

**Dipartimento di Biologia e Biotecnologie “C. Darwin”**

**Dottorato di Ricerca in Biologia Animale  
XXVII Ciclo**

**Composizione delle  
comunità di Imenotteri  
Icneumonidi  
(Hymenoptera, Ichneumonidae)  
in habitat frammentati**

**F. Di Giovanni**

**RELATORI:**

**Dr. P. Cerretti (Roma)  
Dr. L. Marini (Padova)**



**SAPIENZA**  
UNIVERSITÀ DI ROMA

Tesi di Dottorato di Ricerca

**Composizione delle comunità di Imenotteri Icneumonidi (Hymenoptera, Ichneumonidae) in habitat frammentati**

SOMMARIO

1.0 Introduzione

1.1 Sistematica, biologia e ruolo ecologico degli Icneumonidi

1.2 Parassitoidi e struttura delle foreste

1.3 Le foreste e gli impianti naturaliformi nella Pianura Padana del nord-est

2.0 Stratificazione verticale degli Icneumonidi della Riserva Naturale di “Bosco della Fontana”

2.1 Materiali e Metodi

2.2 Risultati

2.2.1 Checklist delle specie di Icneumonidi della Riserva Naturale di  
“Bosco della Fontana”

2.2.2 Analisi dei dati

2.3 Discussione

3.0 Le comunità di Icneumonidi nelle foreste planiziali del nord-est e valutazione dell'efficacia del ripristino di habitat naturali su ex-arativi

3.1 Materiali e Metodi

3.2 Risultati

3.2.1 Lista delle specie di Icneumonidi degli impianti naturaliformi e delle foreste planiziali della Pianura Padana del Nord Est

3.2.2 Analisi dei dati

3.3 Discussione

4.0 Verso una chiave interattiva per le sottofamiglie e le tribù di Icneumonidi della fauna europea

4.1 ICHN-Key: una chiave interattiva per le sottofamiglie e le tribù degli Icneumonidi europei

4.2 Copertura tassonomica e geografica della chiave interattiva

4.2 Caratteri usati nella chiave

4.3 Lista dei caratteri

5.0 Conclusioni

APPENDICE: Note faunistiche e sistematiche

## 1.0 Introduzione

### 1.1 Sistematica, biologia e ruolo ecologico degli Icnemonidi

La famiglia Ichneumonidae rappresenta il gruppo con la maggiore diversità in specie tra gli imenotteri e uno dei gruppi ad avere avuto una notevole radiazione adattativa, con adattamenti in gran parte dei biomi terrestri, sia in aree forestali che, soprattutto, in fasce ecotonali arbustivo-forestali. Attualmente il gruppo annovera circa 25.000 specie, presenti in tutti i continenti ad eccezione dell'Antartide (Yu et al. 2012), e si stima che la diversità mondiale della famiglia si aggiri tra le 60.000 e le 100.000 specie (Townes 1969; Gauld et al. 2002b). La maggior parte della diversità conosciuta del gruppo si registra nelle regioni Palearctica e Nearctica (Yu et al. 2012), e ciò ha contribuito all'ipotesi che, a differenza della maggior parte dei gruppi di artropodi, la diversità in specie di Icnemonidi tenda a diminuire verso le zone tropicali (Owen & Owen 1974; Janzen 1981; Gauld et al. 1992). È tuttavia difficile avere una stima precisa della diversità attesa per questa famiglia, giacché, soprattutto la fauna tropicale, risulta ancora poco investigata (Gauld 1991; Quicke 2012) e la maggiore ricchezza in specie per le regioni temperate potrebbe essere il risultato di un *bias* nel campionamento e nello studio di questo gruppo di insetti (Sääksjärvi et al. 2004; Veijalainen et al. 2012).

Gli Icnemonidi sono ritenuti un gruppo monofiletico (Sharkey & Wahl 1992; Ronquist 1999; Sharkey 2007), caratterizzato dalla presenza di un'unica cellula discosubmarginale nell'ala anteriore e dalla venatura trasversale *rs-m* nell'ala posteriore che origina da *Rs* dopo che *Rs* si distacca da *Sc+R* (sebbene questa venatura si trovi quasi a livello della separazione di *Rs* da *Sc+R* nelle Hybrizontinae e nei Neorhacodini) (Gauld & Bolton 1988; Gauld 1991; Quicke 2015). Ulteriori caratteri utili per distinguere gli Icnemonidi dalla famiglia a loro più prossima, i Braconidi, sono la mancanza della venatura trasversale *2m-cu* nell'ala anteriore (assente tuttavia nelle Hybrizontinae, nei Neorhacodini e in alcuni generi aberranti di altre sottofamiglie), le venature *C* ed *Sc+R* nell'ala posteriore separate alla base dell'ala e parallele (carattere presente nei Braconidi nella sola sottofamiglia delle Tachypetinae) e i segmenti metasomali 2 e 3 quasi sempre separati e flessibili (con alcune eccezioni sia nei Braconidi che negli Icnemonidi) (Quicke 2015).

La classificazione odierna degli Icnemonidi si basa in gran parte sui lavori di revisione di Townes (1969-1971a), il quale, sulla base della fauna mondiale, ha riorganizzato la divisione interna in sottofamiglie e tribù, scalzando il sistema di divisione a cinque sottofamiglie in uso dal 1855 fino agli anni '40 del secolo scorso (Wahl 1993). Tuttavia, la decisione di Townes di non seguire alcune delle Opinioni espresse dalla Commissione Internazionale sulla Nomenclatura Zoologica (Townes 1969) rende non validi molti dei nomi usati nei suoi lavori (Fitton & Gauld 1976; Fitton & Gauld 1978; Wahl 1993; Wahl & Mason 1995). Alla luce dei progressi nella conoscenza della morfologia larvale di alcuni gruppi (Wahl 1986; 1988; 1990) e degli avanzamenti nelle tecniche di filogenesi su base morfologica e molecolare (Wahl & Gauld 1998; Quicke et al. 1999; 2005; 2009; Laurenne et al. 2006), ad oggi gli Icnemonidi sono suddivisi in 38



sottofamiglie (vedi <http://www.amentinst.org/GIN/Family-group%20names%202014.09.24.pdf>)<sup>1</sup>, 33 delle quali presenti in Europa (van Achterberg & Zwakhals 2004; Yu et al. 2012; Broad 2016). La posizione sistematica di alcune sottofamiglie (come le Microleptinae o le Eucerotinae) rimane ancora dubbia, così come la corretta collocazione di alcuni generi aberranti (*Bremiella*, *Ischyrocnemis*, *Lapton*, *Scolomus*) (Quicke 2015). Inoltre, l'aumentare dei dati molecolari disponibili è probabile permetta in futuro una migliore risoluzione di alcuni gruppi considerati oggi non naturali, come nel caso delle Ctenopelmatinae (Quicke et al. 2009; Quicke 2015).

Gli Icneumonidi sono tutti parassitoidi, in larga parte di stadi preimmaginali di insetti olometaboli appartenenti agli ordini dei Lepidoptera, Diptera, Coleoptera e Hymenoptera. Più del 60% delle specie conosciute si sviluppa su Lepidotteri (Yu et al. 2012). Una piccola percentuale attacca altri ordini di olometaboli: Trichoptera (sottofamiglia Agriotypinae), Neuroptera (sottofamiglia Brachycyrtinae e alcuni generi appartenenti alle Cryptinae), Raphidioptera e Mecoptera (alcuni generi nella sottofamiglia Campopleginae). Nessuna specie nota si sviluppa su insetti emimetaboli (Wahl 1993). Alcuni generi all'interno della sottofamiglia delle Pimplinae e delle Cryptinae parassitizzano ragni adulti o si nutrono delle loro ovature (Fitton et al. 2008; Yu et al. 2012). Il genere *Obisiphagha* (Cryptinae) è l'unico noto negli Icneumonidi a svilupparsi su ovature di pseudoscorpioni del genere *Neobisium* (Austin et al. 1998).

Gli Icneumonidi presentano una grande diversità di cicli biologici, a volte all'interno di una stessa sottofamiglia. In generale, possiamo distinguere due strategie principali: gli idiobionti e i coinobionti (Askew & Shaw 1986; Godfray 1994; Quicke 1997). Negli idiobionti, la femmina paralizza o uccide l'ospite prima o durante l'ovideposizione e la larva del parassitoide si nutre quindi dei tessuti dell'ospite già morto (Askew & Shaw 1986; Gauld & Bolton 1988). Nella maggior parte dei casi, si tratta di specie ectoparassitoidi che si sviluppano su ospiti endofitici (Pimplinae, Poemeniinae, Rhyssinae, Xoridinae, alcuni generi nelle Cryptinae), che sono cioè nascosti all'interno di tessuti molli o duri delle piante (Gauld & Bolton 1988; Gauld 1991). La larva del parassitoide non presenta solitamente adattamenti fisiologici o strutturali particolari verso la specie ospite, e le specie che presentano questa strategia di ovideposizione tendono ad avere *host-range* piuttosto ampi, comprendenti ospiti appartenenti anche ad ordini differenti ma che condividono lo sviluppo in uno stesso tipo di substrato (Gauld 1988; Gauld & Bolton 1988). Gli adattamenti strutturali più importanti si trovano nell'adulto, e servono a favorire la ricerca delle larve ospiti, l'ovideposizione (nella femmina) e l'eventuale uscita dal sito di sviluppo del neo-adulto (soprattutto nel caso dei parassitoidi di xilofagi) (Gauld 1991). Alcune specie di idiobionti si sono specializzate nell'attaccare ospiti in strutture particolari come nidi di Imenotteri aculeati o ovisacchi di ragni e presentano, di conseguenza, un grado di specificità maggiore nella scelta delle specie ospiti (Austin 1985; Gauld 1988; Wahl & Gauld 1998). Una percentuale significativa di idiobionti negli Icneumonidi è endoparassitoide, e si sviluppa all'interno della pupa della specie ospite (la maggior parte delle specie appartenenti alla sottofamiglia Ichneumoninae o alcuni gruppi all'interno delle Cryptinae e delle Pimplinae) (Gauld 1991). In

---

<sup>1</sup> Nella lista redatta da D.B. Wahl sul sito dell'American Entomological Institute sono riportate 39 sottofamiglie, perché non viene seguita la proposta di Quicke et al. 2009 sull'inclusione delle Phrudinae come tribù all'interno delle Tersilochinae.



questo caso, la larva del parassitoide riceve protezione dalla cuticola dello stadio pupale dell'ospite più che dal sito in cui questa si sviluppa, sebbene ciò comporti nel parassitoide lo sviluppo di sistemi per eludere le difese immunitarie dell'ospite (Salt 1975; Godfray 1994; Quicke 1997).

Nei coinobionti, la femmina del parassitoide ovidepone nelle uova o nei primi stadi larvali dell'ospite, permettendone lo sviluppo fino allo stadio di pupa o di prepupa, e in seguito uccide l'ospite prima di impuparsi a sua volta (Askew & Shaw 1986; Gauld & Bolton 1988; Godfray 1994; Quicke 1997). Al contrario degli idiobionti, la maggior parte dei coinobionti è endoparassitoide, e presenta *host-range* molto più limitati come conseguenza di un grado di specializzazione, per far fronte alle difese immunitarie della specie ospite (Gauld 1988; Gauld & Bolton 1988). Nei coinobionti, l'ectoparassitismo è raro e presente solo in alcuni gruppi (Adelognathinae, Tryphoninae, alcune specie parassitoidi di ragni nelle Pimplinae), spesso associato alla comparsa di strutture adatte ad ancorare il parassitoide alla cuticola dell'ospite (come nel caso delle uova delle Tryphoninae) (Kasparyan 1973b; Gauld 1991).

In quanto parassitoidi, gli Icneumonidi giocano un ruolo importante negli ecosistemi terrestri come regolatori delle popolazioni dei loro ospiti (Hochberg & Ives 2000) e rappresentano per questo uno dei potenziali gruppi per la lotta biologica (Heraty 2009). Tuttavia, il loro impiego come agenti di controllo biologico nei confronti di organismi infestanti è relativamente limitato, se confrontato con quello di altri gruppi di Imenotteri parassitoidi come i Braconidi o i Calcidoidi (Greathead 1986; Greathead & Greathead 1992). Le ragioni di ciò sono in parte da attribuire alla loro biologia: come detto in precedenza, la maggior parte delle specie è idiobionte e presenta *host-range* molto ampi, che comprendono specie appartenenti a diversi ordini di artropodi (Townes 1971b; Gauld 1991); in secondo luogo, la ricerca sui controllori biologici si concentra solitamente su parassitoidi di stadi larvali o di uova, per cui le specie di Icneumonidi che parassitizzano pupe o prepupe trovano scarsa applicazione nei programmi di lotta biologica (Gauld 1991). A ciò va aggiunta la difficoltà nell'identificazione degli Icneumonidi da parte dei non-esperti, dovuta alla mancanza di una letteratura di facile fruizione, con chiavi interattive e ricca di illustrazioni, e la mancanza di lavori di revisione. Per persone con limitata esperienza nell'identificazione di questo gruppo è quindi spesso difficile se non impossibile arrivare alla corretta identificazione del genere e della specie a cui appartiene un esemplare raccolto.

