantispidae imaturos podem ser capturados em ovissacos de aranhas enquanto os Symphrasinae (Rhachiberothidae) podem ser coletados em colônias de



Figuras 29.7a-b. Neuroptera, Dilaridae (Osmyloidea), adulto. **7a-b,** *Nallachius limai* Adams; **7a,** hábito, vl; **7b,** asa anterior.

abelhas nativas. Larvas de Stenosmylinae (Osmylidae) podem ser capturadas junto à vegetação. Larvas de Berothidae podem ser capturadas dentro de cupinzeiros.

A preservação a seco, em alfinetes entomológicos, é a mais indicada para estudos taxonômicos. A dupla montagem é indicada para insetos muito pequenos como Coniopterygidae e Sisyridae. É indicado que o material montado a seco, tenha as asas anterior e posterior abertas para facilitar o estudo de sua venação, importante para a taxonomia dos grupos da ordem. Material para estudos genéticos deve ser colocado em solução de etanol 95–100%. Para estudos morfológicos, a solução adequada é etanol 75%. Os neurópteros muito pequenos, como os coniopterídeos adultos, devem ser conservados em álcool, porque os escleritos do ápice do abdômen são mais facilmente visíveis. Coniopterídeos são cobertos por uma fina camada de pó branco, que se dissolve rapidamente em álcool. Para a preservação de imaturos indica-se a utilização de solução de etanol 75%.

Chave para as famílias que ocorrem no Brasil (adultos) (modificada de Henry *et al.* 1992)

1. Corpo coberto de pó esbranquiçado (perdido em espécimes em álcool), com 5 mm de comprimento ou menos. Asas com poucas veias; veia RP geralmente com dois ramos; área costal com até 2 veias transversais (Fig. 29.2) **Coniopterygidae**
- Corpo sem pó esbranquiçado, com mais de 5 mm de comprimento. Asas com venação mais complexa; veia RP com três ou mais ramos; área costal com mais de 2 veias transversais (Figs 29.3–12) **2**

- 2(1). Antena clavada ou capitada (Figs 29.3a–b). Abdômen longo e estreito (assemelham-se a Odonata) **Myrmeleontidae**
- Antena filiforme, moniliforme ou pectinada (Figs 29.7a, 9, 11a). Abdômen curto e largo **3**
- 3(2). Perna anterior raptorial. Pronoto muito mais longo que largo (assemelham-se a Mantodea) (Figs 29.4a, 5a) **4**
- Perna anterior cursorial. Pronoto tão longo quanto largo ou mais largo que longo **5**
- 4(3). Pronoto mais curto que o meso e metanoto juntos (Fig. 29.4a). Tarso anterior com um processo dentiforme no ápice do tarsômero basal (Fig. 29.4b) **Rhachiberothidae**
- Pronoto mais longo que o meso e metanoto juntos (Fig. 29.5a). Tarso anterior sem um processo dentiforme no ápice do tarsômero basal **Mantispidae**
- 5(3). Asa anterior com dois ou mais ramos de RP partindo independentemente da veia R (Fig. 29.6b) ... **Hemerobiidae**
- Asa anterior com um ramo de RP partindo da veia R (Figs 29.7b, 10a) **6**
- 6(5). Ocelos ou tubérculos semelhantes a ocelos presentes no vértice. Fêmeas com ovipositor **7**
- Ocelos ou tubérculos ausentes. Fêmeas sem ovipositor ... **8**
- 7(6). Asa anterior larga (Figs 29.7a–b) com menos de 12 mm de comprimento. Antena do macho pectinada (Fig. 29.7a), da fêmea, filiforme. Fêmea com ovipositor longo, comprimento semelhante ao do abdômen (insetos de pequeno porte) **Dilaridae**
- Asa anterior longa (Figs 29.8a–b), com mais de 20 mm de comprimento. Antena filiforme em ambos os sexos. Fêmea com ovipositor curto, comprimento menor que um terço do abdômen (insetos de médio-grande porte) **Osmylidae**
- 8(6). Asa posterior com grande quantidade de veias transversais entre as veias RA e RP (Fig. 29.10b). Veias longitudinais (principalmente ramos de RP e M) com conformação em ziguezague. Com duas pseudoveias longitudinais (Pseudomedial - PsM e Pseudocubital - PsCu) (Figs 29.10b–c), e geralmente de coloração verde (Fig. 29.9) **Chrysopidae**
- Asa posterior com poucas veias transversais entre as veias RA e RP (no máximo 3) (Fig. 29.11c). Veias longitudinais quase retilíneas, não em conformação de ziguezague. Pseudoveias ausentes. Geralmente de coloração amarela ou marrom **9**
- 9(8). Asa anterior com veias transversais costais simples (Fig. 29.11b). Asas com cerdas ausentes ou em pequenas quantidades **Sisyridae**
- Asa anterior com veias transversais costais bifidas (Fig. 29.12b). Asas geralmente com grande quantidade de cerdas, com possível presença de escamas na base das veias longitudinais **Berothidae**

Berothidae (Fig. 29.12). São de tamanho médio, as espécies brasileiras variam entre 2 e 7 mm de comprimento do corpo e de 3,5 a 11 mm na asa anterior. Cosmopolita, exceto na Antártica. São conhecidas 128 espécies em 29 gêneros que podem ser identificados pela chave apresentada por Aspöck & Randolph (2014). Somente quatro espécies são reportadas para o Brasil, *Lomamyia trombetensis* Penny (Fig. 29.12) e *Spiroberotha tocantinensis* Machado & Krolow pertencem a Berothinae e são encontradas na Amazônia e em áreas de cerrado (Penny 1983a; Machado & Krolow 2016; Machado *et al.* 2022). As outras duas espécies são classificadas em *Speleoberotha* Machado *et al.* (Cyrenoberothinae), gênero recém-descrito e encontrado em cavernas de calcário em Minas Gerais e áreas de altitude no

Ceará e Pernambuco. Adultos têm corpo e asas cobertos de cerdas. Fêmeas de algumas espécies têm escamas nas asas, pernas e tórax. As larvas de espécies norte-americanas de *Lomamyia* Banks vivem em ninhos de cupins e deles se alimentam. Os ovos são pedicelados e colocados em grupos nas cascas das árvores. As larvas passam por hipermetamorfose – as de primeiro instar são trianguliformes, muito ativas. As de segundo e terceiro instar são levemente fisogástricas, menos ativas e vivem sedentariamente dentro dos cupinzeiros. Adultos de *Speleoberothesa* se alimentam de pólen.

Chrysopidae (Figs 29.9–10). É a maior família de neurópteros do Brasil, com mais de 180 espécies e cerca de 1/3 da diversidade da ordem em território nacional (Martins & Machado 2022). É cosmopolita, exceto na Antártica, com pelo menos 1.400 espécies e 80 gêneros (Oswald 2022). Ovos de Chrysopidae são conhecidos por apresentarem longos pedicelos e diferentes conformações de oviposição que auxiliam na identificação de gênero ou até de espécies. Podem ocorrer oviposições de um ovo simples, de alguns ovos em linhas separadas, em grupo formando uma espiral, como um grupo com pedicelos separados ou como um grupo com pedicelos unidos (Gepp 1990). As larvas são campodeiformes e possuem aparelho bucal grande, sendo a família que possui larvas mais bem conhecidas devido à importância de alguns gêneros como inimigos naturais de pragas agrícolas. Alguns gêneros (como *Leucochrysa* Adams e *Ceraeochrysa* Adams) possuem longos processos e cerdas em sua região dorsal, que utilizam para emaranhar e carregar um pacote de detritos com função de camuflagem e defesa física contra predação e parasitismo (Tauber *et al.* 2014), hábito que lhes conferem o nome comum de “bicho-lixieiro”. Adultos são insetos delicados, de tamanho médio (3–30 mm) e geralmente verdes com olhos iridescentes, possuem a venação alar mais complexa dentre as famílias de Neuroptera, com grande quantidade de fusões de veias longitudinais ocasionando um efeito de zigzag. Alguns adultos, especialmente *Ceraeochrysa*, liberam odores repugnantes quando molestados. O hábito alimentar dos adultos varia desde excreta açucarada e pólen à predação. A sistemática e classificação da família ainda é muito controversa, o que reflete na grande quantidade de estudos filogenéticos realizados (Jiang *et al.* 2017; Martins 2018; Garzon-Orduña *et al.* 2019; Winterton *et al.* 2019a e Breitkreuz *et al.* 2021). Os crisopídeos vivos têm sido tradicionalmente divididos em três subfamílias nos mais variados estudos – Apochrysininae, Nothochrysininae e Chrysopininae. Winterton *et al.* (2019a) também recuperaram essas três subfamílias para Chrysopidae, contudo Nothochrysininae foi considerada como parafilética e Chrysopininae recebeu sua quinta tribo, Nothancylini; porém, recentemente, Breitkreuz *et al.* (2021) recuperaram Nothochrysininae como monofilética, classificação utilizada neste capítulo.

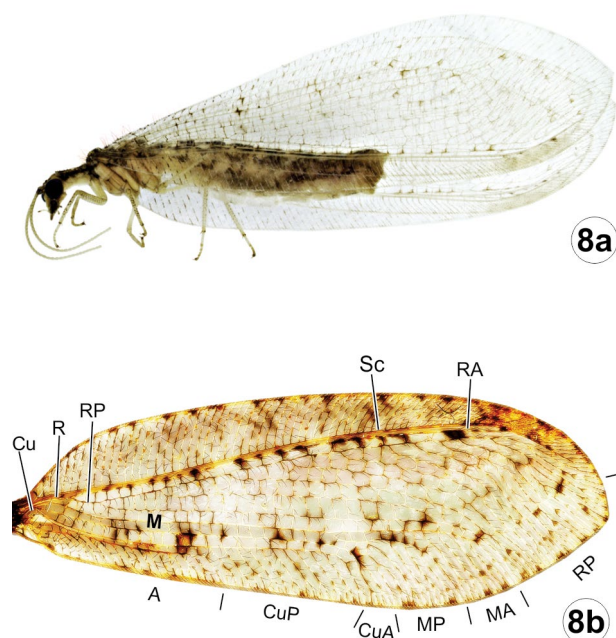
Chave para as subfamílias de Chrysopidae (adaptada de Brooks & Barnard 1990)

1. Veia Pseudomedial (fusão das veias MA, MP e ramos de RP) formando uma linha contínua com as veias gradiformes internas na asa anterior. Lobo jugal bem desenvolvido. Veias longitudinais com pouco efeito zigzag **Nothochrysininae**
- Veia Pseudomedial formando uma linha contínua com as veias gradiformes externas na asa anterior (Fig.29.10a).