La fauna europea del gruppo risulta ben caratterizzata, con oltre 6.000 specie note (van Achterberg & Zwakhals 2004; Yu et al. 2012). È tuttavia difficile avere un quadro preciso del numero delle specie di Icneumonidi presenti in Italia. Il punto di partenza sulla ricchezza e distribuzione degli Icneumonidi della fauna italiana è rappresentato dalla checklist di Scaramozzino (1995), che annovera per l'Italia circa 1.850 specie. La maggior parte dei dati presenti in checklist riguarda le regioni del nord Italia, mentre appare evidente la scarsità di dati per il Sud e per le isole. Più di recente, il progetto Fauna Europaea ha innalzato il numero di specie presenti in Italia a circa 2.000 (van Achterberg & Zwakhals 2004). Tuttavia, per entrambe le liste, non è possibile risalire alla fonte dei dati riportati, sia questa rappresentata da una citazione bibliografica o da una collezione museale. In questo modo, risulta difficile poter verificare la bontà dei dati e aggiornare la checklist alla luce degli inevitabili cambiamenti occorsi a livello tassonomico e sistematico. Un

tentativo in tale direzione è fornito da Taxapad (Yu et al. 2012), un database che racchiude tutti i dati su tassonomia, faunistica e biologia per le specie mondiali di Icneumonidi e Braconidi sulla base dei dati presenti in letteratura. Taxapad riporta circa 1.700 specie di Icneumonidi per l'Italia (Yu et al. 2012), un numero tuttavia troppo basso in confronto a quelli forniti dalla checklist del 1995 e da Fauna Europaea. Provando ad incrociare i dati tra queste liste, e tenendo conto dei cambiamenti tassonomici e dei contributi faunistici occorsi, il numero di specie per l'Italia si attesterebbe attorno alle 2.200 (Di Giovanni et al. 2015b).

È ipotizzabile che l'importanza economica di questo gruppo legata al loro impiego nella lotta biologica crescerà nei prossimi anni con il diffondersi di pratiche agricole e silviculturali ecosostenibili, specialmente nelle aree tropicali (Gauld 1991). In quest'ottica, risulta fondamentale investigare i fattori ambientali che concorrono a determinare l'abbondanza e la ricchezza in specie di Icneumonidi a livello locale, per poter svelare gli aspetti meno noti della loro biologia e per poter fornire informazioni utili su come i parassitoidi reagiscono all'introduzione di pratiche di gestione. Parallelamente, lo sviluppo di strumenti *user-friendly* per l'identificazione degli Icneumonidi rappresenta un passo importante per favorire l'approccio da parte delle nuove generazioni di tassonomi a questo gruppo e per incentivare l'impiego dei parassitoidi negli studi sulle comunità e sulle dinamiche ecologiche.

## **1.2 Parassitoidi e struttura delle foreste**

La comprensione della relazione tra le comunità di artropodi e i fattori ambientali è un obiettivo fondamentale dell'ecologia, per poter svelare gli aspetti meno conosciuti della biologia delle specie e per capire quali pratiche di gestione possano favorire una maggiore biodiversità negli ecosistemi naturali e agricoli. Tuttavia, lo stato attuale delle conoscenze sulle relazioni tra le comunità di insetti e le caratteristiche strutturali dell'ambiente circostante sono relativamente scarse (Vance et al. 2007). Il motivo di ciò è in parte attribuibile alla difficoltà nell'identificazione di gruppi che contano un numero molto alto di specie e per i quali il processo identificativo può essere condotto solo con l'aiuto di specialisti (Hughes et al. 2000).

Diversi studi hanno messo in relazione la ricchezza in specie o l'abbondanza di parassitoidi negli ecosistemi terrestri con la generale complessità dell'habitat (Lassau & Hochuli 2005; 2007; Steinbauer et al. 2006; Arnan et al. 2011). Habitat più complessi possono supportare infatti un'artropodofauna più ricca e funzionalmente differenziata, in conseguenza dell'offerta di un maggior numero di nicchie ecologiche (Lassau & Hochuli 2005). Per gli Icneumonidi, la diversità in specie di piante sembra essere uno dei fattori principali nel determinare l'abbondanza e la ricchezza in specie (Sperber et al. 2004; Sääksjärvi et al. 2006; Fraser et al. 2007; 2008), poiché ad un maggior numero di specie floreali corrisponde un maggior numero di potenziali ospiti (Lassau & Hochuli 2005; 2007; Steinbauer et al. 2006). Anche la copertura della canopy, la presenza del sottobosco e le condizioni di gestione dell'habitat possono influenzare la composizione in specie di questo gruppo (Sperber et al. 2004; Steinbauer et al. 2006; Vance et al. 2007; Fraser et al. 2007; 2008; Arnan et al. 2011). Nel caso dei parassitoidi di xilofagi, la qualità del legno morto, il suo stato di decadimento così come la presenza di legno morto sia a terra che in piedi risultano essere condizioni

importanti nel determinare abbondanza e ricchezza in specie (Hilszczański et al. 2005; Vanderwel et al. 2006; Gibb et al. 2008; Arnan et al. 2011; Ulyshen et al. 2011a). Infine, anche nelle foreste temperate come in quelle tropicali, differenze esistono nella distribuzione delle risorse tra sottobosco e volta forestale; la stratificazione verticale delle risorse, insieme alle differenze microclimatiche tra questi due microhabitat (temperatura, umidità, esposizione diretta alla luce) e alla possibilità di sfruttare le aperture della canopy per evitare i predatori, per spostarsi all'interno della foresta o come luogo di aggregazione per l'accoppiamento (Horstmann & Floren 2008; Ulyshen 2011; Stireman et al. 2012), determinano una differenziazione nella composizione in specie di parassitoidi tra il sottobosco e gli strati superiori della foresta.

Tuttavia, rimane difficile poter associare parassitoidi e caratteristiche strutturali dell'ambiente, a causa del gran numero di strategie biologiche adottate dai parassitoidi, anche quando si prende in considerazione un singolo gruppo tassonomico (Arnan et al. 2011). Specie che presentano differenti strategie biologiche rispondono in maniera differente alla struttura della foresta e alle caratteristiche dell'ambiente circostante (Hilszczański et al. 2005).

### **1.3 Le foreste e gli impianti naturaliformi nella Pianura Padana del nord-est**

Le foreste della Pianura Padana del nord-est rappresentano gli ultimi relitti del bosco planiziale che ricopriva gran parte della Pianura Padana dopo l'ultima glaciazione (Giacomini & Fenaroli 1958). Quello che oggi rimane, dal Piemonte fino alla penisola istriana, sono nuclei più o meno estesi di foresta decidua mesofila, la maggior parte dei quali ascrivibili al *querco-carpinetum boreoitalicum* (Pignatti 1953). Queste foreste, sono state da sempre oggetto di interesse da parte dell'uomo, sia perché diffuse su suoli profondi e alluvionati, adatti all'agricoltura, sia per il legno di quercia che trovava impiego in falegnameria ed edilizia. I quercocarpineti sopravvissuti sono il risultato di fattori contingenti, anch'essi legati all'uomo, come il loro uso come riserve di caccia per la nobiltà locale (ad es. Bosco della Fontana) (Mason 2002) o come l'applicazione di norme per la produzione di legname (ad es. i boschi appartenenti alla Repubblica di Venezia) (Susmel 1994). I nuclei attuali, inseriti in un contesto fortemente antropizzato, risultano fortemente modificati nella loro composizione e struttura, tanto da dover parlare ormai di foreste primarie antiche "seminaturali" (Mason 2002; 2004).

È difficile fornire un quadro generale della composizione e struttura dei boschi planiziali relitti che prescindano dai fattori antropici, naturali e storici che hanno contribuito a plasmarli nel corso dei secoli. Sia la connotazione floristica che la composizione strutturale non sono uniformi e la proporzione tra le varie essenze può variare anche all'interno della stessa foresta, in funzione ad esempio della profondità della falda. I quercocarpineti planiziali sono caratterizzati (fino anche al 70% delle specie arboree totali) da farnia (*Quercus robur*) e carpino bianco (*Carpinus betulus*), a cui si affiancano, in varie proporzioni, alberi come l'acero campestre (*Acer campestre*), il frassino maggiore (*Fraxinus excelsior*), il frassino ossifillo (*Fraxinus angustifolia*), l'orniello (*Fraxinus ornus*), l'olmo campestre (*Ulmus minor*), il tiglio (*Tilia cordata*), il carpino nero (*Ostrya carpinifolia*), il sorbo ciavardello (*Sorbus torminalis*) e specie fruttifere come il ciliegio



(*Prunus avium*), il melo selvatico (*Malus sylvestris*), il pero selvatico (*Pyrus pyraster*) e il gelso (*Morus alba* e *Morus nigra*). Poiché la maggior parte delle aree va incontro a ristagni periodici di acqua, nelle aree più depresse si può assistere inoltre alla presenza di specie arboree più igrofile come l'ontano (*Alnus glutinosa*), il salice bianco (*Salix alba*), il salice viminale (*Salix viminalis*), il pioppo bianco (*Populus alba*) e il pioppo nero (*Populus nigra*). Gli arbusti più frequenti comprendono il nocciolo (*Corylus avellana*), il biancospino (*Crataegus monogyna* e *Crataegus oxycantha*), il corniolo (*Cornus mas*), la sanguinella (*Cornus sanguinea*), la fusaggine (*Euonymus europaeus*), il viburno pallon di maggio (*Viburnum opulus*) o la lantana (*Viburnum lantana*), il ligustro (*Ligustrum vulgare*), il prugnolo (*Prunus spinosa*), lo spino cervino (*Rhamnus catharticus*), il sambuco (*Sambucus sp.*), la rosa (*Rosa canina* e *Rosa arvensis*), e il pungitopo (*Ruscus aculeatus*). Va infine registrata la presenza di specie alloctone, alcune delle quali introdotte a partire dal secondo dopo guerra e ormai naturalizzate come il bagolaro (*Celtis australis*), il noce (*Juglans nigra* e *Juglans regia*) o il platano (*Platanus hybrida* e *Platanus hispanica*); a queste si affiancano specie estranee al contesto padano e potenzialmente infestanti come la quercia rossa (*Quercus rubra*), presente nei boschi occidentali della Pianura Padana fino al Bosco della Fontana in Lombardia, o la robinia (*Robinia pseudoacacia*), diffusa nei boschi molto sfruttati ed aperti. Fortunatamente, gran parte dei boschi planiziali del Veneto e del Friuli hanno evitato l'introduzione di specie esotiche (Mason 2001). Laddove invece ciò è avvenuto, piani di gestione sono stati realizzati per la loro eradicazione (come nel caso della quercia rossa) o per il loro cooptamento per la creazione di nuovi microhabitat per insetti e piccoli vertebrati (è il caso dei platani di Bosco della Fontana, impiegati nella creazione di cavità artificiali per l'accumulo di acqua stagnante o per la nidificazione dell'avifauna) (Cavalli & Mason 2003; Campanaro et al. 2007).

La struttura di gran parte di queste aree è quella a "due piani" caratteristica del ceduo composto, con i polloni di carpino che formano il ceduo e che convivono con lo strato superiore rappresentato da fustaie di farnia (Mason 2001). Nei boschi friulani si può assistere talvolta anche a foreste a struttura monoplana, con il carpino bianco presente anche nel piano dominante (ad es. nel Bosco Ronchi di Sass) (Del Favero 2004). La struttura del ceduo composto o semplice è strettamente legata all'azione di ceduzione operata dall'uomo, che effettuando tagli regolari negli anni creava ampie zone aperte necessarie per la rinnovazione della farnia. In assenza di interventi o di fenomeni naturali come tempeste ed uragani, il carpino tende lentamente e ineluttabilmente a prevalere sulla farnia, in virtù di una maggiore tolleranza all'ombra e ad una crescita plagiotropica dei suoi rami (Mason 2001). In situazioni di uniformità della foresta, il carpino prende il sopravvento, chiudendo ogni possibile spazio allo sviluppo della farnia e determinando una chiusura in tempi relativamente rapidi della canopy, con conseguente diminuzione della luce filtrante nel sottobosco. Questo fenomeno a sua volta risulta in una mancanza di rinnovazione delle specie arboree del piano dominante (in particolar modo della farnia), in una diminuzione generale nella diversità in specie di arbusti, così come in un impatto negativo sull'artropodofauna associata a spazi aperti (Campanaro et al. 2007). La semplificazione strutturale del ceduo predispone inoltre la farnia ad attacchi di Lepidotteri defogliatori, contribuendo al suo deperimento, già favorito da stress fisiologici (Mason 2001).

L'azione antropica sulle foreste planiziali relitte si riflette anche nel prelievo sistematico del legno morto. Il legno morto rappresenta una componente fondamentale dell'ecosistema forestale sia in termini di biomassa che di biodiversità (Campanaro et al. 2007). Nella maggior parte delle foreste planiziali, il legno morto è sistematicamente asportato, soprattutto per l'esigenza di produrre legna da ardere (Del Favero 2004); inoltre, la conservazione del legno morto in foresta è spesso vista con diffidenza dai gestori delle aree forestali, come portatrice di infestazioni fungine e di insetti nocivi (Mason 2001). Purtroppo la scomparsa della foresta indigena, il prelievo di piante o di parti di piante cadute a terra (*logs*) e l'abbattimento di quelle senescenti (*snags*) risulta in una drastica diminuzione delle specie saproxiliche (Speight 1993), molte delle quali altamente specializzate, e ormai confinate a pochi microhabitat isolati nelle foreste restanti (Speight 1993; Campanaro et al. 2007).

L'aspetto di maggiore minaccia per la sopravvivenza dei nuclei forestali attuali è sicuramente rappresentato dal loro grado di isolamento. I boschi planiziali padani sono idealmente comparabili ad "isole immerse nel mare delle monoculture agrarie" (Mason 2001). In una situazione del genere, è evidente che gli effetti di fenomeni naturali, come le raffiche di vento, possono determinare estinzioni della flora o della fauna locale, senza che queste possano essere reintegrate in tempi brevi per colonizzazione da aree vicine. Mentre le aree con superficie superiore ai 100 o 200 ha mostrano un certo grado di resistenza alle perturbazioni esterne, la situazione appare critica per quelle aree – la maggior parte – di piccola estensione, nelle quali l'isolamento è aggravato dall'effetto margine (Mason 2001). Per tamponare il basso grado di connettività delle foreste relitte, una quantità ingente di risorse economiche è stato destinato alla riconversione forestale di terreni agricoli e alla creazione di nuovi impianti boschivi naturaliformi per collegare i nuclei relitti preesistenti.

Con la definizione di impianto naturaliforme si intendono quelle superfici agricole sottoposte ad imboschimento, con l'obiettivo di contribuire all'incremento delle risorse silvicole nel territorio. La maggior parte degli attuali impianti nella Pianura Padana del nord-est sono il risultato dell'applicazione delle misure di incentivo all'imboschimento di suoli agricoli previste dal regolamento comunitario CEE 2080/92, che sostituiscono le precedenti misure al titolo VIII del regolamento comunitario CEE 2328/91. Tale regolamento ha previsto la concessione di contributi, da destinarsi sia ad enti pubblici come comuni sia a privati come aziende agricole, che coprono le spese relative alla conversione degli arativi in aree boschive; al contributo iniziale, si affiancano premi annuali per ettaro destinati a coprire i costi di manutenzione delle superfici imboschite per i primi cinque anni e a compensare le perdite di reddito derivanti dalla conversione di suolo agricolo in terreno boschivo non redditizio (per un periodo massimo di 20 anni a partire dall'imboschimento iniziale). L'attuazione del regolamento è stato regolato dai singoli Stati membri dell'Unione Europea e in Italia dai regolamenti interni alle singole Regioni, spesso in collaborazione con il Corpo Forestale dello Stato (ad esempio per quanto riguarda la selezione delle specie da piantare in relazione alle condizioni ambientali locali). Più di recente, al regolamento 2080/92 sono seguiti i regolamenti CEE 1257/99 e 1698/05 e il Piano di Sviluppo Rurale, che prevedono un'integrazione di sviluppo rurale e misure forestali, e regolamentano l'accesso a nuovi finanziamenti europei per l'imboschimento di terreni agricoli, il

miglioramento dei boschi esistenti e la ricostituzione di foreste colpite da disastri naturali. Grazie all'attuazione di questi regolamenti, si stima che in Italia oltre 100.000 ha siano stati convertiti in piantagioni di arboricoltura da legna (Coletti 2001; Anderle et al. 2002). Per quanto riguarda la Pianura Padana orientale, i dati al 2006-2007 rivelano che 234 ha in Veneto (Pividori et al. 2015) e 291 ha in Friuli-Venezia Giulia (Alberti et al. 2006) sono stati interessati da imboschimenti di ex-arativi derivanti da finanziamenti europei. La composizione della flora degli impianti naturaliformi del nord-est si basa sull'associazione vegetale del *querco-carpinetum boreoitalicum*, come definito da Pignatti (1953).

Gran parte delle aree imboschite della Pianura Padana orientale sono aree private, appartenenti ad aziende agricole o gestite da associazioni di cittadini, per le quali non sono disponibili molte informazioni. Per le aree più grandi, realizzate e gestite da o insieme alle amministrazioni pubbliche locali, è possibile ricavare alcuni tratti generali che caratterizzano gli impianti naturaliformi derivanti dall'attuazione del regolamento 2080/92. La prescrizione per la piantumazione iniziale suggerisce l'uso di piantine provenienti da sementi raccolte nelle aree limitrofe la zona di imboschimento, ovvero le aree veneto-friulana o padana, in modo da garantire la costituzione di un bosco quanto più simile a quello originale, adatto alle condizioni climatiche e orografiche dell'area ed evitando possibili inquinamenti del materiale genetico. Le piante sono messe a dimora in file parallele, spesso con un allineamento sinusoidale, in modo da dare una percezione "più naturale" del bosco man mano che questo invecchia (ad esempio negli impianti di bosco dell'Osellino a Mestre, dei boschi di San Marco a Cessalto o dei boschi Pressacon e Bandiziol a San Stino di Livenza) e da consentire al contempo la creazione di una struttura dell'impianto che faciliti le operazioni meccanizzate di manutenzione. La distanza tra alberi è solitamente di circa 3-3.5 m e tra le specie arboree vi è l'impianto di specie arbustive tipiche del quercio-carpinetto di pianura. In teoria, la gestione degli impianti naturaliformi non prevede operazioni di manutenzione come ceduazioni o potature, e gli unici interventi previsti dalla gestione possono essere piccoli tagli ("fustaia trattata a tagli successivi") allo scopo di favorire la rinnovazione spontanea ed ottenere un bosco con piante di diverse classi di età ("bosco disetaneo a gruppi") che si perpetua con la rinnovazione naturale.



## 2.0 Stratificazione verticale degli Icnemonidi della Riserva Naturale di “Bosco della Fontana”<sup>2</sup>

Le comunità di insetti della canopy sono state a lungo un territorio poco investigato negli studi sulla biodiversità e l'ecologia degli artropodi forestali. Solo di recente, lo sviluppo di nuovi metodi di campionamento ha permesso di esplorare la composizione in specie degli insetti delle chiome forestali (Basset et al. 2003; Vance et al. 2007), rivelando come diversi gruppi di artropodi presentino una stratificazione verticale, sia nelle foreste tropicali che in quelle temperate (si vedano ad esempio Preisser et al. 1998; Basset 2001; Basset et al. 2003; Floren & Schmidl 2008). La variazione delle comunità di artropodi tra canopy e sottobosco è il risultato di diversi fattori, quali variazioni microclimatiche (temperatura, umidità, esposizione alla luce diretta), disponibilità di risorse, competizione intra- e inter-specifica (Basset et al. 2003; Ulyshen 2011). Anche nelle foreste temperate, la canopy fornisce diversi servizi ecologici: i rami più alti degli alberi morti offrono un habitat adatto all'insediamento di una fauna saproxilica specializzata e di quegli insetti che nidificano nelle cavità create dagli xilofagi (Sobek et al. 2009; Ulyshen et al. 2011a); le chiome possono rappresentare una riserva di risorse, come la melata, stagionalmente non sempre disponibili nel sottobosco (Ulyshen et al. 2010; Di Giovanni et al. *in prep.*); le aperture a livello della canopy possono essere usate come punto di aggregazione per maschi e femmine durante le sciamature per l'accoppiamento (Birtele & Hardersen 2012; Stireman et al. 2012).

Tuttavia, relativamente pochi studi hanno investigato le comunità della canopy di insetti molto mobili come Ditteri o Imenotteri, nelle foreste temperate (Preisser et al. 1998; Sperber et al. 2004; Vance et al. 2007; Pucci 2008; Sobek et al. 2009; Ulyshen et al. 2010; 2011a; 2011b; Birtele & Hardersen 2012; Stireman et al. 2012; Di Giovanni et al. *in prep.*). Nel caso degli Icnemonidi, i pochi studi effettuati sulla canopy delle foreste temperate si sono spesso limitati a fornire un elenco delle specie rinvenute in questo habitat (Horstmann et al. 1999; Horstmann & Floren 2008; Stüben et al. 2010); nei casi in cui siano state indagate le differenze nella diversità e nella composizione in specie tra canopy e sottobosco (Preisser et al. 1998; Vance et al. 2007; Pucci 2008; Smith et al. 2012), queste non sono state però messe in relazione con le strategie biologiche adottate dalle singole specie e con la struttura della foresta stessa.

Mediante un campionamento intensivo, condotto nel 2008 con trappole Malaise nel sottobosco e sulla canopy della foresta planiziale relitta di Bosco della Fontana (Mantova, Lombardia), è stato possibile analizzare la composizione e la stratificazione orizzontale e verticale della comunità di Imenotteri Icnemonidi della foresta. Obiettivi della ricerca sono stati:

- (i) la valutazione delle differenze nella composizione in specie di Icnemonidi nel sottobosco e nella canopy di una foresta planiziale nella Pianura Padana del nord-est;
- (ii) l'analisi dell'influenza dei parametri strutturali nell'intorno dei siti di campionamento sulla diversità in specie osservata nei due microhabitat;
- (iii) la verifica dell'ipotesi che specie con differenti strategie di parassitismo abbiano una differente distribuzione tra sottobosco e canopy e rispondano in modo differente alla struttura della foresta.

---

<sup>2</sup> I risultati del seguente studio sono stati pubblicati in Di Giovanni et al. 2015a.

## 2.1 Materiali e Metodi

### 2.1.1 Area di studio e campionamento

Lo studio è stato condotto nel 2008 nella Riserva Naturale Orientata Biogenetica di Bosco della Fontana (FIG. 2.1a) e fa parte di un progetto più ampio, denominato progetto CANOPY, condotto dallo staff del Centro Nazionale per lo Studio e la Conservazione della Biodiversità Forestale volto all'esplorazione dell'entomofauna della canopy di una foresta planiziale temperata. La riserva (coordinate WGS84 45°12.030'N, 10°44.085'E) è situata nel comune di Marmirolo, a 5 km da Mantova, all'interno di un contesto paesaggistico caratterizzato da una massiccia presenza antropica e alto sfruttamento agricolo. La zona costituisce un SIC (sito di interesse comunitario) ed è inclusa dal 1984 nel Parco Naturale del Mincio (Mason 2002; Mason et al. 2002). L'area protetta si estende per 233 ha, ad una quota media di 25 m s.l.m., e consiste in 198 ha di foresta, 2 ha circa di acquitrini artificiali e 33 ha di prati e viali (Mason et al. 2002). A sua volta, l'area boschiva può essere divisa in una porzione nord-orientale di foresta mesoigrofila a *Fraxinus oxycarpa*, una regione nord-orientale mesoxerofila a *Quercus cerris* ed una meridionale, mesoxerofila, a prevalenza di *Quercus robur* (Mason et al. 2002). L'area è gestita dal Corpo Forestale dello Stato e costituisce una testimonianza della foresta planiziale che ricopriva la Pianura Padana dopo l'ultima glaciazione (Persico, 1998).

Un totale di 14 trappole Malaise (B&S Entomological Services) sono state collocate nella parte meridionale della riserva (FIG. 2.1b e c), nella porzione di foresta mesoxerofila a prevalenza di farnia e classificata come appartenente all'associazione vegetale *Polygonato multiflori – Quercetum roboris* Sartori, 1980, sottoassociazione fitosociologica *carpinetosum betuli* Sartori, 1984. La struttura forestale di quest'area è a due piani, con bassa percentuale di *gap* (dovuti ad allagamento artificiale di alcune particelle) e caratterizzata dalla presenza della quercia rossa come specie alloctona (Mason et al. 2002). Sette trappole sono state posizionate a terra e sette issate a livello della volta forestale, ad un'altezza compresa tra i 15 e i 21 m, e secondo la metodologia proposta da Faulds & Crabtree (1995). I siti per le 14 trappole sono stati scelti secondo un disegno completamente casuale, e con una distanza minima tra i siti di 70 m. Per minimizzare l'effetto margine, le trappole sono state posizionate all'interno dell'area forestale, ad almeno 40 m dal margine della riserva, almeno 30 m dalle praterie interne e almeno 10 m dai sentieri interni.

Il trappolamento è stato condotto in maniera continuativa dal 1° Aprile al 25 Novembre 2008. I contenitori di raccolta del materiale sono stati sostituiti ogni 15 giorni, per un totale di 17 raccolte. Il materiale oggetto del presente lavoro è stato poi conservato, in parte in alcool al 70% e in parte a secco, nella collezione dell'autore presso la sede di Entomologia dell'Università "Sapienza" di Roma (MZUR) e nelle collezioni del Centro Nazionale per lo Studio e la Conservazione della Biodiversità Forestale presso l'Ufficio per il Territorio e la Biodiversità del Corpo Forestale dello Stato a Verona.