Lobo jugal reduzido ou ausente. Veias longitudinais com forte efeito zigzag **2**

- 2(1). Veia transversal sc–r presente. Célula intramediana (im1) presente (Fig. 29.10a). Cerdas de cada antenômero distribuídas em quatro anéis ou menos ... **Chrysopininae**
- Veia transversal sc–r ausente. Célula intramediana ausente (Fig. 29.10c). Cerdas de cada antenômero distribuídas em cinco anéis **Apochrysininae**

Nothochrysininae. Atualmente é considerada monofilética, contudo já foi recuperada como parafilética, o que demonstra a necessidade de estudos mais detalhados para a confirmação dessa hipótese. Tem mais de 25 espécies em nove gêneros distribuídas pelo mundo, principalmente em regiões temperadas. A subfamília foi revisada por Adams (1967) e Brooks & Barnard (1990). Adultos geralmente são pequenos, com antenas menores do que as asas anteriores, flagelômeros estreitos e longos com cinco ou seis anéis de cerdas. Possuem asas com a venação mais simples dentro da família, com a veia Pseudomedial (PsM) pequena que se encontra com as veias gradiformes internas e lobo jugal bem desenvolvido. Asas e corpos normalmente possuem cores mais escuras, como preto e marrom-escuro. É considerada, pela maioria dos estudos, como o grupo menos derivado dentro de Chrysopidae, pois suas espécies preservam várias características plesiomórficas, porém em estudo recente (Breitkreuz *et al.* 2021) foi considerada como irmã de Chrysopininae. Larvas de diferentes gêneros podem carregar ou não detritos em seu dorso. Larvas de *Hypochochrysa* Hagen, *Dictyochochrysa* Esben-Petersen e *Pimachrysa* Adams são consideradas nuas na região dorsal do tórax e abdômen e não carregam detritos, enquanto larvas de *Nothochrysa* McLachlan são carregadoras de detritos e possuem tubérculos laterais pequenos no tórax e no abdômen, bem como cerdas filiformes e em forma de gancho no dorso do abdômen (Tauber *et al.* 2014; Tauber & Faulkner 2015). A única espécie brasileira conhecida é *Asthenochrysa viridula* Adams com regis-



Figuras 29.8a–b. Neuroptera, Osmylidae (Osmyloidea), adulto. **8a–b,** *Isostenosmylus pulverulentus* (Gerstaecker); **8a,** hábito, vl; **8b,** asa anterior.



Figura 29.9. Neuroptera, Chrysopidae (Chrysopoidea), *Ceraeochrysa cubana* (Hagen), adulto, hábito, vl.

tro para o Paraná, Espírito Santo e Minas Gerais (Schuster & Machado 2021).

Apochrysinæ. Composta por 26 espécies de cinco gêneros com distribuição pantropical (Breitkreuz *et al.* 2021). Foi revisada por Brooks & Barnard (1990) e Winterton & Brooks (2002). Já foi considerada como uma família separada de Chrysopidae. Os adultos têm o maior tamanho corporal em Chrysopidae, suas asas são consideradas as mais derivadas dentro da família, variando de 18 a 34 mm de comprimento e geralmente não se dobram sobre o corpo quando em repouso, mantendo-se abertas, como nas borboletas. A venação é densamente reticulada e cerdas costais longas, com as veias PsM e PsCu bem desenvolvidas e próximas entre si, a PsM encontrando com as gradiformes externas. Órgão timpânico e primeira célula intramediana ausente (Fig. 29.10c). As antenas geralmente são mais longas do que as asas anteriores, com cinco anéis de cerdas em cada flagelômero. Adultos são encontrados no sub-bosque de florestas. Larvas são pouco conhecidas, contudo são consideradas como carregadoras de detritos, possuem flagelo alongado, abdômen moderadamente espesso e com tubérculos laterais bem desenvolvidos, bem como tórax com pequenos tubérculos látero-dorsais (Tauber *et al.* 2014). Uma espécie de *Domenechus* Navás e três espécies de *Loyola* Navás são conhecidas para o Brasil, ocorrem na Amazônia e na Mata Atlântica. São raramente encontrados.

Chrysopinæ. Maior subfamília de Chrysopidae com aproximadamente 97% das espécies conhecidas. São conhecidas pelo menos 1.350 espécies distribuídas em cerca de 70 gêneros ao redor do mundo e foi revisada por Brooks & Barnard (1990). Está dividida em cinco tribos: Nothancylini, Ankylopterygini, Belonopterygini, Chrysopini e Leucochrysinini (Winterton *et al.* 2019a; Breitkreuz *et al.* 2021) sendo que somente as três últimas ocorrem no Brasil. Adultos são geralmente verdes (Fig. 29.9) e possuem tamanhos variados, as asas anteriores variando entre 9 e 31 mm de comprimento. Veias Pseudomedial e Pseudocubital distantes entre si, a Pseudomedial (PsM) encontrando-se com as gradiformes externas. Órgão timpânico e primeira célula intramediana presente, lobo jugal pequeno (Figs 29.10a, b). As antenas podem ser mais longas ou mais curtas que as asas anteriores, porém possuem quatro anéis de cerdas (raramente menos) em cada flagelômero. Há grande variedade na biologia e morfologia larval, bem como na biologia dos adultos. É a subfamília mais estudada, pois vários de seus gêneros possuem importância econômica como predadores utilizados para o controle biológico de pragas. No Brasil são encontradas 16 espécies de Belonopterygini pertencentes à *Belonopteryx* Gerstaecker, *Italochrysa* Principi, *Nacarina* Navás e *Vieira* Navás; 73 espécies de Chrysopini pertencentes à *Ceraeochrysa*, *Chrysopa* Leach, *Chrysoperla*, *Chrysopodes* Navás, *Plesiochrysa* Adams, *Titanochrysa*

Sosa & de Freitas e *Ungla* Navás; e 88 espécies de Leucochrysinini dos gêneros *Berchmansus* Navás, *Gonzaga* Navás, *Nuvol* Navás, *Santocellus* Tauber & Albuquerque e *Leucochrysa* McLachlan, sendo que o último é o gênero mais diverso em território brasileiro com mais de 78 espécies (Martins & Machado 2022).

Coniopterygidae (Fig. 29.2). Compreendem os menores neuropteros conhecidos, variando de 2 a 5 mm de comprimento e, por isso, a família é pouco representada nas coleções entomológicas. Externamente, assemelham-se às moscas-brancas (Aleyrodidae, Hemiptera) em seu ambiente natural e quando em álcool, sem o pó esbranquiçado que os cobre, são confundidos com Psocoptera. São cosmopolitas, com cerca de 570 espécies de 23 gêneros distribuídos em três subfamílias: Aleuropteryginae, Coniopteryginae e Brucheiserinae. É a terceira maior família de Neuroptera em número de espécies no Brasil, com 46 espécies distribuídas em quatro gêneros e duas subfamílias (Machado & Martins 2022a). A sistemática e taxonomia do grupo é baseada na venação alar e genitália do macho. Os ovos são ovais, possuem cerca de 1 mm e são depositados diretamente na vegetação. Os segmentos larvais aparentam estar fundidos, dando aparência fusiforme à larva, a qual possui pernas curtas e o último palpômero labial extremamente dilatado. Os adultos possuem o corpo revestido por uma fina camada de pó branco. Alimentam-se de mosca-branca, psílídeos (Psyllidae, Hemiptera), cochonilhas (Coccoidea, Hemiptera) e ácaros. Foi revisada por Meinander (1972) e Sziráki (2011), este último trabalho com chave para gêneros. As espécies brasileiras foram estudadas por Meinander & Penny (1982) e Meinander (1983, 1990) e podem ser identificadas pela chave apresentada por Martins & Amorim (2016) na mais recente revisão do grupo para o país. Os coniopterigídeos estão distribuídos ao longo do Brasil, mas são particularmente diversos na Amazônia, a maioria coletada com armadilhas Malaise e armadilhas luminosas.

Chave para as subfamílias de Coniopterygidae que ocorrem no Brasil (Adaptado de Meinander 1972 e Sziráki 2011).