### 2.1.2 Gruppi studiati

In questo studio sono state prese in considerazione quattro sottofamiglie di Icneumonidi: Xoridinae, Pimplinae, Poemeniinae e Rhyssinae. Questi gruppi sono alcuni dei più studiati e conosciuti tra gli Icneumonidi e includono diverse specie di importanza economica (Aubert 1969b; Fitton et al. 1988; Gauld et al. 2002a). Un breve elenco dei lavori utili per l'identificazione delle specie appartenenti a queste sottofamiglie e dei lavori riguardanti la biologia delle specie è riportato nel CAP. 3.0. Le specie raccolte sono state divise in tre diverse *guild*, seguendo le categorie proposte da Gauld per i Pimpliformi (Gauld 1991; Sääksjärvi et al. 2006; TAB. 2.1):

- (i) idiobionti parassitoidi di ospiti nascosti in profondità nei tessuti delle piante (IDC: *idiobionts of deeply concealed hosts*). Questo gruppo comprende i rappresentanti di Xoridinae, Poemeniinae e Rhyssinae, il genere *Perithous* nei Delomeristini e alcuni generi della tribù Ephialtini (*Dolichomitus*, *Ephialtes*, *Liotryphon*). Si tratta di ectoparassitoidi di larve saproxiliche di coleotteri o imenotteri, che scavano gallerie nel legno o sotto la corteccia in alberi morti o marcescenti.
- (ii) idiobionti parassitoidi di ospiti poco nascosti (ad es. parassitoidi di insetti minatori o di pupe) o di ospiti esposti (IWC: *idiobionts of weakly concealed hosts*). Questo gruppo include le specie della tribù Pimplini, endoparassitoidi soprattutto di pupari di Lepidotteri.
- (iii) parassitoidi di ragni (SP: *spider parasitoids*). Questa categoria comprende i restanti generi di Ephialtini e racchiude, secondo la classificazione di Gauld (1991), la categoria degli pseudoparassitoidi che si cibano di ovature di ragno (es. *Clistopyga*, *Tromatobia*, *Zaglyptus*) e quella degli ectoparassitoidi coinobionti di ragni adulti (*Polysphincta*, *Zatypota*).

### 2.1.3 Variabili prese in esame e analisi statistiche

Un'area di 400 m<sup>2</sup> è stata definita nell'intorno della trappola, in ognuno dei siti scelti per il campionamento. Tutte le specie arboree di diametro maggiore di 10 cm ad altezza di 1.20 m da terra sono state identificate a livello di specie. Quattro parametri ambientali sono stati presi in considerazione (TAB. 2.2):

- (i)  $\alpha$ -diversità delle specie arboree, calcolata utilizzando l'indice di diversità di Shannon (H);
- (ii) diametro medio (in cm) delle specie arboree, ad 1.20 m di altezza dal terreno (DBH: *diameter at breast height*);
- (iii) area basimetrica (SBA: *stand basal area*), calcolata come somma delle sezioni trasversali degli alberi nell'area considerata (esclusi gli alberi morti in piedi) e stimata su ha (m<sup>2</sup>/ha);
- (iv) volume totale di legno morto (DW: *dead wood*), misurato sommando tutti i volumi individuali di alberi morti in piedi (*snags*) e alberi morti a terra (*logs*) presenti nell'area considerata e stimato su ha (m<sup>3</sup>/ha).



Un modello generale lineare è stato utilizzato per testare gli effetti del posizionamento della trappola (canopy vs. sottobosco) e dei parametri ambientali sulla ricchezza in specie di Icneumonidi. L'uso di questo modello è possibile perché i residui del modello stesso approssimano una distribuzione normale. La variabile esplicativa è data dal numero totale di specie raccolte per le 14 trappole nell'arco delle 17 raccolte effettuate. Nel modello iniziale sono state incluse tutte le variabili ambientali, per poi procedere alla semplificazione del modello attraverso l'esclusione dei parametri non significativi (*backward stepwise selection*;  $P \text{ value} > 0.05$ ):

$$n^{\circ} \text{ specie} \sim H + \text{DBH} + \text{SBA} + \text{DW} + \text{posizione}$$

Un modello lineare misto è stato utilizzato per testare l'ipotesi secondo cui i tratti biologici influenzino la stratificazione verticale ed orizzontale delle specie. La variabile *guild* è stata aggiunta al modello precedente, testando per l'interazione di quest'ultima con la posizione della trappola (canopy vs. sottobosco) e con i parametri SBA (area basale) e DW (volume di legno morto). La variabile esplicativa in questo caso è data dal numero totale di specie raccolte per *guild* per le 14 trappole nell'arco delle 17 raccolte effettuate. Le interazioni tra SBA/DW e *guild* sono state aggiunte ipotizzando che questi fattori possano influenzare in maniera differente la ricchezza in specie di parassitoidi idiobionti di defogliatori (SBA) o di xilofagi (DW) presenti nell'area:

$$n^{\circ} \text{ specie} \sim \text{SBA} * \text{guild} + \text{DW} * \text{guild} + H + \text{DBH} + \text{posizione} * \text{guild}, \text{ random effect} = \sim 1 | \text{trappola}$$

In questo secondo modello, a causa del numero limitato di repliche ( $n = 14$ ) e al numero relativamente alto di variabili in esame, è stata eseguita un'analisi inferenziale multi-modello (Burnham & Anderson 2002), utilizzando il pacchetto *MuMIn* (Barton 2010) in R. Questo approccio consente di confrontare la bontà di tutti i possibili modelli che si ottengono dalla combinazione delle variabili presenti nel modello iniziale, utilizzando i valori di AIC (AICc) per ogni modello. In questo caso, i valori di AICc utilizzati sono corretti per campioni di piccole dimensioni. L'AICc misura la bontà relativa di un determinato modello, proporzionalmente all'adattamento del modello ai dati e al numero di parametri usati nel modello stesso. Il modello "migliore" risulterà quello (tra tutti i possibili modelli, compresi il modello di partenza e il modello nullo) con il minore valore di AICc. Tutti i restanti modelli generati possono essere quindi ordinati sulla base della differenza nei valori di AICc rispetto al modello "migliore" ( $\Delta \text{AICc}_i = \text{AICc}_i - \text{AICc}_{\text{minimum}}$ , dove  $i$  rappresenta l' $i$ -esimo modello). La differenza in AICc indica il supporto relativo per tutti i possibili modelli; un modello è considerato plausibile se il suo valore di  $\Delta \text{AICc}$  è minore di 2 (Burnham & Anderson 2002). Ad ogni modello nell'analisi, inoltre, è possibile attribuire un peso ( $w_i$ ), che rappresenta la probabilità che il modello  $i$ -esimo sia selezionato come modello "migliore" nell'analisi inferenziale multi-modello, se i dati venissero raccolti ancora una volta sotto le stesse identiche circostanze. Il peso del modello ( $w_i$ ) può essere interpretato come una misura dell'incertezza nella selezione del modello

stesso durante l'analisi. La procedura consente anche di valutare il peso relativo di ogni variabile presente nel modello di partenza, sommando i valori di  $w_i$  ( $\sum w_i$ ) di tutti i modelli in cui la variabile compare.

Per poter mettere a confronto l'andamento della raccolta nei due ambienti, le curve di rarefazione (*sample-based rarefaction curves*) per le trappole della canopy e del sottobosco e i rispettivi intervalli di confidenza al 95% sono state calcolate utilizzando il software EstimateS 9.1.0 (Colwell 2013). Le curve di rarefazione sono costruite sulla base della matrice di presenza/assenza, calcolando il numero medio di specie attese (e il corrispondente intervallo di confidenza del 95%) per ogni sottoinsieme  $t$  di trappole prese in considerazione su  $T$  trappole totali utilizzate nel campionamento (Gotelli & Colwell 2011). Tali curve consentono di mettere in relazione la ricchezza in specie in due diversi campioni in funzione della misura dello sforzo condotto, anche quando, come in questo caso, il numero di individui raccolto nei due campioni è notevolmente differente (Gotelli & Colwell 2001). Nello stesso modo, sono state calcolate anche le curve di rarefazione e i rispettivi intervalli di confidenza al 95% per i due micro-habitat per ogni *guild* separatamente, in modo da poter mettere a confronto l'accumulazione di specie con differenti strategie biologiche nei due ambienti all'aumentare dello sforzo di cattura.

Per indagare l'associazione tra la posizione della trappola (canopy vs. sottobosco) e la composizione in specie della comunità, un'analisi delle componenti principali (PCA) è stata condotta utilizzando il software CANOCO 4.5 (Lepš & Šmilauer 2003). Una trasformazione logaritmica ( $\log x+1$ ) della matrice di abbondanza per specie è stata effettuata per ridurre il peso delle specie dominanti nell'analisi. Per valutare quanto della variazione osservata nella composizione in specie con la PCA può essere spiegata dai parametri ambientali, un'analisi di ridondanza (RDA) è stata effettuata sulla stessa matrice, considerando i fattori H, DBH, SBA, DW e posizione della trappola. La significatività della procedura di ordinamento condizionata è stata testata utilizzando un test di permutazione Monte Carlo con 499 randomizzazioni, e solo i fattori significativi ( $P \text{ value} < 0.01$ ) sono stati inseriti nel modello finale (Lepš & Šmilauer 2003).

Le differenze nella  $\beta$ -diversità tra coppie di trappole sono state calcolate nei due microhabitat separatamente utilizzando l'indice di  $\beta$ -diversità di Colwell & Coddington ( $\beta_{cc}$ ). Un'analisi permutazionale delle dispersioni multivariate (PERMDISP; Anderson 2004) è stata quindi utilizzata per testare la differenza nei valori di  $\beta$ -diversità tra canopy e sottobosco, tramite il pacchetto *vegan* di R (Oksanen et al. 2013). Per capire se la differenza osservata nei valori di  $\beta$  tra i due ambienti fosse dovuta al turnover di specie o a differenze nella ricchezza in specie, l'analisi permutazionale è stata ripetuta scomponendo la  $\beta_{cc}$  nelle due componenti  $\beta_{-3}$  (turnover) e  $\beta_{rich}$  (ricchezza in specie) (Carvalho et al. 2012). Infine, sono state analizzate le differenze nella distribuzione temporale della  $\beta$ -diversità sulla canopy e nel sottobosco, calcolando il valore medio di  $\beta_{-3}$  e di  $\beta_{rich}$  tra due eventi di raccolta per ogni trappola e il valore medio totale della  $\beta$  per la canopy e per il sottobosco sono stati quindi confrontati con un'analisi della varianza (*one-way ANOVA*).

## 2.2 Risultati

### 2.2.1 Checklist delle specie di Icneumonidi della Riserva Naturale di “Bosco della Fontana”

Fino ad oggi, *Rhembobius perscrutator* (Thunberg, 1822) (Cryptinae, Phygadeuotini) era l'unica specie di icneumonide nota per la riserva di Bosco della Fontana, ottenuta dall'allevamento di pupari di *Myathropa florea* (Linnaeus, 1758) (Diptera, Syrphidae) raccolti in fenditure basali praticate su *Platanus hybrida* (Birtele 2004).

I campionamenti effettuati con il progetto CANOPY nel 2008 e quelli preparatori per lo studio sulle comunità di Icneumonidi delle foreste planiziali effettuati nel 2013 (vedi CAP. 3.0) hanno permesso di aggiungere altre 100 specie alla lista degli Icneumonidi noti per la riserva. Di queste, 17 sono risultate nuove per l'Italia.

Di seguito, viene fornito l'elenco delle specie di Icneumonidi della Riserva Naturale di Bosco della Fontana. Per ogni specie, oltre ad autore e anno di descrizione, sono riportati l'habitat di raccolta, la modalità di cattura e l'eventuale lavoro in cui il dato è stato pubblicato. Il sistema di codifica segue quanto riportato in Mason et al. (2002): **Qr**: foresta mesoxerofila a *Quercus robur*, associazione *Polygonatum multiflori* – *Quercetum roboris* Sartori, 1980, sottoassociazione *carpinetosum betuli* (Sartori, 1984); **Gr**: prateria a specie xerofile, su suolo ghiaioso. **Al**: da allevamento; **R**: cattura diretta; **M**: trappola Malaise. Le specie sottolineate sono nuove segnalazioni per la fauna italiana.

#### **Acaenitinae**

*Phaenolobus terebrator* (Scopoli, 1763) Qr M -

#### **Adelognathinae**

*Adelognathus brevis* Kasparyan, 1986 Qr M -

#### **Anomaloninae**

*Agrypon flaveolatum* (Gravenhorst, 1807) Qr M -

*Therion circumflexum* (Linnaeus, 1758) Gr R -

#### **Brachycyrtinae**

*Brachycyrtus ornatus* Kriechbaumer, 1880 Qr M -

#### **Campopleginae**

*Eriborus terebrator* Aubert, 1960 Qr M Di Giovanni & Reshchikov 2016

*Tranosema rostrale* (Brischke, 1880) Qr M Di Giovanni & Reshchikov 2016

#### **Cremastinae**

*Dimophora nitens* (Gravenhorst, 1829) Qr M -

#### **Cryptinae**

*Acroricnus seductor* (Scopoli, 1786) Gr R -

*Acroricnus stylator* (Thunberg, 1822) Qr M -

*Ateleute linearis* Förster, 1871 Qr M -

*Diaglyptidea conformis* (Gmelin, 1790) Qr M -

*Polyaulon paradoxus* (Zetterstedt, 1838) Qr M -



<i>Rhembobius perscrutator</i> (Thunberg, 1822)	Qr	Al	Birtele 2004
<b>Ctenopelmatinae</b>			
<u><i>Lathrolestes (Lathrolestes) luteolator</i></u> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015b
<u><i>Phobetes nigriventris</i></u> (Teunissen, 1953)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015b
<i>Sympherta antilope</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	-
<b>Diacritinae</b>			
<u><i>Diacritus aciculatus</i></u> (Vollenhoven, 1878) (FIG 2.2)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015b
<b>Diplazontinae</b>			
<u><i>Diplazon parvus</i></u> Klopstein, 2014	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015b
<i>Diplazon pectoratorius</i> (Thunberg, 1822)	Qr	M	-
<i>Homotropus longiventris</i> Thomson, 1890	Qr	M	-
<b>Hybrizontinae</b>			
<i>Hybrizon buccatus</i> (Brebisson, 1825)	Qr	M	-
<b>Ichneumoninae</b>			
<i>Cratichneumon culex</i> (Müller, 1776)	Qr	M	-
<i>Crypteffigies lanius</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	-
<i>Homotherus varipes</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	-
<i>Ichneumon confusor</i> Gravenhorst, 1820	Qr	M	-
<i>Misetus oculatus</i> Wesmael, 1845	Qr	M	-
<i>Stenobarichneumon basiglyptus</i> (Kriechbaumer, 1890)	Qr	M	-
<b>Mesochorinae</b>			
<u><i>Astiphromma aggressor</i></u> (Fabricius, 1804)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015b
<u><i>Astiphromma albitarse</i></u> (Brischke, 1880)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015b
<i>Astiphromma buccatum</i> (Thomson, 1886)	Qr	M	-
<i>Astiphromma splenium</i> (Curtis, 1833)	Qr	M	-
<i>Cidaphus alarius</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	-
<i>Mesochorus tenthredinidis</i> Schwenke, 1999	Qr	M	-
<i>Stictopisthus uncinctor</i> (Thunberg, 1822)	Qr	M	-
<b>Metopiinae</b>			
<u><i>Exochus castaniventris</i></u> Brauns, 1896	Qr	M	-
<i>Hypsicera britannica</i> Tolkanitz, 2011	Qr	M	-
<i>Metopius (Peltocarus) dentatus</i> (Fabricius, 1779)	Qr	M	-
<u><i>Stethoncus sulcator</i></u> Aubert, 1963	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015b
<b>Ophioninae</b>			
<i>Enicospilus ramidulus</i> (Linnaeus, 1758)	Qr	M	-
<i>Ophion minutus</i> Kriechbaumer, 1879	Qr	M	-
<i>Stauropoctonus bombycivorus</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	-
<b>Orthocentrinae</b>			
<i>Gnathochorisis flavipes</i> Förster, 1871	Qr	M	-
<u><i>Megastylus (Dicolus) impressor</i></u> Schiødte, 1838	Qr	M	-
<i>Megastylus (Megastylus) cruentator</i> Schiødte, 1838	Qr	M	-

<i>Megastylus (Megastylus) flavopictus</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	-
<i>Symplecis bicingulata</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	-
<b>Oxytorinae</b>			
<i>Oxytorus luridator</i> (Gravenhorst, 1820)	Qr	M	-
<b>Pimplinae</b>			
<i>Apechthis compunctor</i> (Linnaeus, 1758)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Apechthis quadridentata</i> (Thomson, 1877)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Apechthis rufata</i> (Gmelin, 1790)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Clistopyga incitator</i> (Fabricius 1793)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Dolichomitus imperator</i> (Kriechbaumer, 1854)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Dolichomitus mesocentrus</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Ephialtes manifestator</i> (Linnaeus, 1758)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Itopectis alternans</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Itopectis maculator</i> (Fabricius, 1775)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Liotryphon crassiseta</i> (Thomson, 1877)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Paraperithous gnathaulax</i> (Thomson, 1877)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Perithous albicinctus</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Perithous scurra</i> (Panzer, 1804)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Perithous septemcinctorius</i> (Thunberg, 1822)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Pimpla contemplator</i> (Müller, 1776)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Pimpla insignatoria</i> (Gravenhorst, 1807)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Pimpla rufipes</i> (Miller, 1759)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Pimpla spuria</i> Gravenhorst, 1829	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Pimpla turionellae</i> Linnaeus, 1758	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Polysphincta longa</i> Kasparyan, 1976 <sup>3</sup>	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Theronia atalantae</i> (Poda, 1761)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Tromatobia lineatoria</i> (Villers, 1789)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Tromatobia ovivora</i> (Boheman, 1821)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Zaglyptus multicolor</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Zaglyptus varipes</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Zatypota albicoxa</i> (Walker, 1874)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Zatypota percontatoria</i> (Müller, 1776)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<b>Poemeniinae</b>			
<i>Deuteroxorides elevator</i> (Panzer, 1799)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Neoxorides nitens</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Podoschistus scutellaris</i> (Desvignes, 1856)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<b>Rhyssinae</b>			
<i>Megarhyssa vagatoria</i> (Fabricius, 1793)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Rhyssella oblitterata</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a

<sup>3</sup> Erroneamente riportata come *P. boops* Tschek, 1869 in Di Giovanni et al. 2015a. Sulla confusione tra queste due specie si veda Fritzén & Shaw (2014).

### Stilbopinae

<i>Stilbops (Stilbops) limneriaeformis</i> (Schmiedeknecht, 1888)	Qr	M	-
<i>Stilbops (Stilbops) vetulus</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	-

### Tersilochinae

<i>Diaparsis (Diaparsis) multiplicator</i> Aubert, 1969	Qr	M	-
<u><i>Diaparsis (Diaparsis) nutritor</i> (Fabricius, 1804)</u>	Qr	M	-
<u><i>Diaparsis (Nanodiaparsis) aperta</i> (Thomson, 1889)</u>	Qr	M	-
<i>Sathropterus pumilus</i> (Holmgren, 1860)	Qr	M	-
<i>Tersilochus (Tersilochus) longicaudatus</i> Horstmann, 1971	Qr	M	-
<i>Phrudus badensis</i> Hilpert, 1987	Qr	M	-

### Tryphoninae

<i>Ctenochira merisionator</i> Aubert, 1969	Qr	M	-
<i>Monoblastus caudatus</i> (Hartig, 1837)	Qr	M	-
<i>Tryphon (Tryphon) signator</i> Gravenhorst, 1829	Qr	M	-

### Xoridinae

<i>Ischnoceros caligatus</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Ischnocerus rusticus</i> (Geoffroy, 1785)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Xorides csikii</i> Clément, 1938	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Xorides filiformis</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Xorides gracilicornis</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Xorides gravenhorstii</i> (Curtis, 1831)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<u><i>Xorides hedwigi</i> Clément, 1938</u>	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Xorides praecatorius</i> (Fabricius, 1793)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Xorides rufipes</i> (Gravenhorst, 1829)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a
<i>Xorides sepulchralis</i> (Holmgren, 1860)	Qr	M	Di Giovanni et al. 2015a

## 2.2.2 Analisi dei dati

Sono stati raccolti un totale di 4311 esemplari appartenenti a 42 specie. Le trappole del sottobosco hanno permesso di raccogliere 4136 esemplari, a fronte dei 175 raccolti con le trappole della canopy. Se si considera il numero delle specie, 34 sono state raccolte nel sottobosco e ben 24 sulla canopy, di cui 8 presenti esclusivamente nelle trappole sospese (TAB. 2.1).

Le curve di rarefazione si presentano simili per i due microhabitat (FIG. 2.3), con un'elevata pendenza iniziale che tende a decrescere senza raggiungere l'asintoto. La pendenza nel tratto finale è simile per i due ambienti, ad indicare che l'efficienza di cattura per le trappole del sottobosco e della canopy è stata simile nonostante la forte disparità nel numero di esemplari raccolti. Considerando le tre *guild* separatamente, le curve di rarefazione di canopy e sottobosco per i parassitoidi di ragni (SP) e per i parassitoidi di defogliatori (IWC) risultano simili, mentre differiscono leggermente quelle relative ai parassitoidi di xilofagi (IDC), con la pendenza della curva delle trappole sulla canopy più marcata rispetto a quella delle trappole del sottobosco (FIG. 2.4).

Nell'analisi con il modello lineare, la ricchezza in specie è risultata essere influenzata dal posizionamento della trappola (canopy vs. sottobosco) e dall'area basimetrica. Quest'ultima è positivamente correlata con il numero di specie raccolte (TAB. 2.3 e 2.4). Il modello lineare misto, che include la variabile *guild* come effetto, ha rivelato un'interazione tra la strategia di parassitismo adottata dalle singole specie e la stratificazione verticale osservata (TAB. 2.4); i parassitoidi di defogliatori e quelli di xilofagi sono risultati nettamente più abbondanti come numero di specie nel sottobosco che nella canopy, mentre i parassitoidi di ragni hanno mostrato una ricchezza in specie simile nei due microhabitat (FIG 2.5).

La PCA ha mostrato una netta separazione tra le trappole poste nei due ambienti (FIG. 2.6). Più del 70% della varianza totale è legata al primo asse e dipendente dal posizionamento della trappola, mentre solo l'8% della varianza è legata al secondo asse e non spiegabile dalle variabili considerate. Nel grafico di ordinamento risultante (FIG. 2.6), tutti i parassitoidi di defogliatori e tutti quelli legati a xilofagi (con l'unica eccezione di *Xorides gracilicornis*) hanno mostrato una netta associazione con le trappole a terra. Nei parassitoidi di ragni, alcune specie hanno mostrato un'associazione verso le trappole a terra (*Polysphincta longa*), altre verso quelle sospese sulla canopy (*Clistopyga incitator*, *Tromatobia ovivora*, *Zaglyptus multicolor*). Nella RDA, la posizione della trappola è risultato unico fattore significativo ( $F=25.693$ ;  $P=0.002$ ), a cui è attribuibile il 68% della varianza osservata.

La differenza nella composizione in specie tra i due ambienti è stata confermata dall'analisi permutazionale delle dispersioni multivariate sulla  $\beta$ -diversità ( $\beta_{cc}$ :  $F=21.744$ ,  $P<0.01$ ,  $df=12$ ). La comunità della canopy è risultata quella con il più alto valore di variazione spaziale ( $\beta_{cc}$  canopy=0.66;  $\beta_{cc}$  sottobosco=0.44). Ripartendo la  $\beta_{cc}$  nelle due componenti  $\beta_{-3}$  (turnover) e  $\beta_{rich}$  (ricchezza in specie), emerge che la differenza nella composizione in specie osservata tra i due ambienti è dovuta al turnover tra trappole ( $\beta_{-3}$ :  $F=12.91$ ,  $P<0.01$ ,  $df=12$ ) più che ad una differenza in termini di ricchezza in specie ( $\beta_{rich}$ :  $F=1.277$ ,  $P=0.28$ ,  $df=12$ ). L'analisi della  $\beta$ -diversità temporale non ha invece mostrato differenze significative nella variazione della  $\beta$  tra sottobosco e canopy durante i diversi periodi di campionamento ( $\beta_{-3}$ :  $F=0.905$ ,  $P<0.37$ ,  $df=12$ ;  $\beta_{rich}$ :  $F=0.99$ ,  $P=0.35$ ,  $df=12$ ).

### 2.3 Discussione

Questo studio ha permesso di dimostrare come la canopy di una foresta temperata ospiti una comunità di Imenotteri Icneumonidi significativamente differente da quella del sottobosco. Sebbene la maggior abbondanza di individui e la maggiore ricchezza in specie sia stata rilevata nelle trappole a terra, ben otto delle 42 specie raccolte sono state catturate esclusivamente dalle trappole sospese, ad indicare che la comunità della canopy non è semplicemente un sottoinsieme di quella del sottobosco.