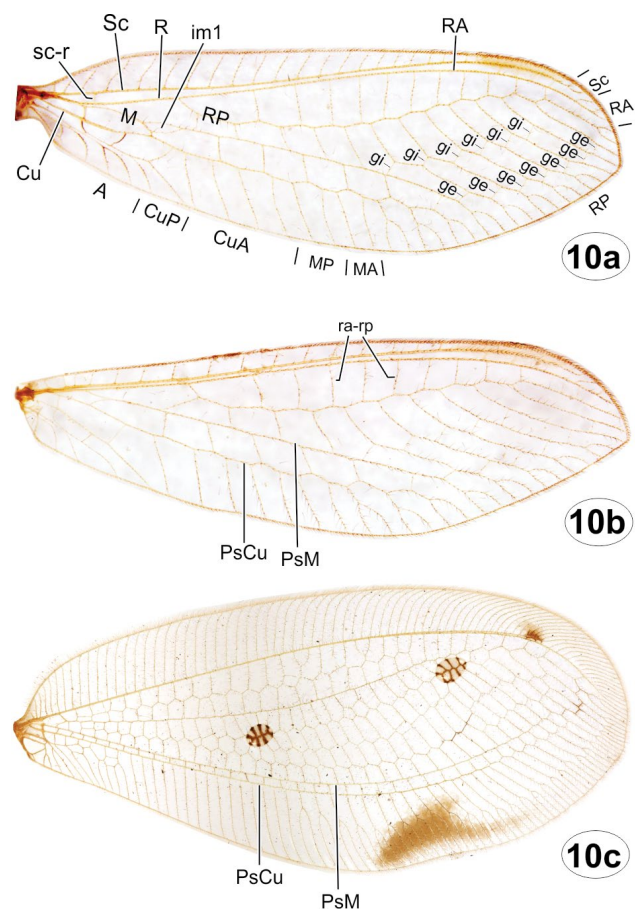
1. Presença de sacos eversíveis (plicaturas) na lateral do abdômen. Oito pares de espiráculos. Asa anterior com duas veias transversais entre RP e MA **Aleuropteryginae**
- Ausência de sacos eversíveis no abdômen. Sete pares de espiráculos. Asa anterior com uma veia transversal rp—ma entre RP e MA (Fig. 29.2b) **Coniopteryginae**

Aleuropteryginae. Subfamília cosmopolita. Possui três tribos e o maior número de gêneros da família, um total de 12. Representantes de três gêneros são registrados para a região Neotropical, *Aleuropteryx* Löw, *Pampoconis* Meinander e *Neoconis* Enderlein, contudo somente seis espécies do último gênero ocorrem no Brasil (Machado & Martins 2022a). Adultos são caracterizados pelos pequenos sacos eversíveis na lateral do abdômen, oito pares de espiráculos abdominais e asas anteriores com duas veias transversais entre RP e MA e duas cerdas M longas (Meinander 1972). Geralmente os espécimes dessa subfamília possuem as asas posteriores com veias M e CuA muito próximas, quase fundidas, exceto em *Vartiana* Aspöck & Aspöck e *Pseudoconis* Meinander. As larvas possuem o aparelho bucal longo, estreito e projetado além do labro (Meinander 1972).

Coniopteryginae. Subfamília cosmopolita, com nove gêneros e o maior número de espécies dentre as três subfamílias de Coniopterygidae. Quatro gêneros têm espécies que ocorrem na região Neotropical, *Parasemidalis* Enderlein, *Coniopteryx* Curtis, *Incasemidalis* Meinander e *Semidalis* Enderlein, sendo que no Brasil há representantes dos três últimos, totalizando 39 espécies dos últimos três gêneros (Machado & Martins 2022a). Os adultos possuem abdômen com sete pares de espiráculos, com perda do par de espiráculos do oitavo segmento, asas com somente uma veia transversal entre RP e MA e uma cerda na veia M (Meinander 1972) (Fig. 29.2). As larvas têm o aparelho bucal curto e totalmente coberto pelo labro na região dorsal (Meinander 1972).

Dilaridae (Fig. 29.7). Ocorre em todos os continentes, exceto Antártica e na região da Australásia. São conhecidas cerca de 115 espécies em dois gêneros fósseis e quatro gêneros viventes distribuídos em três subfamílias: Nallachinae, Dilarinae and Berothellinae (Liu *et al.* 2017; Engel *et al.* 2018; Li *et al.* 2021). Todos os gêneros podem ser estudados utilizando a revisão de Liu *et al.* (2017). Os adultos são facilmente reconhecidos pelo tamanho pequeno, antena pectinada dos machos (Fig. 29.7a) e pelo longo ovipositor das fêmeas. As espécies brasileiras têm corpo em torno de 2,5 mm de comprimento e a asa anterior com cerca de 4 mm de comprimento. Já foram registradas para todas as regiões do país, porém o maior número de espécies ocorre na Mata Atlântica e na Amazônia. Geralmente as asas são largas (Fig. 29.7b) e o corpo coberto de cerdas, parecendo microlepidópteros. Asas manchadas ou com faixas. Somente o gênero *Nallachius* Navás foi registrado no Novo Mundo e 11 espécies são encontradas no Brasil (Adams 1970; Penny 1981c; Schuster & Machado 2021), podendo ser identificadas pela chave apresentada por Machado & Rafael (2010a). Os ovos são mais longos que largos e não possuem pedicelo (Gepp 1990). As larvas apresentam pernas longas e abdômen desproporcionalmente longo. Larvas de *Nallachius* são encontradas sob a casca de tronco de árvores em decomposição, aparentemente se alimentando de insetos de corpo mole (Gurney 1947; MacLeod & Spiegler 1961), enquanto larvas de *Dilar* Rambur (gênero com ocorrência na região Paleártica e Oriental) são reportadas de amostragens de solos (Montserrat 2014).

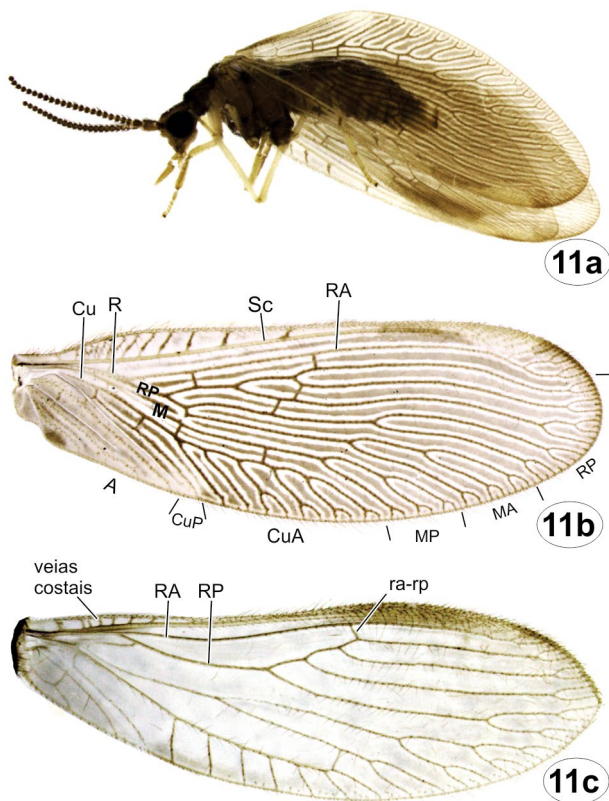
Hemerobiidae (Fig. 29.6). Cosmopolita, exceto na Antártica. São conhecidas 591 espécies em 28 gêneros (Oswald & Machado 2018). Variam de 8 a 22 mm de comprimento. Antena filiforme. Asas dispostas em forma de telhado, quando em repouso, e com pelo menos dois ramos da veia RP originando-se na veia RA (Fig. 29.6b). Coloração geralmente marrom. Há espécies braquípteras. Os adultos têm hábito crepuscular ou noturno. Larvas e adultos geralmente são predadores, entretanto adultos podem alimentar-se de substâncias vegetais açucaradas. Os ovos são alongados e ovais, sem pedicelo, depositados geralmente em vegetação e em muitas espécies são aderidos ao substrato por sua lateral (Gepp 1990). As larvas são campodeiformes, ágeis e podem ser encontradas na vegetação. Estão distribuídos em dez subfamílias: Hemerobiinae, Megalominiae, Microminae, Notiobiellinae, Sympherobiinae, Psychobiellinae, Carobiinae, Drepanacrinae, Drepanopteryginae e Adelphohemerobiinae (Garzón-Orduña *et al.* 2016), as cinco primeiras com registro



Figuras 29.10a–c. Neuroptera, Chrysopidae (Chrysopoidea), asas. **11a–b,** *Chrysoperla externa* (Hagen) (Chrysopinae: Chrysopini), **11a,** asa anterior; **11b,** asa posterior; **11c.** *Domenechus marianellus* (Guérin-Méneville) (Apochrysininae), asa anterior.

para o Brasil. Ocorrem em ecossistemas naturais ou agroecossistemas de todo o país, contudo dados são escassos para a região Nordeste. Uma revisão da família, bem como as chaves para subfamílias e gêneros foi apresentada por Oswald (1993). Na Amazônia, foi revisada por Penny & Monserrat (1983) e uma lista atualizada das espécies brasileiras foi apresentada por Lara & Perioto (2016) e Machado & Martins (2022b).

Mantispidae (Fig. 29.5). Algumas espécies são conhecidas por mimetizar himenópteros e adultos são semelhantes a pequenos mantódeos (louva-a-deus), com quem muitas vezes são confundidos. A principal semelhança morfológica está nas pernas anteriores raptorais, e o protórax alongado (Fig. 29.5a). Diferem quanto a aspectos biológicos, pois as larvas dos mantispídeos são predadoras de ovos de aranhas e de larvas de outros insetos. A venação é peculiar e usada como caráter diferencial. Os mantispídeos possuem asas com venação reticulada e com grande quantidade de veias transversais, enquanto mantódeos possuem asas com veias longitudinais quase retilíneas e raras veias transversais, quando presentes. São predadores tanto na fase larval quanto na adulta. Os ovos são colocados em grupos na superfície das folhas. São ovais, com pedicelo extremamente curto, que às vezes não chegam à dimensão do comprimento do ovo. O aspecto reticulado da superfície, micrópila e a estrutura do córion faz com que esses ovos sejam muito semelhantes aos de Chrysopidae. O desenvolvimento larval é marcado pela



Figuras 29.11a-c. Neuroptera, Sisyridae (Osmyloidea), *Sisyra panama* Parfin & Gurney, adulto. **11a**, hábito, vl; **11b**, asa anterior; **11c**, asa posterior.

hipermetamorfose. A larva de primeiro ínstar é trianguliforme, longa e fina, muito ativa para a procura dos hospedeiros. As de segundo e terceiro ínstars são robustas, levemente fisogástricas, com olhos reduzidos, sedentárias e vivem junto aos hospedeiros. A família é cosmopolita (exceto Antártica) e é representada hoje por 362 espécies e 41 gêneros (Oswald & Machado 2018; Ardila-Camacho *et al.* 2021a). Até recentemente era dividida em quatro subfamílias, Symphrasinae, Depranicinae, Mantispinæ e Calomantispinæ, sendo a última a única que não ocorre no Brasil. Entretanto Symphrasinae foi transferida para Rhachiberothidae (Ardila-Camacho *et al.* 2021a).