L'utilizzo di categorie biologiche nell'analisi ha permesso di evidenziare come la stratificazione verticale differisca tra gruppi con diverse strategie di parassitismo. I parassitoidi idiobionti di xilofagi e di defogliatori hanno mostrato una netta stratificazione verticale, con una maggiore abbondanza e diversità in specie concentrata al suolo. Questi dati riflettono verosimilmente una maggiore presenza di ospiti potenziali

per queste specie a livello del sottobosco (Vance et al. 2007; Pucci 2008; Sobek et al. 2009; Ulyshen 2011). I parassitoidi di defogliatori, come i rappresentanti della tribù Pimplini (Pimplinae), attaccano prevalentemente larve o pupe di Lepidotteri presenti al suolo o negli strati arbustivi (Fitton et al. 1988). La categoria dei parassitoidi di xilofagi comprende specie che attaccano larve di Coleotteri, Imenotteri o Lepidotteri sotto la corteccia degli alberi o all'interno di alberi morti o marcescenti o specie che attaccano Apoidei nidificanti in cavità del legno (genere *Perithous*) (Fitton et al. 1988). La stratificazione verticale dei parassitoidi di xilofagi è il risultato di una differenza nelle comunità di ospiti che vivono e si sviluppano su legni morti a terra (*logs*) e in piedi (*stands*) (Hilszczański et al. 2005; Ulyshen et al. 2011a), così come di una diversa composizione in specie ospiti tra porzione superiore ed inferiore degli alberi morti in piedi (Ulyshen & Hanula 2009; Ulyshen et al. 2011a). I parassitoidi di defogliatori e di xilofagi sono stati rinvenuti nelle trappole sospese solo occasionalmente e in numeri molto bassi. In conseguenza di ciò, si osserva una maggiore variazione nella composizione in specie per le trappole della canopy rispetto a quelle del sottobosco, con un valore di  $\beta$ -diversità più elevato per le trappole sospese rispetto a quelle a terra. È probabile che per le specie legate al sottobosco, la canopy funzioni come un corridoio per gli spostamenti, sfruttando gli spazi aperti a livello della volta forestale per evitare di volare tra il fitto strato arbustivo sottostante (Horstmann et al. 1999; Horstmann & Floren 2008; Pucci 2008; Di Giovanni et al. *in prep.*).

La situazione è nettamente differente per i parassitoidi di ragni, i quali non mostrano stratificazione verticale, ma, al contrario, sono presenti nei due microhabitat con valori simili di abbondanza e ricchezza in specie. A causa del basso numero di specie, la *guild* usata in questo studio raggruppa due delle categorie utilizzate da Gauld (1991), e comprende i parassitoidi idiobionti o pseudoparassitoidi di ovature di ragni o di ragni adulti (*Clistopyga*, *Tromatobia*, *Zaglyptus*) e i parassitoidi coinobionti di ragni adulti (*Polysphincta*, *Zatypota*). Sebbene la biologia della maggior parte di queste specie rimane poco conosciuta, la presenza di parassitoidi di ragni negli strati alti delle foreste è già stata documentata in passato (Fitton et al. 1987; Stüben et al. 2010; Korenko et al. 2011), così come l'abbondanza di ragni costruttori di tele o di ragni cacciatori negli strati superiori delle foreste tropicali (Sørensen 2004) e temperate (Larrivé & Buddle 2009; Otto & Floren 2010). La presenza di parassitoidi di ragni in egual misura sia sulla canopy che nel sottobosco lascia ipotizzare che specie differenti possano perlustrare gli stessi alberi ma ad altezze diverse, dalla base verso la volta forestale, in cerca dei loro rispettivi ospiti.

Gli studi sull'influenza delle variabili ambientali sulle comunità di Icneumonidi hanno mostrato in generale una scarsa associazione tra le caratteristiche strutturali dell'ambiente circostante e la ricchezza in specie di parassitoidi. È stato ipotizzato che maggiore sia il livello trofico occupato da un gruppo di organismi, minore possa essere l'influenza dei parametri ambientali sulla diversità in specie osservata relativa al gruppo stesso (Fraser et al. 2007; 2008). In questo studio, parametri come la ricchezza in specie di piante o il volume totale di legno morto non sono apparsi influenzare la ricchezza in specie di Icneumonidi. Un incremento nel numero di specie di alberi e arbusti presenti è stato dimostrato essere un elemento importante nel determinare la ricchezza in specie di parassitoidi (Sperber et al. 2004; Sääksjärvi et al. 2006; Fraser et al. 2007; 2008), perché ad una maggiore diversità di piante corrisponde un numero maggiore di potenziali

specie ospiti (Sperber et al. 2004). È probabile che il campionamento limitato ad una sola associazione vegetativa, il quercio-carpineto, non abbia fornito un gradiente di diversità tale da determinare una differenza netta nella diversità in specie di parassitoidi osservata. Parimenti, il volume totale di legno morto nel sottobosco non sembra avere effetto sulla ricchezza in specie di parassitoidi, neanche se riferito alla sola *guild* dei parassitoidi di xilofagi. In questo caso è probabile che la classe di decadimento o le condizioni microclimatiche del legno morto – più che il volume totale – siano più importanti nel plasmare le comunità di parassitoidi attratte da esso alla ricerca di potenziali ospiti (Hilszczański et al. 2005; Gibb et al. 2008; Sobek et al. 2009; Arnan et al. 2011; Ulyshen et al. 2011a).

L'area basimetrica è risultata l'unico fattore ambientale correlato positivamente con la diversità locale di Icneumonidi. I valori maggiori di area basimetrica sono stati osservati in corrispondenza delle sezioni più vecchie di foresta, caratterizzate dalla presenza di alberi maturi e di diametro maggiore. Nella stessa riserva di Bosco della Fontana, la presenza di alberi maturi è risultata influenzare la diversità di Ditteri Sirfidi (Birtele & Hardersen 2012). Alberi grandi ed anziani offrono un maggior numero di potenziali microhabitat e ospitano una fauna saproxilica specializzata (Michel & Winter 2009; Birtele & Hardersen 2012). Negli Icneumonidi, Hilszczański et al. (2005) ha mostrato che, nelle foreste naturali, le comunità di questi parassitoidi cambiano in relazione allo stadio di successione della foresta stessa, con comunità più complesse associate alle sezioni più mature del bosco. È ipotizzabile che la presenza di grandi alberi maturi all'interno di un ambiente relativamente omogeneo come quello di una foresta planiziale a quercio-carpineto possa influenzare positivamente la diversità in specie di parassitoidi, fornendo una maggiore diversità di microhabitat e quindi di potenziali ospiti. Nelle foreste temperate europee, la presenza di vecchie querce, ad esempio, è stata dimostrata influenzare la distribuzione delle specie nell'artropodofauna locale (Müller & Goßner 2007); alcune caratteristiche degli alberi di quercia, come l'architettura aperta della chioma e la quantità di legno morto sospeso accumulabile dalla pianta (sezioni di rami cavi o morti), fanno sì che le querce fungano da potenziali isole aggregative per alcuni gruppi di insetti (Sobek et al. 2009). Inoltre, la densità e l'abbondanza di parassitoidi di xilofagi nelle foreste temperate sembra diminuire in funzione dell'altezza della pianta considerata, sia in legni morti in piedi che a terra (Ulyshen et al. 2011a). Questo risultato suggerisce che i tronchi degli alberi morti o i loro rami più larghi possano favorire la presenza di parassitoidi di xilofagi e determinarne la stratificazione verticale.

**Tabella 2.1** – Totale delle specie e degli esemplari di Ichneumonidae raccolti con 14 trappole Malaise dal 1° Aprile al 25 Novembre 2008 nella Riserva Naturale di Bosco della Fontana (Mantova). Per ogni specie è riportata la *guild* di appartenenza, secondo le categorie proposte da Gauld (1991): IDC: parassitoidi idiobionti di ospiti nascosti in profondità; IWC: parassitoidi idiobionti di ospiti poco nascosti; SP: parassitoidi di ragni.

Specie	Guild	Canopy							Sottobosco						
		C1	C2	C3	C4	C5	C6	C7	U1	U2	U3	U4	U5	U6	U7
<b>Pimplinae Pimplini</b>															
<i>Apechthis compunctor</i> (Linnaeus 1758)	IWC	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	1	2	1	3
<i>Apechthis quadridentata</i> (Thomson 1877)	IWC	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-
<i>Apechthis rufata</i> (Gmelin 1790)	IWC	-	-	2	1	6	4	-	9	2	2	23	7	4	8
<i>Itopectis alternans</i> (Gravenhorst 1829)	IWC	2	-	1	1	2	2	-	12	4	7	7	8	6	10
<i>Itopectis maculator</i> (Fabricius 1775)	IWC	-	-	-	-	-	1	-	-	-	1	-	-	-	3
<i>Pimpla contemplator</i> (Müller 1776)	IWC	5	3	11	5	3	8	2	421	364	591	881	412	222	425
<i>Pimpla insignatoria</i> (Gravenhorst 1807)	IWC	-	-	-	-	-	-	-	1	-	8	25	9	2	3
<i>Pimpla rufipes</i> (Miller 1759)	IWC	-	-	-	-	-	-	-	103	39	30	57	20	32	34
<i>Pimpla spuria</i> Gravenhorst 1829	IWC	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-
<i>Pimpla turionellae</i> Linnaeus 1758	IWC	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Theronia atalantae</i> (Poda 1761)	IWC	-	-	-	-	-	-	-	14	2	19	16	7	5	8
<b>Pimplinae Delomeristini</b>															
<i>Perithous albicinctus</i> (Gravenhorst 1829)	IDC	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	1	-	-	2
<i>Perithous scurra</i> (Panzer 1804)	IDC	-	-	-	-	-	-	-	-	1	1	-	-	-	-
<i>Perithous semptemcinctorius</i> (Thunberg 1824)	IDC	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<b>Pimplinae Ephialtini</b>															
<i>Clistopyga incitator</i> (Fabricius 1793)	SP	1	6	1	1	-	-	3	-	-	-	-	-	-	1
<i>Dolichomitus imperator</i> (Kriechbaumer 1854)	IDC	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-
<i>Dolichomitus mesocentrus</i> (Gravenhorst 1829)	IDC	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	1	-	-
<i>Ephialtes manifestator</i> (Linnaeus 1758)	IDC	-	-	-	-	-	-	-	-	1	2	1	-	3	1
<i>Liotryphon crassiseta</i> (Thomson 1877)	IDC	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-
<i>Paraperithous gnathaulax</i> (Thomson 1877)	IDC	-	-	-	-	-	-	-	1	2	3	2	1	-	-
<i>Polysphincta boops</i> Tschek 1869	SP	-	-	1	1	-	-	1	2	3	1	-	-	1	3
<i>Tromatobia lineatoria</i> (Villers 1789)	SP	-	-	-	-	2	-	-	4	1	-	1	2	1	1
<i>Tromatobia ovivora</i> (Boheman 1821)	SP	-	1	-	1	2	3	2	1	3	-	-	-	-	1
<i>Zaglyptus multicolor</i> (Gravenhorst 1829)	SP	-	3	3	4	3	3	4	1	5	-	-	1	-	3
<i>Zaglyptus varipes</i> (Gravenhorst 1829)	SP	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1
<i>Zatypota albicoxa</i> (Walker 1874)	SP	-	1	-	-	2	1	-	1	-	1	1	-	-	-
<i>Zatypota percontatoria</i> (Müller 1776)	SP	2	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<b>Poemeniinae</b>															
<i>Deuteroxorides elevator</i> (Panzer 1799)	IDC	-	-	-	-	-	-	-	4	2	10	8	7	6	7
<i>Neoxorides nitens</i> (Gravenhorst 1829)	IDC	-	1	2	13	2	3	-	2	3	-	1	1	-	-
<i>Podoschistus scutellaris</i> (Desvignes 1856)	IDC	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<b>Rhyssinae</b>															
<i>Megarhyssa vagatoria</i> (Fabricius 1793)	IDC	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Rhyssella oblitterata</i> (Gravenhorst 1829)	IDC	-	-	2	1	-	1	-	-	-	-	2	-	-	1
<b>Xoridinae</b>															
<i>Ischnoceros caligatus</i> (Gravenhorst 1829)	IDC	-	-	-	-	-	-	-	2	1	1	1	-	-	1
<i>Ischnoceros rusticus</i> (Geoffroy 1785)	IDC	-	-	-	-	-	-	-	2	1	1	-	1	-	1
<i>Xorides csikii</i> Clément 1938	IDC	-	1	-	-	-	2	2	-	-	1	-	-	-	1



<i>Xorides filiformis</i> (Gravenhorst 1829)	IDC	-	-	-	1	-	-	-	1	-	-	-	-	-	
<i>Xorides gracilicornis</i> (Gravenhorst 1829)	IDC	-	-	-	1	-	-	1	-	-	-	-	-	-	
<i>Xorides gravenhorstii</i> (Curtis 1831)	IDC	2	1	-	-	-	2	-	3	20	4	3	2	4	10
<i>Xorides hedwigi</i> Clément 1938	IDC	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	
<i>Xorides praecatorius</i> (Fabricius 1793)	IDC	-	-	-	-	-	-	-	1	8	2	-	-	3	4
<i>Xorides rufipes</i> (Gravenhorst 1829)	IDC	1	4	-	3	-	10	-	7	21	7	9	3	7	7
<i>Xorides sepulchralis</i> (Holmgren 1860)	IDC	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
tot No. di esemplari = 175										tot No. di esemplari = 4136					
tot No. specie = 24										tot No. specie = 34					

**Tabella 2.2** – Parametri strutturali per ogni sito di campionamento. C = trappola Malaise su canopy; U = trappola Malaise nel sottobosco. H = indice di  $\alpha$ -diversità di Shannon; DBH = diametro medio dei fusti arborei; SBA = area basimetrica; DW = volume totale di legno morto.

trappola	H	DBH (cm)	SBA (m <sup>2</sup> /ha)	DW (m <sup>3</sup> /ha)
C1	0.87	29.0	13.8	12.63
C2	0.90	36.2	27.1	12.13
C3	0.68	38.3	28.6	37.81
C4	0.32	39.2	34.4	34.24
C5	0.45	34.6	16.8	12.32
C6	1.04	26.7	31.1	14.12
C7	0.64	33.2	26.4	15.21
U1	0.96	37.1	21.3	11.71
U2	0.66	37.5	24.9	17.50
U3	0.30	32.4	26.9	18.86
U4	0.35	39.7	29.6	45.26
U5	1.04	29.7	25.6	18.97
U6	0.72	23.2	17.9	11.59
U7	1.20	34.0	34.5	3.11

**Tabella 2.3** – Modello generale lineare risultante dalla procedura di *backward stepwise selection* ( $P < 0.05$ ). La variabile esplicativa è data dal numero totale di specie raccolte per le 14 trappole nell'arco delle 17 raccolte effettuate.

	Stima	SE	<i>t</i>	<i>P</i> value
Intercetta	2.09	3.26	0.64	0.53
Posizione trappola	9.60	1.47	6.54	<0.001
SBA	0.30	0.12	2.51	0.03
Errore standard residui 2.748 su 11 df				
Multiple R-squared = 0.82			adjusted R-squared = 0.787	
Statistica <i>F</i> = 25.01			<i>P</i> value < 0.001	

**Tabella 2.4** – Modelli lineari misti "plausibili", risultanti dall'analisi inferenziale multi-modello. Di ogni variabile presa in esame nel modello lineare misto di partenza è fornito il peso relativo ( $\sum w_i$ ).

	1° modello	2° modello	$\sum w_i$
Intercetta	1.13	1.20	-
Posizione trappola	*	*	1.00
<i>guild</i>	*	*	1.00
Posizione trappola x <i>guild</i>	*	*	1.00
SBA	0.10	0.12	0.82
DW	-	-0.02	0.33
DBH	-	-	0.30
H	-	-	0.16
SBA x <i>guild</i>	-	-	0.12
DW x <i>guild</i>	-	-	0.01
<b>Delta AICc</b>	0	1.9	
<b>Peso del modello</b>	0.302	0.115	



**2.1a**



**2.1 b**



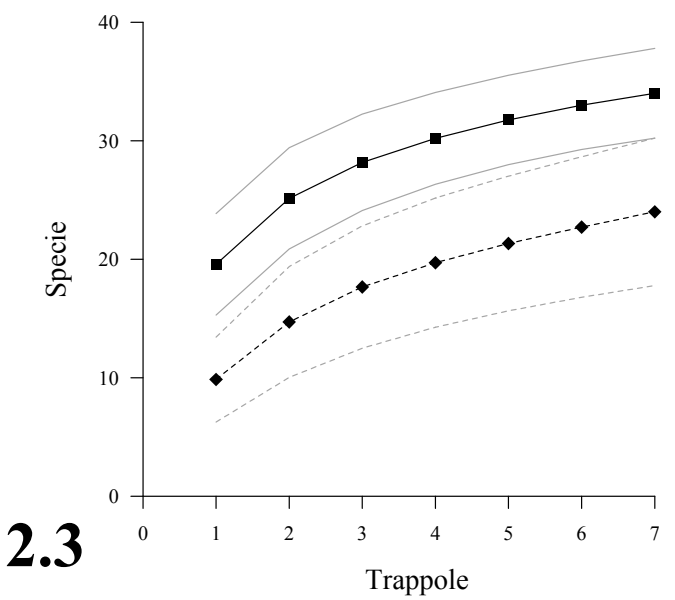
**2.1 c**

**FIG. 2.1** - a) Riserva Naturale di “Bosco della Fontana” (Mantova, Lombardia). Sono indicati i siti di posizionamento delle trappole Malaise: cerchio (trappola sulla canopy), quadrato (trappola a terra) (modificato da Stireman et al. 2012); b) trappola Malaise sulla canopy; c) trappola Malaise a terra (foto per concessione di Mara Tisato).

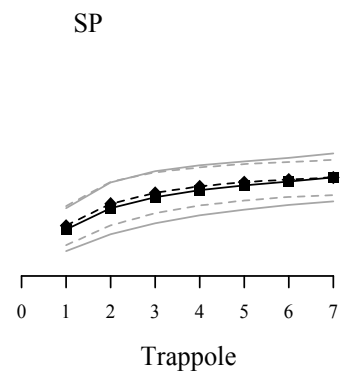
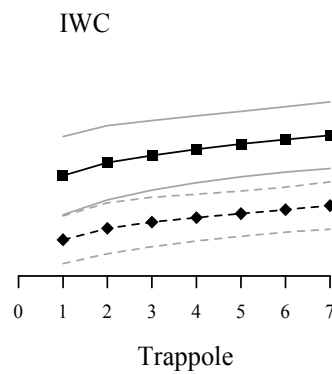
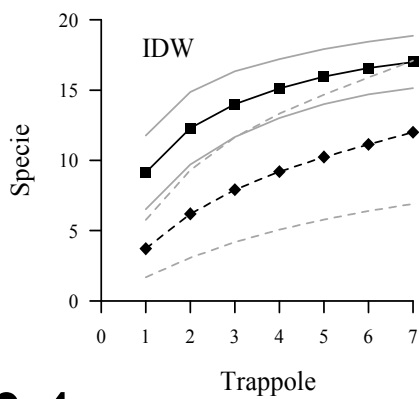




2.2



2.3

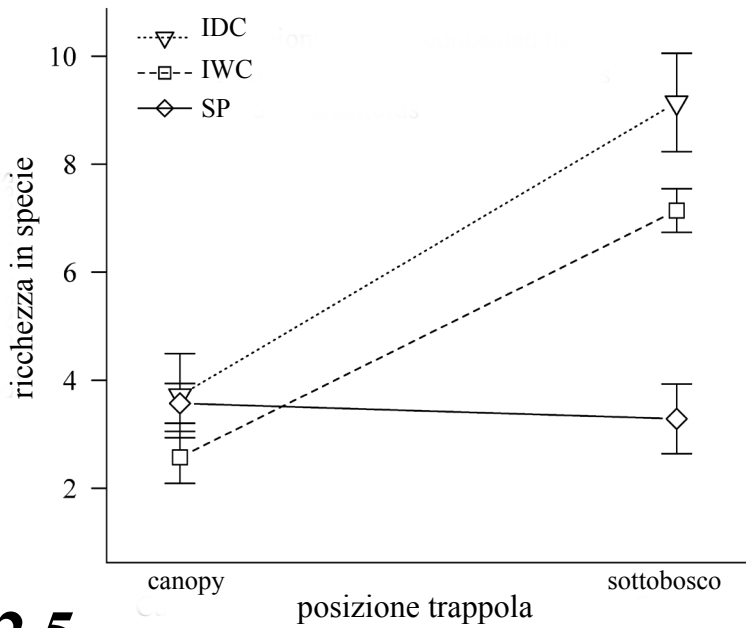


2.4

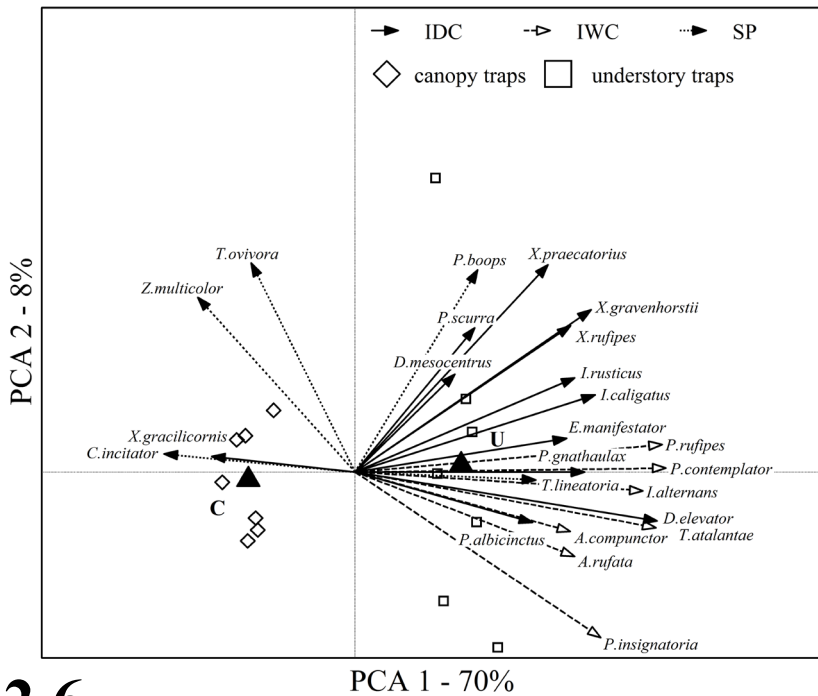
FIG. 2.2 - femmina di *Diacritus aciculatus* (Vollenhoven, 1878), Diacritinae, sottofamiglia nuova per la fauna italiana.

FIG. 2.3 - Curve di rarefazione e intervalli di confidenza del 95% per le trappole della canopy (linea tratteggiata) e per le trappole a terra (linea continua).

FIG. 2.4 - Curve di rarefazione e intervalli di confidenza del 95% per i parassitoidi idiobionti di ospiti nascosti (IDW), per gli idiobionti di ospiti poco nascosti o esposti (IWC) e per i parassitoidi di ragni (SP) per le trappole della canopy (linea tratteggiata) e per le trappole a terra (linea continua).



## 2.5



## 2.6

**FIG. 2.5** - Ricchezza media in specie ed errore standard per gli icneumonidi con diverse strategie di parassitismo nella canopy e nel sottobosco.  
**FIG 2.6** - Grafico di ordinamento (PCA) per i primi due assi, con relativa percentuale di varianza associata all'asse. Sono riportate le specie con *fit range* maggiore o uguale al 50%, divise in base alla strategia di parassitismo adottata. I triangoli neri indicano il centroide per i gruppi di trappole.

### **3.0 Le comunità di *Ichneumonidi* nelle foreste planiziali del nord-est e valutazione dell'efficacia del ripristino di habitat naturali su ex-arativi**

La Pianura Padana è costellata da boschi relitti di piccole e medie dimensioni, testimonianze della foresta originaria che ricopriva l'intera pianura durante l'ultima glaciazione e che sono stati oggetto, durante i secoli, di pesanti interventi antropici che ne hanno ridotto l'estensione e modificato in parte la composizione arborea. Ad oggi, ciò che rimane della foresta originaria sono nuclei di quercu-carpineto sparsi e isolati, inseriti in un contesto fortemente antropizzato, e circondati da coltivazioni intensive e attività industriali. Per supplire alla perdita di superficie boschiva, negli ultimi anni, finanziamenti pubblici sono stati stanziati per la costituzione di nuclei forestali, sulla base del quercu-carpineto relitto, a sostituzione di aree coltivate o paludose. Grazie a questi finanziamenti, troviamo oggi piccole o grandi aree di impianto a quercu-carpineto, di costituzione antropica, che hanno affiancato le foreste relitte e in parte colmato il forte grado di isolamento tra le aree naturali.

Obiettivo dello studio è stata la caratterizzazione delle comunità di *Ichneumonidi* dei quercu-carpineti relitti e di recente costituzione. Il confronto tra le comunità dei nuclei artificiali e delle aree forestali originarie ha permesso di valutare l'efficacia dei rimboschimenti effettuati nel ripristino delle biocenosi naturali, analizzando come l'estensione, il grado di isolamento o la struttura interna degli impianti influenzi il processo di evoluzione delle comunità di parassitoidi, in relazione alla loro biologia.

### **3.1 Materiali e Metodi**

#### **3.1.1 Aree di studio e campionamento**

Dodici boschi planiziali relitti e diciotto impianti naturaliformi a quercu-carpineto sono stati selezionati, tra quelli accessibili nella Pianura Padana veneta e friulana (FIG. 3.1 e TAB. 3.1). Nel caso dei boschi relitti, alcune aree di potenziale interesse per la ricerca non sono state oggetto del campionamento, o perché di proprietà di privati e non fruibili dal pubblico (ad es. bosco di Cervignano del Friuli) o perché l'accesso è ostacolato dalle condizioni del bosco stesso (allagamenti, presenza infestante di rovo nel sottobosco). Per gli impianti naturaliformi, le aree prese in esame sono state quelle dove è stato possibile un accordo con le associazioni o con i privati responsabili della gestione. Tra i boschi planiziali considerati, tutti i boschi relitti della Pianura veneta (bosco di Carpenedo a Mestre, bosco Olmé a Cessalto, bosco di Cavalier, bosco di Basalghelle e bosco di Gaiarine) e bosco Boscato in Friuli-Venezia Giulia sono inclusi nella Rete Natura 2000 come S.I.C. (siti di interesse comunitario).