Chave para as subfamílias de Mantispidæ que ocorrem no Brasil (adaptada de Hoffman 2002)

1. Tarso anterior com arólio e duas garras. Pronoto pouco mais longo que largo **Drepanicinæ**
- Tarso anterior sem arólio e com uma garra. Pronoto pelo menos duas vezes mais longo do que largo (Fig. 29.5a) **Mantispinæ**

Drepanicinæ. É uma subfamília pequena, geralmente com exemplares muito grandes, que atingem 35 mm de comprimento da asa anterior. Ocorre principalmente na Austrália, mas possui dois gêneros na América do Sul, *Drepanicus* Blanchard e *Gers-taeckerella* Enderlein. Nada é conhecido sobre sua biologia. No Brasil, são conhecidas *G. gigantea* Enderlein, o maior mantispídeo conhecido, com 35 mm de comprimento da asa anterior, *G. irrorata* Erichson e *G. riedeliana* (Waldheim) (Ohl 2004).

Mantispinæ. É a que possui maior número de espécies dentre as duas subfamílias. A classificação foi revista por Hoffman (2002). O gênero *Mantispa* Illiger, com alta diversidade, ficou

restrito à Europa e Ásia. Todas as espécies do Novo Mundo, antes tratadas em *Mantispa*, foram transferidas para outros gêneros. Os mantispíneos estão representados no Brasil por oito gêneros: *Buyda* Navás, *Climaciella* Enderlein, *Dicromantispa* Hoffman, *Entanoneura* Enderlein, *Haematomantispa* Hoffman, *Leptomantispa* Hoffman, *Paramantispa* Willer & Kormilev e *Zeugomantispa* Hoffman. Todas as espécies são predadoras obrigatórias de ovissaco de aranhas. As espécies que ocorrem no Brasil foram revisadas e podem ser identificadas pela chave de Machado & Rafael (2010b). *Climaciella* são miméticos de vespas com a porção anterior das asas escuras. As larvas alimentam-se da hemolinfa de aranhas e de seus ovos nos ovissacos. No Brasil, *Zeugomantispa virescens* (Rambur) (Fig. 29.5a) foi obtida a partir de ovissaco de *Parawixia bistriata* (Rengger) (Araneidae) que ocorre em plantios de eucaliptos (Berti Filho *et al.* 2002). A localização dos ovissacos pelas larvas ativas de primeiro ínstar (triangulinoide) pode ser realizada com diferentes estratégias. Uma, por meio da procura ao acaso por ovissacos. Nesse caso, a larva deve penetrar para que possa atingir os ovos. A outra, por meio de forésia, em que as larvas de primeiro ínstar sobem na aranha, onde se alimentam da hemolinfa e quando a aranha constrói o ovissaco, elas passam para seu interior.

Myrmeleontidae (Fig. 29.3). Os ovos são ovais e longos e podem ser depositados em diversos substratos. As espécies de Ascalaphinae geralmente depositam os ovos em duas linhas paralelas na vegetação (Gepp 1990). As larvas são robustas e grandes, predadoras, conhecidas popularmente como formigas-leão, face ao hábito de as espécies de Myrmeleontinae construírem funis na areia para capturar suas presas, especialmente formigas. É a maior família de Neuroptera, com 299 gêneros e 2.140 espécies (Machado *et al.* 2019). Inclui as maiores espécies da ordem, como *Palparellus voeltzkowi* (Kolbe), cujas asas atingem 153 mm de envergadura. É a segunda maior família de Neuroptera em número de espécies no Brasil, com 88 espécies com registro em todo o território nacional, destaque para as regiões da Amazônia e da Mata Atlântica, com a maior diversidade de mirmeleontídeos no Brasil (Machado & Martins 2022c). São encontrados em grande variedade de habitats, como dunas, campos, florestas e cavernas. As cerdas no ápice do abdômen da fêmea são modificadas para auxiliar a escavar o solo. A definição e composição da família passou por uma grande mudança recentemente com a inclusão das espécies anteriormente classificadas em Ascalaphidae (Machado *et al.* 2019). Myrmeleontidae é hoje dividida em quatro subfamílias, Ascalaphinae, Myrmeleontinae, Nemoleontinae e Dendroleontinae, das quais somente a última não ocorre no Brasil. A taxonomia das espécies brasileiras ainda é um pouco confusa e carece de grandes trabalhos de revisão, que provavelmente resultarão na descrição de várias espécies novas.

Chave para as subfamílias que ocorrem no Brasil.

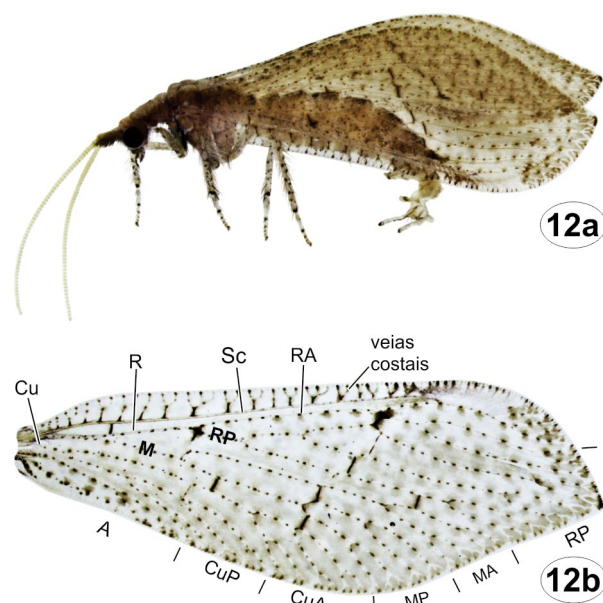
1. Antena capitada, aproximadamente do comprimento do corpo (Fig. 29.3a). Célula hipostigmal curta (*Dimares* com a célula longa, mas com o palpo labial alongado) **Ascalaphinae**
- Antena clavada, curta, pouco mais longa que a cabeça (Fig. 29.3b). Célula hipostigmal alongada (Fig. 29.3c) **2**
- 2(1). Origem da veia RP na asa posterior é basal à bifurcação medial. Com 1 ou 2 veias transversais r-m pré-origem da veia RP na asa posterior **Nemoleontinae**

— Origem da veia RP na asa posterior no mesmo nível ou distal à bifurcação medial. Com quatro ou mais veias r-m pré-origem da veia RP na asa posterior (Fig. 29.3c) **Myrmeleontinae**

Ascalaphinae. É composta por cerca de 600 espécies divididas em seis tribos, das quais quatro ocorrem no Brasil: Dimarini, Ululodini, Haplogleniini e Ascalaphini. Dimarini é representada no Brasil somente por *Dimares elegans* (Petty), que possui o palpo labial extremamente alongado, os machos têm asas completamente transparentes, enquanto as fêmeas têm asas com muitas manchas. Representantes das outras três tribos correspondem às espécies classificadas anteriormente em Ascalaphidae. Adultos destas tribos são caracterizados pela antena alongada (Fig. 29.3a), são ágeis predadores aéreos e mais ativos durante o período crepuscular, exceto *Albardia furcata* Weele, que possui antena curta e hábitos diurnos. A maioria das espécies brasileiras deposita os ovos em pontas de ramos secos, juntamente com rapagulae. As larvas são achatadas, com grandes expansões laterais no abdômen e vivem no solo e vegetação de áreas florestadas, onde esperam pelas presas com suas grandes mandíbulas abertas (Machado *et al.* 2021). As espécies de Haplogleniini são geralmente grandes e apresentam os olhos compostos simples e no Brasil a tribo está representada por três gêneros: *Amoea* Lefèbvre, *Ascalobyas* Penny e *Haploglenius* Burmeister. Os adultos de Ululodini e Ascalaphini são caracterizados pelos olhos compostos divididos por um sulco transversal (Fig. 29.3a), exceto *Albardia* Weele. No Brasil Ascalaphini é representada somente por *Fillus amazonicus* Machado & Rafael, enquanto Ululodini é representada por cinco gêneros: *Albardia*, *Ameropterus* Esben-Petersen, *Ascalorphne* Banks, *Cordulecerus* Rambur e *Ululodes* Currie. Os gêneros podem ser identificados por chaves em Penny (1981a, b) e Machado & Rafael (2011).

Myrmeleontinae. É hoje a maior subfamília com 683 espécies das quais 27 se encontram no Brasil. O grupo é particularmente diverso em áreas xéricas ao redor do globo, visto que suas larvas são intimamente relacionadas com areia, onde se enterram para capturar as suas presas, incluindo aqui todas as espécies que constroem as armadilhas em forma de funil (Machado *et al.* 2019). Cinco tribos são reconhecidas, mas somente três se encontram no Brasil: Acanthaclisini, representada somente por *Vella fallax* (Rambur), a maior espécie brasileira de Neuroptera com envergadura de asas de até 133 mm; Brachynemurini, representada por quatro gêneros: *Ameromyia* Banks, *Argentoleon* Stange, *Austroleon* Banks e *Elicura* Navás; e Myrmeleontini, representada por dois gêneros: *Myrmeleon* Linnaeus (Fig. 29.3b) e *Porrerus*, Navás. Os gêneros podem ser identificados pela chave de Stange (2004).

Nemoleontinae. Compreende hoje 670 espécies das quais 22 ocorrem no Brasil. Os adultos geralmente são delgados e delicados e muitos possuem garras tarsais raptorais. As larvas de grande parte das espécies se encontram em cavernas, pedras ou em buracos de árvores, no entanto larvas de alguns gêneros como *Purenleon* Stange, vivem enterradas na areia onde capturam as suas presas. Nemoleontinae é hoje dividida em quatro tribos, mas somente Glenurini ocorre no Novo Mundo. Oito gêneros são encontrados no Brasil: *Brasileon* Miller & Stange, *Dimarella* Banks, *Elachyleon* Esben-Petersen, *Eremoleon* Banks, *Glenurus* Hagen, *Navasoleon* Banks, *Purenleon* e *Ripalda* Navás. Gêneros podem ser identificados pela chave de Stange (2004), enquanto



Figuras 29.12a-b. Neuroptera, Berothidae (Mantispoidea), *Spiroberotha tocantinensis* Machado & Krolow, adulto. **12a**, hábito, vl; **12b**, Asa anterior.

as espécies podem ser identificadas em chaves específicas (Miller & Stange 1989; Stange & Miller 2018; Machado 2020; Machado & Tavares 2020).

Osmylidae (Fig. 29.8). Tem aproximadamente 220 espécies divididas em 25 gêneros e oito subfamílias (Winterton *et al.* 2019b), encontrada no Velho Mundo, Austrália e na América do Sul, principalmente na região Andina. Os ovos são ovais e longos, depositados em pequenos grupos na vegetação. As larvas são campodeiformes, longas e estreitas, com mandíbulas finas e longas, podem ser encontradas vivendo no solo ou em folhagem se alimentando de pequenos insetos, mas algumas larvas são semiaquáticas e alimentam-se preferencialmente de larvas de dípteros aquáticos (Martins *et al.* 2018). Adultos têm ocelos e asa anterior (Fig. 29.8b) grande e longa, com inúmeras veias transversais. Fêmeas com um pequeno ovipositor. A fauna neotropical contém 26 espécies em cinco gêneros: *Gumilla* Navás, *Isostenosmylus* Krügers, *Kempynus* Navás, *Paryphosmylus* Needham e *Phymatosmylus* Adams, que podem ser identificadas pelas chaves de Martins *et al.* (2016, 2019). No Brasil as espécies são conhecidas para as regiões sul e sudeste, com o registro de *Isostenosmylus pulverulentus* Navás (Fig. 29.8a), *I. barbatus* Martins *et al.*, ambas classificadas em Stenosmylinae e caracterizadas por possuírem antenas mais curtas que a asa anterior e, *Gumilla adpersus* (Gerstaecker), uma das duas espécies hoje classificadas na subfamília Gumillinae, caracterizada por possuir a antena mais longa que a asa anterior e cuja a posição filogenética ainda é uma incógnita (Winterton *et al.* 2017, 2019b).

Rhachiberothidae (Fig. 29.4). Possui um histórico taxonômico bem confuso devido parte dos seus representantes atuais possuírem características semelhantes a Mantispidae e Berothidae, fazendo com que o grupo fosse considerado ora como subfamília destas duas famílias, ora como família distinta. Estudos filogenéticos mais recentes, baseados tanto em dados morfológicos quanto moleculares, reforçam o status de família do clado (As-

pöck & Randolph 2014; Winterton *et al.* 2018; Ardila-Camacho *et al.* 2021a). A família, até recentemente, era representada por 14 espécies e quatro gêneros ocorrendo na África sub-saariana, entretanto filogenias recentes recuperaram Symphrasinae (Fig. 29.4), um clado exclusivo do Novo Mundo, como intimamente relacionado às espécies africanas, culminando na transferência deste último grupo de Mantispidae para Rhachiberothidae, expandindo assim a sua distribuição e acrescentando 42 espécies e três gêneros à família (Ardila-Camacho *et al.* 2021a). A biologia dos raquiberotídeos do Novo Mundo foi sumarizada no trabalho de Ardila-Camacho *et al.* (2021b). Todos os três gêneros de Symphrasinae, *Anchieta* Navás, *Plega* Navás e *Trichoscelia* Westwood são encontrados no Brasil (Penny & Costa 1983). *Anchieta* ocorre quase exclusivamente no país, e algumas de suas espécies são miméticas de abelhas Meliponini (Hymenoptera, Apidae) em tamanho e cor, inclusive com as tíbias posteriores dilatadas. Larvas de *Anchieta* já foram registradas parasitando ninhos de vespas de quatro diferentes famílias: Crabronidae, Pompilidae, Sphecidae e Vespidae (Hymenoptera) (Ardila-Camacho *et al.* 2021b). As larvas de *Plega* são encontradas em câmaras pupais subterrâneas de escarabeídeos e associadas com dípteros e larvas de Lepidoptera, no entanto, parecem ter preferência por larvas de Hymenoptera, atacando câmaras de vespas solitárias ou até mesmo colmeias de abelhas sem ferrão (Maia-Silva *et al.* 2013; Ardila-Camacho *et al.* 2021b). As larvas de *Trichoscelia* são encontradas em ninhos de vespas, principalmente do gênero *Polybia* Lepeletier (Hymenoptera, Vespidae). As espécies brasileiras podem ser identificadas pelas chaves de Penny & Costa (1983) e Machado (2018).

Sisyridae (Fig. 29.11). É hoje representada por 71 espécies e quatro gêneros, sendo o Brasil com 20 espécies o país mais diverso (Oswald & Machado 2018; Assmar *et al.* 2022). Os gêneros *Climacia* MacLachlan e *Sisyra* Burmeister são encontrados no Brasil. Espécimes de *Sisyra* são marrom-enfumaçados (Fig. 29.11a), e mais diversos na Amazônia. Espécimes de *Climacia* são amarelo-pálidos, com manchas ou bandas escuras nas asas. Geralmente não são encontrados em grande número, mas presentes na maior parte do país. Muitos espécimes de *C. townesi* Parfin & Gurney ocorrem em julho no Amazonas. Os ovos muito pequenos são colocados em pequenos grupos na vegetação à beira dos riachos ou sob a superfície da água. É a única família de Neuroptera no Brasil com larvas aquáticas. As larvas quando nascem caem na água e procuram por esponjas das quais se alimentam até completar o desenvolvimento. Elas apresentam aparelho bucal muito fino e longo e abdômen com brânquias na região ventral. Existem registros também de larvas se alimentando de Bryozoa (Notteghem 2016). Para a empupação, as larvas abandonam a água e tecem um casulo, frequentemente com uma rede protetora, na vegetação da margem do corpo d'água (Parfin & Gurney 1956). Espécies amazônicas foram estudadas por Penny (1981d) e Hamada *et al.* (2014b). Uma chave para identificação de gêneros para larvas encontra-se em Martins & Ardila-Camacho (2018) e uma chave para os adultos das espécies brasileiras foi apresentada por Assmar & Salles (2017) e Assmar & Calor (2020), complementadas pelo estudo sistemático do gênero *Climacia* (Assmar *et al.* 2022).

Referências Bibliográficas

- Adams, P.A. 1967. A review of the Mesochrysinæ and Nothochrysinæ (Neuroptera: Chrysopidae). **Bulletin of the Museum of Comparative Zoology** 135: 215–238.
- Adams, P.A. 1970. A review of the New World Dilaridae. **Postilla** 148: 1–30.
- Adams, P.A. & N.D. Penny 1985. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 11a. Introduction and Chrysopini. **Acta Amazonica** 15: 413–479.
- Albuquerque, G.S. 2009. Crisopídeos (Neuroptera: Chrysopidae). In: A.R. Panizzi & J.R.P. Parra (eds). **Bioecologia e nutrição de insetos: base para o manejo integrado de pragas**. Brasília, Embrapa Informação Tecnológica, pp. 969–1022.
- Alcantra, E.; C.F. Carvalho; T.M. dos Santos; B. Souza & L.V.C. Santa-Cecilia 2008. Aspectos biológicos e capacidade predatória de *Ceraeochrysa cubana* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae) alimentada com *Aphis gossypii* Glover, 1877 (Hemiptera: Aphididae) em diferentes temperaturas. **Ciência e Agrotecnologia** 32: 1047–1054.
- Ardila-Camacho, A.; C.C. Martins; U. Aspöck & A. Contreras-Ramos 2021a. Comparative of the extant raptorial Mantispidae (Neuroptera: Mantispidae, Rhachiberothidae) suggests a non-monophyletic Mantispidae and a single origin of the raptorial condition within the superfamily. **Zootaxa** 4992(1): 1–89.
- Ardila-Camacho, A.; R.J.P. Machado & A. Contreras-Ramos 2021b. A review of the biology of Symphrasinae (Neuroptera: Rhachiberothidae) with the description of the egg and primary larva of *Plega* Navás, 1928. **Zoologischer Anzeiger** 294: 165–185.
- Aspöck, U. & H. Aspöck 2005. Verbreitungsgrenzen von Neuropterida in Mitteleuropa. **Linzer Biologische Beiträge** 37: 29–38.
- Aspöck, U. & S. Randolph 2014. Beaded lacewings – a pictorial identification key to the genera, their biogeographics and a phylogenetic analysis (Insecta: Neuroptera: Berothidae). **Deutsche Entomologische Zeitschrift** 61(2): 155–172.
- Aspöck, U.; J.D. Plant & H.L. Nemeschkal 2001. Cladistic analysis of Neuroptera and their systematic position within Neuropterida (Insecta: Holometabola: Neuropterida: Neuroptera). **Systematic Entomology** 26: 73–86.
- Assmar, A.C. & F.F. Salles 2017. Taxonomic and distributional notes on spongilla-flies (Neuroptera: Sisyridae) from southeastern Brazil with first interactive key to the species of the country. **Zootaxa** 4273: 80–92.
- Assmar, A.C. & A.R. Calor 2020. The spongilla fly genus *Sisyra* Burmeister, 1839 (Neuroptera: Sisyridae) from Brazil: Distributional, taxonomical and binominal notes. **Zootaxa** 4802(2): 374–382.
- Assmar, A.C.; Machado, R.J.P. & Calor, A.R. 2022. Taxonomic revision and first phylogeny of *Climacia* MacLachlan, 1869 (Neuroptera: Sisyridae), with new species and identification key. **Zoologischer Anzeiger** 299: 128–175.
- Berti Filho, E.; I.M.P. Rinaldi & S. de Freitas 2002. *Mantispia minuta* (Neuroptera: Mantispidae) on egg sacs of the orb-weaver spider *Parawixia bistriata* (Araneidae) in forest of *Eucalyptus grandis* in Brazil. **Studies on Neotropical Fauna and Environment** 31(2): 159–160.
- Beutel, R.G.; F. Friedrich & U. Aspöck 2010. The larval head of Neuroptera and the phylogeny of Neuroptera (Insecta). **Zoological Journal of the Linnean Society** 158: 533–562.
- Bissett, J.L. & V.C. Moran 1967. The life history and cocoon spinning behaviour of a South African mantispid (Neuroptera: Mantispidae). **Journal of the Entomological Society of Southern Africa** 30: 82–95.
- Breitkreuz, L.C.V.; S.L. Winterton & M.S. Engel 2017. Wing Tracheation in Chrysopidae and Other Neuropterida (Insecta): A Resolution of the Confusion about Vein Fusion. **American Museum Novitates** 3890: 1–44.
- Breitkreuz, L.C.V.; I.J. Garzón-Orduña; S.L. Winterton & M.S. Engel 2021. Phylogeny of Chrysopidae (Neuroptera), with emphasis on morphological trait evolution. **Zoological Journal of the Linnean Society**: zlab024.
- Brooks, S.J. & P.C. Barnard 1990. The green lacewings of the world: a generic review (Neuroptera: Chrysopidae). **Bulletin of the British Museum of Natural History** (Entomology) 59(2): 117–286.
- David, K. 1936. Beiträge zur Anatomie und Lebensgeschichte von *Osmylus chrysops* L. **Zeitschrift für Morphologie und Ökologie der Tiere** 31: 151–206.
- Devetak, D. 1998. Detection of substrate vibration in Neuropteroidea: a review. **Acta Zoologica Fennica** 209: 87–94.
- Engel, M.S.; S.L. Winterton & L.C.V. Breitkreuz 2018. Phylogeny and evolution of Neuropterida: where have wings of lace taken us? **Annual Review of Entomology** 63: 531–551.
- Freitas, S. de. 2001. **O uso de crisopídeos no controle biológico de pragas**. Jaboticabal, Ed. FUNEP, 60 pp.
- Freitas, S. de. 2005. New species of Brazilian green lacewings genus *Leucochrysa* MacLachlan, 1868 (Neuroptera Chrysopidae). In: R.A. Pantaleoni; A. Letardi & C. Corazza (eds). **Proceedings of the Ninth International Symposium**

- on Neuropterology (20–23 June 2005, Ferrara, Italy). *Annali del Museo Civico di Storia Naturale di Ferrara* 8: 49–54.
- Freitas, S. de & N.D. Penny 2001. The green lacewings (Neuroptera: Chrysopidae) of Brazilian agro-ecosystems. *Proceedings of the California Academy of Sciences* 52(19): 245–395. 81 figures.
- Freitas, S. de; N.D. Penny & P.A. Adams 2009. A revision of the New World genus *Ceraeochrysa* (Neuroptera: Chrysopidae). *Proceedings of the California Academy of Sciences* 60(4): 503–610.
- Garzón-Orduña, I.J.; I.M. Menchaca-Armenta; A. Contreras-Ramos; X. Liu & S.L. Winterton 2016. The phylogeny of brown lacewings (Neuroptera: Hemerobiidae) reveals multiple reductions in wing venation. *BMC Evolutionary Biology* 16: 192.
- Garzón-Orduña, I.J.; S.L. Winterton; Y. Jiang *et al.* 2019. Evolution of green lacewings (Neuroptera: Chrysopidae): a molecular supermatrix approach. *Systematic Entomology* 1: 1–15.
- Gepp, J. 1990. An illustrated review of egg morphology in the families of Neuroptera (Insecta: Neuropteroidea). In: M.W. Mansell & H. Aspöck (eds). *Advances in Neuropterology. Proceedings of the Third International Symposium on Neuropterology (3–4 February 1988, Berg en Dal, Kruger National Park, South Africa)*. South African Department of Agricultural Development, Pretoria, pp. 131–149.
- Gurney, A.B. 1947. Notes on Dilaridae and Berothidae, with special reference to the immature stages of the Nearctic genera (Neuroptera). *Psyche* 54: 145–169.
- Hagen, K.S.; R.L. Tassan & E.F. Sawall Jr. 1970. Some ecophysiological relationships between certain Chrysopa, honeydews and yeasts. *Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria “Filippo Silvestri” di Portici* 28: 113–134.
- Hamada, N.; A.M.O. Pes & L.M. Fusari 2014a. First records of Sisyridae (Neuroptera) in Rio de Janeiro State, Brazil, with bionomics notes on *Sisyra panama*. *Florida Entomological Society* 97: 281–284.
- Hamada, N.; A.M.O. Pes & R. Boldrini 2014b. Ordem Neuroptera, Família Sisyridae. In: N. Hamada; J.L. Nessimian & R.B. Querino (eds). *Insetos Aquáticos na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia*. Manaus, Editora do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Brazil, pp. 343–348.
- Henry, C.S. 1978. An evolutionary and geographical overview of repagula (abortive eggs) in the Ascalaphidae (Neuroptera). *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 80: 75–86.
- Henry, C.S.; N.D. Penny & P.A. Adams 1992. The neuropteroid orders of Central America (Neuroptera and Megaloptera), p. 432–458. In: D. Quintero & A. Aiello (eds). *Insects of Panama and Mesoamerica. Selected studies*. Oxford, New York, Tokyo, Oxford University Press, 692 pp.
- Hoffman, K.M. 2002. Mantispidae, pp. 251–275. In: N.D. Penny (ed.). *A Guide to the lacewings (Neuroptera) of Costa Rica. Proceedings of the California Academy of Sciences* 53(12): 161–457, 660 Figs
- Hollis, K.L.; H. Cogswell; K. Snyder; L.M. Guillette & E. Nowbahari 2011. Specialized learning in antlions (Neuroptera: Myrmeleontidae), pit-digging predators, shortens vulnerable larval stage. *PLoS ONE* 6(3): 1–7
- Jiang, Y.-I.; I.J. Garzón-Orduña; S.L. Winterton; F. Yang & X.-y. Liu 2017. Phylogenetic relationships among tribes of the green lacewing subfamily Chrysopinae recovered based on mitochondrial phylogenomics. *Scientific Reports* 7(7218): 1–9.
- Lara, R.I.R. & N.W. Perito 2003. Bioecologia de hemerobiídeos (Neuroptera, Hemerobiidae). *Arquivos do Instituto Biológico São Paulo* 70: 517–523.
- Lara, R.I.R. & N.W. Perito 2016. Updated checklist of Hemerobiidae (Neuroptera) from Brazil and new distributional records in the Neotropical Region. *Acta Amazonica* 46(4): 425–432.
- Li, D.; H. Aspöck; U. Aspöck & X. Liu 2021. Mining the species diversity of lacewings: new species of the pleasing lacewing genus *Dilar* Rambur, 1838 (Neuroptera: Dilaridae) from the Oriental region. *Insects* 12: 451.
- Liu, X.; S.L. Winterton; C. Wu; R. Piper & M. Ohl 2015. A new genus of mantidflies discovered in the Oriental region, with a higher-level phylogeny of Mantispidae (Neuroptera) using DNA sequences and morphology. *Systematic Entomology* 40: 183–206.
- Liu, X.; H. Aspöck; S.L. Winterton; W. Zhang & U. Aspöck 2017. Phylogeny of pleasing lacewings (Neuroptera: Dilaridae) with a revised generic classification and description of a new subfamily. *Systematic Entomology* 42: 448–471.
- Macedo, L.P.M.; B. Souza; C.F. Carvalho & C.C. Ecolé 2003. Influência do fotoperíodo no desenvolvimento e na reprodução de *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera: Chrysopidae). *Neotropical Entomology* 32: 91–96.
- Machado, R.J.P. 2018. A new species of *Trichoscelia* Westwood (Neuroptera: Mantispidae) from northern South America. *Zootaxa* 4425: 185–192.
- Machado, R.J.P. 2020. Rediscovery of *Glenurus incalis* Banks (Neuroptera: Myrmeleontidae), and notes on the Brazilian species of *Glenurus* Hagen. *Zootaxa* 4858: 135–143.
- Machado, R.J.P. 2022. **Neuroptera**. Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil. JBRJ. <http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/146>. Acesso: 04/Fev/2022.
- Machado, R.J.P. & C.C. Martins 2022a. **Coniopterygidae**. Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil. JBRJ. <http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/806>. Acesso: 04/Fev/2022.
- Machado, R.J.P. & C.C. Martins 2022b. **Hemerobiidae**. Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil. JBRJ. <http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/2022>. Acesso: 04/fev/2022.
- Machado, R.J.P. & C.C. Martins 2022c. **Myrmeleontidae**. Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil. JBRJ. <http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/2271>. Acesso: 04/Fev/2022.
- Machado, R.J.P. & J.A. Rafael 2007. A new species of Mantispidae (Insecta: Neuroptera) from central Amazon, Brazil. *Zootaxa* 1530: 37–40.
- Machado, R.J.P. & J.A. Rafael 2010a. Two new species of Dilaridae (Insecta: Neuroptera) with additional notes on Brazilian species. *Zootaxa* 2421: 61–68.
- Machado, R.J.P. & J.A. Rafael 2010b. Taxonomy of the Brazilian species previously placed in *Mantispa* Illiger, 1798 (Neuroptera: Mantispidae), with the description of three new species. *Zootaxa* 2454: 1–61.
- Machado, R.J.P. & J.A. Rafael 2011. A new species of *Fillus* Navás, 1919 (Neuroptera: Ascalaphidae) from the Brazilian Amazon Basin. *Zootaxa* 2907: 22–28.
- Machado, R.J.P. & T.K. Krolow 2016. A new species of *Spiroberotha* Adams 1989 (Neuroptera: Berothidae) and the first record of the genus in Brazil. *Zootaxa* 4093(1): 257–289.
- Machado, R.J.P. & L.G.M. Tavares 2020. Notes on the Brazilian species of *Purenleon* Stange (Neuroptera: Myrmeleontidae), with description of two new species. *Insect Systematics & Evolution* 51: 62–80.
- Machado, R.J.P.; J.P. Gillung; S.L. Winterton; I.J. Garzón-Orduña; A.R. Lemmon; E.M. Lemmon & J.D. Oswald 2019. Owlflies are derived antlions: anchored phylogenomics supports a new phylogeny and classification of Myrmeleontidae (Neuroptera). *Systematic Entomology* 44: 418–450.
- Machado, R.J.P.; S.S. Oliveira; W.R. Lopes & J.R. Pujol-Luz 2021. Description of the larva and updated distribution of *Albardia furcata* van der weele (Neuroptera: Myrmeleontidae). *Revista Brasileira de Entomologia* 65(3): e20210061.
- Machado, R.J.P.; C.C. Martins; H. Aspöck; L.G.M. Tavares & U. Aspöck 2022. The first cave associated genus of Berothidae (Insecta: Neuroptera), and a new interpretation of the subfamily Cyrenoberothinae. *Zoological Journal of the Linnean Society* 195: 1422–1444.
- MacLeod, E.G. & P.E. Spiegel 1961. Notes on the larval habitat and developmental peculiarities of *Nallachus americanus* (McLachlan) (Neuroptera: Dilaridae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 63: 281–286.
- Maia-Silva, C.; M. Hrcir; D. Koedam; R.J.P. Machado & V.L. Imperatriz-Fonseca 2013. Out with the garbage: the parasitic strategy of the mantidfly *Plega hagenella* mass-infesting colonies of the eusocial bee *Melipona subnitida* in northeastern Brazil. *Naturwissenschaften* 100: 101–105.
- Makarkin, V.N. & M. Ohl 2015. An important new fossil genus of Berothinae (Neuroptera: Berothidae) from Baltic amber. *Zootaxa* 3946(3): 401–415.
- Martins, C.C. 2018. Análise cladística da família Chrysopidae *sensu lato* (Neuroptera: Insecta). Tese de doutorado. Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de Ribeirão Preto, Universidade de São Paulo. 271 pp.
- Martins, C.C. & S. de Freitas 2014. Influência da temperatura ambiental sobre a criação de adultos de *Chrysoperla externa* (Hagen, 1861) (Neuroptera: Chrysopidae). *Revista de Biologia Neotropical* 11(2): 124–128.
- Martins, C.C. & D.S. Amorim 2016. Brazilian dustywings (Neuroptera: Coniopterygidae): new species of *Incasemidalis* Meinander, 1972 and *Coniopteryx* Curtis, 1834, checklist and key for the Brazilian species. *Zootaxa* 4083(2): 127–134.
- Martins, C.C. & A. Ardila-Camacho 2018. Order Neuroptera. In: N. Hamada; J.H. Thorp & D.C. Rogers (eds). *Thorp and Covich’s Freshwater Invertebrates*. Boston, Fourth Edition, Academic Press, pp. 229–236.
- Martins, C.C. & R.J.P. Machado 2022. **Chrysopidae**. Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil. JBRJ. <http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/644>. Acesso em: 27/Nov/2022.
- Martins, C.C.; A. Ardila-Camacho & U. Aspöck 2016. Neotropical osmylids (Neuroptera, Osmyliidae): three new species of *Isostenosmylus* Krüger, 1913, new distributional records, redescrptions, checklist and key for the Neotropical species. *Zootaxa* 4149: 1–66.
- Martins, C.C.; A. Ardila-Camacho & G.W. Courtney 2018. Neotropical Osmylidae larvae (Insecta, Neuroptera): description of habitats and morphology. *Aquatic Insects*. doi: 10.1080/01650424.2018.1436181.
- Martins, C.C.; A. Ardila-Camacho; R.J.P. Machado; O.S. Flint Jr & L.A. Stange 2019. Unraveling the most diverse lance lacewings genus from

- the New World, *Isostenosmylus* Krüger, 1913 (Neuroptera: Osmylidae). **Invertebrates Systematics** 33: 849–891.
- Martins-Neto, R.G. 1990. Neurópteros (Insecta, Planipennia) da Formação Santana (Cretáceo Inferior) Bacia do Araripe, nordeste do Brasil. VI – Ensaio filogenético das espécies do gênero *Blittersdorffia* Martins-Neto & Vulcano, com descrição de nova espécie. **Acta Geologica Leopoldensia (R.S.)** 13(31/3): 3–12.
- Martins-Neto, R.G. 1992a. Neurópteros (Insecta, Planipennia) da Formação Santana (Cretáceo Inferior) Bacia do Araripe, Nordeste do Brasil. V – Aspectos filogenéticos, paleoecológicos, paleobiogeográficos e descrição de novos taxa. **Anais da Academia Brasileira de Ciências** 64: 117–148.
- Martins-Neto, R.G. 1992b. Neurópteros (Insecta, Planipennia) da Formação Santana (Cretáceo Inferior), Bacia do Araripe, nordeste do Brasil. VII – Palaeoentoniae, nova subfamília de Myrmeleontidae e descrição de novos táxons. **Revista Brasileira de Entomologia** 36: 803–815.
- Martins-Neto, R.G. 1994. Neurópteros (Insecta, Planipennia) da Formação Santana (Cretáceo Inferior) Bacia do Araripe, Nordeste do Brasil – IX – Primeiros resultados da composição da fauna e descrição de novos táxons. **Acta Geologica Leopoldensia (R.S.)** 17(39/1): 269–288.
- Martins-Neto, R.G. 1997. Neurópteros (Insecta, Planipennia) da Formação Santana (Cretáceo Inferior), Bacia do Araripe, Nordeste do Brasil. X – Descrição de novos táxons (Chrysopidae, Babiniskaiidae, Myrmeleontidae, Ascalaphidae e Psychopsidae). **Revista da Universidade de Guarulhos, Série Ciências Exatas e Tecnológicas** 2(4): 68–83.
- Martins-Neto, R.G. 2000. Remarks on the neuropterofauna (Insecta, Neuroptera) from the Brazilian Cretaceous with keys for identifications of the known taxa. **Acta Geologica Hispanica** 35: 97–118.
- Martins-Neto, R.G. 2002. The Santana Formation paleoentomofauna reviewed. Part I – Neuropteroida (Neuroptera and Raphidioptera): systematic and phylogeny, with description of new taxa. **Acta Geologica Leopoldensia (R.S.)** 25(55): 35–66.
- Martins-Neto, R.G. & M.A. Vulcano 1988. Neurópteros (Insecta: Planipennia) da Formação Santana (Cretáceo Inferior), Bacia do Araripe, Nordeste do Brasil. I – Família Chrysopidae. **Anais da Academia Brasileira de Ciências** 60: 189–201.
- Martins-Neto, R.G. & M.A. Vulcano 1989a. Neurópteros (Insecta, Planipennia) da Formação Santana (Cretáceo Inferior), bacia do Araripe, nordeste do Brasil. II. Superfamília Myrmeleontoidea. **Revista Brasileira de Entomologia** 33: 367–402.
- Martins-Neto, R.G. & M.A. Vulcano 1989b. Neurópteros (Insecta, Planipennia) da Formação Santana (Cretáceo Inferior), Bacia do Araripe, nordeste do Brasil. IV – Complemento às partes I e II, com descrição de novos taxa. **Anais da Academia Brasileira de Ciências** 61: 311–318.
- Martins-Neto, R.G. & M.A. Vulcano 1990. Neurópteros (Insecta, Planipennia) da Formação Santana (Cretáceo Inferior) Bacia do Araripe, nordeste do Brasil. III. Superfamília Mantispoidea. **Revista Brasileira de Entomologia** 34: 619–625.
- Martins-Neto, R.G. & M.A. Vulcano 1997. Neurópteros (Insecta, Planipennia) da Formação Santana (Cretáceo Inferior), Bacia do Araripe, Nordeste do Brasil: VIII – Descrição de novos taxa de Myrmeleontidae, Ascalaphidae e Nemopteridae. **Revista da Universidade de Guarulhos, Série Ciências Biológicas e da Saúde** 2(5): 64–81.
- Martins-Neto, R.G. & V.Z. Rodrigues 2010. New neuropteran insects (Osmylidae, Palaeoentoniae, Araripeneuridae and Psychopsidae) from the Santana Formation, Early Cretaceous NE Brazil. **GAEA** 6: 1–8.
- Martins-Neto, R.G.; S. W. Heads & G. Bechly 2007. Neuropterida: snakeflies, dobsonflies and lacewings. In: D.M. Martill; G. Bechly & R.F. Loveridge (eds). **The Crato Fossil Beds of Brazil: window into an ancient world**. Cambridge, UK, Cambridge University Press, pp. 328–340.
- Matsuno, S. & H. Yoshitomi 2016. Descriptions of three larvae of *Osmylus* species from Japan (Neuroptera: Osmylidae), with a proposed naming system for the larval sclerites. **Zootaxa** 4189: 348–366.
- McEwen, P.K.; T.R. New & A.E. Whittington 2001. **Lacewings in the Crop Environment**. Cambridge, UK, Cambridge University Press, xviii + 546 pp.
- McKeown, K.C. & V.H. Mincham 1948. The biology of an Australian mantispid (*Mantispa vittata* Guérin). **Australian Zoologist** 11: 207–224.
- Meinander, M. 1972. A revision of the family Coniopterygidae. **Acta Zoologica Fennica** 136: 1–357.
- Meinander, M. 1983. Neuroptera from South and Central America II (Neuroptera). **Neuroptera International** 2: 179–198.
- Meinander, M. 1990. The Coniopterygidae (Neuroptera, Planipennia). A checklist of the species of the world, descriptions of new species and other new data. **Acta Zoologica Fennica** 189: 1–95.
- Meinander, M. & N.D. Penny 1982. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 5. Coniopterygidae. **Acta Amazonica** 12(1): 185–208.
- Miller, L.A. & E.G. MacLeod 1966. Ultrasonic sensitivity: a tympanal receptor in the green lacewing *Chrysopa carnea*. **Science** 154: 891–893.
- Miller, R.B. & L.A. Stange 1989. Revision of the genus *Dimarella* Banks (Neuroptera: Myrmeleontidae). **Insecta Mundi** 3: 11–40.
- Misof, B.; S. Liu; K. Meusemann et al. 2014. Phylogenomics resolves the timing and pattern of insect evolution. **Science** 346(6210): 763–767; 10.1126/science.1257570
- Monserrat, V.J. 2014. Los diláridos de la Península Ibérica (Insecta: Neuropterida: Neuroptera: Dilaridae). **Heteropterus Revista de Entomología** 14: 187–214
- New, T.R. 1989. **Planipennia. Lacewings**. Handbuch der zoologie, vol. 4, Walter de Gruyter, Berlin, 132 pp.
- New, T.R. 1991. Neuroptera. In: I.D. Naumann; P.B. Carne; J.F. Lawrence et al. (eds). **The Insects of Australia. A textbook for students and research workers**. CSIRO, Melbourne University Press, 2nd edition, 2 vols, pp. 525–542.
- Notteghem, P. 2016. La Sisyre noire (*Sisyra nigra*), Névroptère autochtone, parasite de la Pectinatelle (*Pectinatella magnifica*), Bryozoaire allochtone. **Revue Scientifique Bourgogne-Nature** 23: 133–140.
- Ohl, M. 2004. Annotated catalog of the Mantispidae of the World (Neuroptera). **Contributions on Entomology, International** 5(ii): 131–262.
- Onore, G.; D. Badano & R.A. Pantaleoni 2014. Heliographic signalling in *Haploglenius* Burmeister, 1839 (Neuroptera Ascalaphidae). **Biodiversity Journal** 5: 87–91.
- Oswald, J.D. 1993. Revision and cladistic analysis of the world genera of the family Hemerobiidae (Insecta: Neuroptera). **Journal of the New York Entomological Society** 101(2): 143–299.
- Oswald, J.D. 2022. **Neuropterida Species of the World**. Version 6.0. <http://lacewing.tamu.edu/SpeciesCatalog/Main>. Acesso em: 04/Fev/2022.
- Oswald, J.D. & R.J.P. Machado 2018. Biodiversity of the Neuropterida (Insecta: Neuroptera, Megaloptera, and Raphidioptera). In: R. G. Foottit; P. H. Adler (orgs.). **Insect Biodiversity: Science and Society**. Vol II. Hoboken, pp. 627–671.
- Pacheco-Rueda, I.; J.R.L. Flores; E.R. Leyva & M.R. Delgado 2011. Ciclo de vida y parámetros poblacionales de *Symphorobius barberi* Banks (Neuroptera: Hemerobiidae) criado con *Dactylopius opuntiae* Cockerell (Hemiptera: Dactylopiidae). **Acta Zoológica Mexicana (Nueva Serie)** 27: 325–340.
- Parfin, S.I. & A.B. Gurney 1956. The spongilla-flies, with special reference to those of the Western Hemisphere (*Sisyridae*, Neuroptera). **Proceedings of the United States National Museum** 105:421–529.
- Penny, N.D. 1981a. Review of the generic level classification of New World Ascalaphidae (Neuroptera). **Acta Amazonica** 11(2): 391–406.
- Penny, N.D. 1981b. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 3. Ascalaphidae. **Acta Amazonica** 11(3): 605–651.
- Penny, N.D. 1981c. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 2. Dilaridae. **Acta Amazonica** 11(2): 383–390.
- Penny, N.D. 1981d. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 1. Sisyridae. **Acta Amazonica** 11(1): 157–169.
- Penny, N.D. 1982. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 6. Mantispidae. **Acta Amazonica** 12(2): 415–453.
- Penny, N.D. 1983a. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 8. Berothidae. **Acta Amazonica** 13: 689–695.
- Penny, N.D. 1983b. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 9. Albaridiinae. **Acta Amazonica** 13: 697–699.
- Penny, N.D. & C.A. da Costa 1983. Mantispidos do Brasil (Neuroptera: Mantispidae). **Acta Amazonica** 13(3–4): 601–687.
- Penny, N.D. & V.J. Monserrat 1983. Neuroptera of the Amazon Basin: Hemerobiidae. **Acta Amazonica** 13(5–6): 879–909.
- Pinto, I.D. & L. Pinto de Ornellas 1980. Permian insects from the Parana basin, South Brazil. 2. Neuroptera. **Pesquisas, (Zoologia), Porto Alegre** 13, 155–159.
- Redborg, K.E. & E.G. MacLeod 1984. Maintenance feeding of first instar mantispid larvae (Neuroptera, Mantispidae) on spider (Arachnida, Araneae) hemolymph. **Journal of Arachnology** 11: 337–34.
- Schuster, P.A. & R.J.P. Machado 2021. Unknown diversity: survey of Neuroptera (Insecta) in Paraná, Southern Brazil, reviews 14 species newly recorded from the state and country. **CheckList** 17(3):993–1005.
- Sosa, F. & C.A. Tauber 2017. The genus *Vieira* Navás (Neuroptera: Chrysopidae): a new species, a key to the species, and new geographic records. **Zootaxa** 4258:43–59.
- Stange, L.A. 2004. A Systematic catalog, bibliography and classification of the world antlions (Insecta: Neuroptera: Myrmeleontidae). **Memoirs of the American Entomological Institute** 74: 1–565.
- Stange, L.A. & R.B. Miller 2018. A revision of the genus *Navasoleon* Banks (Neuroptera: Myrmeleontidae: Nemoleontini). **Insecta Mundi** 619: 1–25.
- Sziráki, G. 2011. **Coniopterygidae of the World: Annotated Check-list and Identification Keys for Living Species, Species Groups and Superspecific Taxa of the Family**. Lap Lambert Academic Publishing, Saarbrücken, Germany, vi + 249 pp.

- Tauber, C.A. & D.K. Faulkner 2015. *Pimachrysa* (Neuroptera: Chrysopidae: Nothochrysinæ): larval description and support for generic relationships. **Psyche** (ID875738): 1–19.
- Tauber, C.A. & F.J. Sosa 2015. Rediscovery of *Nuvol umbrosus* Navás (Neuroptera, Chrysopidae, Leucochrysinini): a redescription and discussion. **ZooKeys** 519: 141–153.
- Tauber, M.J.; C.A. Tauber & S. Masaki 1986. **Seasonal adaptations of insects**. New York, Oxford University, 411 pp.
- Tauber, C.A.; M.J. Tauber & G.S. Albuquerque 2014. Debris-carrying in Larval Chrysopidae: unraveling its evolutionary history. **Annals of the Entomological Society of America** 107: 295–314.
- Tauber, C.A.; F. Sosa; G.S. Albuquerque & M.J. Tauber 2017. Revision of the Neotropical green lacewing genus *Ungla* (Neuroptera, Chrysopidae). **ZooKeys** 674: 1–188.
- Tillyard, R.J. 1922. The life-history of the Australian moth-lacewing, *Ithone fusca* Newman (Order Neuroptera Planipennia). **Bulletin of Entomological Research** 13: 205–223.
- Vasilikopoulos, A.; B. Misof; K. Meusemann; D. Lieberz; T. Flouri; R.G. Beutel; O. Niehuis; T. Wappler; J. Rust; R.S. Peters; A. Donath; L. Podsiadlowski; C. Mayer; D. Bartel; A. Böhm; S. Liu; P. Kapli; C. Greve; J.E. Jepsen; X. Liu; X. Zhou; H. Aspöck & U. Aspöck 2020. An integrative phylogenomic approach to elucidate the evolutionary history and divergence times of Neuropterida (Insecta: Holometabola). **BMC Evolutionary Biology** 20 (64): 1–24.
- Wang, Y.; X. Liu; I.J. Garzón-Orduña; S.L. Winterton; Y. Yan; U. Aspöck; H. Aspöck & D. Yang 2017. Mitochondrial phylogenomics illuminates the evolutionary history of Neuropterida. **Cladistics** 33: 617–636.
- Willmann, R. 1990. The phylogenetic position of the Rhachiberothinae and the basal sister-group relationships within the Mantispidae (Neuroptera). **Systematic Entomology** 15: 253–265.
- Winterton, S.L. & S.J. Brooks 2002. Phylogeny of the Apochrysin green lacewings (Neuroptera: Chrysopidae: Apochrysinæ). **Annals of the Entomological Society of America** 95(1): 16–28.
- Winterton, S.L. & S. de Freitas 2006. Molecular phylogeny of the green lacewings (Neuroptera: Chrysopidae). **Australian Journal of Entomology** 45: 235–243.
- Winterton, S.L. & V.N. Makarkin 2010. Phylogeny of moth lacewings and giant lacewings (Neuroptera: Ithonidae, Polystoechotidae) using DNA sequence data, morphology, and fossils. **Annals of the Entomological Society of America** 10: 511–522.
- Winterton, S.L.; N.B. Hardy & B.M. Wiegmann 2010. On wings of lace: phylogeny and Bayesian divergence time estimates of Neuropterida (Insecta) based on morphological and molecular data. **Systematic Entomology** 35: 349–378.
- Winterton, S.L.; J. Zhao; I.J. Garzón-Orduña; Y. Wang Z. & X. Liu 2017. The phylogeny of lance lacewings (Neuroptera: Osmylidae). **Systematic Entomology** 42: 555–574.
- Winterton, S.L.; A.R. Lemmon; J.P. Gillung; I.J. Garzon; D. Badano; D.K. Bakkes; L.C.V. Breitzkreuz; M.S. Engel; E.M. Lemmon; X. Liu; R.J.P. Machado; J.H. Skevington & J.D. Oswald 2018. Evolution of lacewings and allied orders using anchored phylogenomics (Neuroptera, Megaloptera, Raphidioptera). **Systematic Entomology** 43: 330–354.
- Winterton, S.L.; J.P. Gillung; I.L. Garzón-Orduña; D. Badano; L.C.V. Breitzkreuz; P. Duelli; M.S. Engel; X. Liu; R.J.P. Machado; M. Mansell; A. Mochizuki; N.D. Penny; C.A. Tauber & J.D. Oswald 2019a. Evolution of green lacewings (Neuroptera: Chrysopidae): an anchored phylogenomic approach. **Systematic Entomology** 44: 514–526.
- Winterton, S.L.; C.C. Martins; V. Makarkin; A. Ardilla-Camacho & Y. Wang 2019b. Lance lacewings of the world (Neuroptera: Archeosmylidae, Osmylidae & Saucrosmylidae): a review of living and fossil genera. **Zootaxa** 4581: 1–99.