In ogni foresta planiziale ed impianto naturaliforme sono state posizionate due trappole Malaise (Omnes Artes s.a.s.), nella parte centrale dell'area boschiva. Le trappole sono state posizionate all'interno della foresta, ad un minimo di 10 m da sentieri o da praterie interne. Nelle foreste relitte, una terza trappola Malaise è stata posizionata al margine, là dove il bosco è in contatto con le aree rurali circostanti. Le trappole utilizzate per il campionamento differiscono dalle normali trappole Malaise utilizzate in altri studi, sia per le

dimensioni ridotte (altezza 120 cm, lunghezza 150 cm, profondità 100 cm), sia per la conformazione della trappola stessa, dotata di una copertura spiovente romboidale e non pentagonale e con un unico telo trasversale anteriore (FIG. 3.2). Le trappole utilizzate non presentano sostegni esterni, ma sono tenute in posizione da quattro tiranti (uno anteriore, due laterali e uno posteriore) legati ad alberi o arbusti circostanti, con la porzione anteriore della trappola, dove è presente il barattolo collettore, posizionata sempre in corrispondenza di un albero portante. Sebbene nessuno studio abbia messo a confronto questo tipo di trappola Malaise con quelle usate tradizionalmente, un campionamento in parallelo è stato condotto nella Riserva Naturale di Bosco della Fontana (Mantova, Lombardia), allo scopo di valutare l'efficacia delle trappole nel campionamento dei gruppi target. A seguito di questi trappolamenti, la conformazione del barattolo collettore è stata modificata per migliorare l'efficacia della trappola stessa nella cattura dei gruppi target (riquadri piccoli in FIG. 3.2). L'uso della stessa tipologia di trappola per tutti i siti scelti per il campionamento ha assicurato la comparazione dei risultati e l'analisi dei dati raccolti.

Dato l'alto numero di siti di campionamento e al fine di ridurre la mole di materiale raccolto, sono stati effettuati tre campionamenti, concentrati nel periodo di maggiore attività degli Icneumonidi nelle foreste planiziali a quercu-carpineto (Di Giovanni et al. 2015a): 08/09-18/19.V, 09/10-21/22.VI, 22/23.VII-04/05.VIII; lo sfasamento di un giorno nella data di innesco e in quella di prelievo della trappola si riferisce alla differenza temporale nell'innesco e nel prelievo tra i siti del Veneto e quelli del Friuli-Venezia Giulia.

### **3.1.2 Identificazione delle specie e divisione per *guild***

Di seguito viene riportata una lista dei lavori utili nell'identificazione del materiale raccolto durante questo studio; non si tratta di una lista esaustiva, poiché molti generi necessitano di revisione e l'identificazione a livello di specie, in questi casi, non è possibile senza la comparazione con il materiale depositato nelle collezioni private e museali: Broad (2013) per la discriminazione delle sottofamiglie di Icneumonidi della fauna europea; Townes (1969-1971) per l'identificazione dei generi e Kasparyan (1981) per molti dei generi e delle specie della fauna europea; Izquierdo (1986), Scaramozzino (1986) e Kolarov & Gürbüz (2010) (Acaenitinae); Kasparyan (1990) (Adelognathinae); Atanasov (1965) e Gauld (1976) (Anomaloninae); Aubert (1978a), Horstmann (1972), Kuslitzky (1973), Rey del Castillo (1988; 1989) e Schwarz (2003) (Banchinae); Dbar (1985), Horstmann (1969; 1970; 1979; 1980; 1985; 1987; 2009), Sanborne (1984) e Sedivy (2004) (Campopleginae); Yurtcan & Kolarov (2015) (Collyriinae); Kolarov (1997a) e Sedivy (1970) (Cremastinae); Horstmann (1976; 1990), Jussila (1987), Jussila et al. (2010), Sawoniewicz (1980; 1985), Schwarz (1988; 2007) e van Rossem (1966; 1971) (Cryptinae); Aubert (1988), Kasparyan (2000; 2001; 2004; 2011) e Reshchikov (2013) (Ctenopelmatinae); Klopstein (2014) (Diplazontinae); van Achterberg (1999) (Hybrizontinae); Constantineanu (1959; 1965), Diller & Shaw (2014), Hilpert (1992), Horstmann (2000), Perkins (1960), Riedel (2008; 2012), Schönitzer et al. (2006), Selfa & Diller (1995) e Tereshkin (2004; 2009) (Ichneumoninae); Riedel (2015) e Schwenke (1999) (Mesochorinae); Aeschlimann (1973; 1989) e Tolkanitz (1985; 2007) (Metopiinae); Brock (1982) e



Izquierdo (1984) (Ophioninae); Aubert (1978b; 1981), Broad (2010), Humala (2003), Humala et al. (2009) e van Rossem (1983; 1985; 1987; 1988; 1991) (Orthocentrinae); Humala (2003) (Oxytorinae); Fitton et al. (1988), Fritszén & Shaw (2014), Kasparyan (1973a; 1974), Kolarov (1997b) e Zwakhals (2006; 2010) (Pimplinae); Fitton et al. (1988), Kolarov (1997b) e Oehlke (1966) (Poemeniinae); Fitton et al. (1988) e Kolarov (1997b) (Rhyssinae); Hinz (1981) e Scaramozzino (1989) (Stilbopinae); Horstmann (1971), Khalaim (2004a; 2004b) e Khalaim & Yurtcan (2011) (Tersilochinae); Kasparyan (1973b; 1977; 1990; 1993) e Kasparyan & Tolkanitz (1999) (Tryphoninae); Kolarov (1997b) e Hilszczański (2000) (Xoridinae). Per alcuni generi delle sottofamiglie Cryptinae, Campopleginae, Orthocentrinae e Metopiinae è stata possibile l'identificazione o la divisione in morfospecie per le sole femmine, poiché la corretta attribuzione dei maschi ad una specie è possibile solo per dati provenienti da allevamento o ricorrendo ad analisi molecolari (*barcoding*).

Infine, l'identificazione del materiale o la sua corretta divisione in morfospecie non sarebbe stata possibile senza la competenza e la collaborazione delle seguenti persone:

- G. R. Broad (Natural History Museum, Londra, UK): Orthocentrinae (in parte);
- E. Diller (Zoologische Staatssammlung, Monaco di Baviera, Germania): Ichneumoninae Phaeogenini;
- A. E. Humala (Forest Research Institute, Karelian Research Centre, Russia): Orthocentrinae (in parte);
- A. I. Khalaim (Autonomous University of Tamaulipas, Messico): Tersilochinae;
- A. Kostro-Ambroziak (Department of Invertebrate Zoology, University of Białystok, Polonia): genere *Phytodius* (Tryphoninae);
- A. Reshchikov (Naturhistoriska Riksmuseet, Stoccolma, Svezia): Ctenopelmatinae;
- M. Riedel (Bad Fallingb., Germania): Campopleginae (in parte), Ichneumoninae (esclusi Phaeogenini), Mesochorinae;
- M. Schwarz (Biologizentrum, Linz, Austria): Cryptinae;
- V. I. Tolkanitz (Schmalhausen Institute of Zoology, Kiev, Ucraina): genere *Exochus* (Metopiinae).
- A. Varga (Schmalhausen Institute of Zoology, Kiev, Ucraina): *Acrodactyla*, *Endromodopoda*, *Scambus* (Pimplinae).

Ad eccezione degli esemplari inviati in studio, il materiale raccolto è conservato nella collezione dell'autore presso il museo di Entomologia del Dipartimento di Biologia e Biotecnologie "Charles Darwin" dell'Università "Sapienza" di Roma (MZUR).

Tutte le specie identificate sono state divise per categorie funzionali (*guild*), sulla base della classificazione proposta da Garbarczyk & Sawoniewicz (1984). La suddivisione in classi biologiche è determinata dal livello trofico di appartenenza delle specie ospiti e dalla modalità utilizzata dal parassitoide per attaccare la larva o la pupa dell'ospite (Garbarczyk & Sawoniewicz 1984; Sawoniewicz 1986; 1989; Mills 1992; Mazón & Bordera 2014).

- (i) parassitoidi di xilofagi (Xyl). Specie che parassitizzano larve protette da tessuti legnosi, presenti nel legno morto o in decomposizione o al di sotto della corteccia (es. genere *Rhimphoctona* nelle Campopleginae o i rappresentanti della sottofamiglia Xoridinae).
- (ii) parassitoidi di endofitofagi in parti vegetative e generative di piante non legnose (cPh). Specie che parassitizzano larve fitofaghe galligene o minatrici o che si nutrono nella porzione esposta della pianta ma all'interno di tessuti molli (es. Acaenitinae, Banchinae, Collyriinae, Cremastinae, Lycorininae, generi *Endromopoda* e *Scambus* nelle Pimplinae).
- (iii) parassitoidi di esofitofagi in parti vegetative e generative di piante non legnose (gPh). Specie che parassitizzano larve di insetti che si nutrono su parti esposte delle piante (es. Anomaloninae, Campopleginae, Ctenopelmatinae, Ichneumoninae, Ophioninae, parte delle Tryphoninae).
- (iv) parassitoidi di fungifagi (Myc). Specie specializzate nell'attaccare ospiti che vivono e si nutrono nei corpi fruttiferi dei funghi (es. Orthocentrinae).
- (v) parassitoidi di zoofagi (Zoo). Include specie che parassitizzano predatori generalisti (es. i parassitoidi di ragni come i generi *Acrodactyla*, *Clistopyga*, *Polysphincta*, *Tromatobia*, *Zaglyptus* nelle Pimplinae) o predatori di altri predatori (ad es. i parassitoidi di nidi di Imenotteri aculeati come i generi *Nematopodius* e *Picardiella* nelle Cryptinae) o predatori di fitofagi (es. le Diplazontinae che attaccano Sirfidi afidofagi o il genere *Dichrogaster* nelle Cryptinae che parassitizza Crisopidi).
- (vi) iperparassitoidi (Hyp) (es. Mesochorinae). Può essere considerata una categoria di parassitoidi zoofagi specializzati.
- (vii) parassitoidi di saprofagi (Sap). Specie che attaccano larve fitosaprofaghe, coprofaghe o necrofaghe (es. il genere *Stilpnus* nelle Cryptinae, che parassitizza larve di Ditteri Brachiceri su materia organica in decomposizione).

Per la corretta attribuzione di ogni specie ad una delle categorie biologiche utilizzate, oltre ai già citati testi per l'identificazione, si è fatto riferimento a Quicke (2015), Gauld (1991), Wahl (1993) e Yu et al. (2012) e ai lavori sulla biologia dei diversi gruppi riportati al loro interno.

### 3.1.3 Variabili prese in esame e analisi statistiche

La superficie boscosa di ogni impianto naturaliforme è stata stimata utilizzando le immagini aeree ad alta risoluzione di Google Earth, ed eliminando dal computo eventuali aree interne a prateria. Per ogni sito preso in esame è stata calcolata la connettività con altre aree naturali o semi-naturali (boschi relitti a quercocarpineto, foreste o impianti naturaliformi non presi in esame nel campionamento, aree boschive non ascrivibili all'associazione vegetativa del quercocarpineto planiziale e zone boschive nei pressi di aree paludose o ripariali), in un raggio di 2 km dall'area analizzata, utilizzando ArcGIS 10.0 (ESRI, Redlands,

California, USA). La connettività (SI) per ognuno degli impianti analizzati è stata calcolata utilizzando l'indice di connettività proposto da Hanski (1999):

$$SI_i = \sum_{i \neq j} e^{-ad_{ij}} A_j^b \quad \text{con } d_{ij} \leq 2km$$

dove  $A_j$  è la superficie delle aree circostanti il sito in esame;  $d_{ij}$  è la distanza tra il centroide del sito  $j$  e il centroide del sito in esame  $i$ ; il parametro  $a$  è una costante per la distanza media di dispersione delle specie;  $b$  una costante che scala per la dimensione delle aree circostanti. I dati sulle capacità di dispersione degli *Ichneumonidi* sono pochi e variabili per specie con diverse strategie biologiche: vari studi hanno analizzato la capacità di dispersione di singole specie, spesso introdotte nell'ambito di programmi di lotta biologica ad organismi nocivi (es. Barlow et al. 1998), ma le ragioni alla base delle capacità di dispersione e di come queste siano influenzate dalle caratteristiche dell'ambiente circostante rimangono in larga parte sconosciute (Quicke 2015); nell'analisi è stato scelto un valore arbitrario di  $a$  di 0.5, come utilizzato per nel caso di altri gruppi di parassitoidi (Letourneau et al. 2002; Inclán et al. 2014); ciò nonostante, per la formula di Hanski, l'assegnazione di valori di dispersione compresi tra 1.0 e 2.0 è stato dimostrato non influenzare significativamente il computo dell'indice di connettività (Inclán et al. 2014). Per il parametro  $b$  è stato adottato un valore di 0.5, secondo l'assunto che il rapporto tra margine e area per il singolo sito decresce con  $A^{0.5}$  all'aumentare della superficie del sito stesso (Moilanen & Nieminen 2002; Inclán et al. 2014).

In un raggio di 15 m dal punto di posizionamento della singola trappola sono stati effettuati rilievi quantitativi per caratterizzare la struttura locale dell'impianto (TAB 3.2). Tutte le specie arboree o arbustive di diametro maggiore di 10 cm ad altezza di 1.20 m da terra sono state identificate a livello di specie. I parametri ambientali presi in considerazione per la caratterizzazione della struttura interna dell'impianto sono:

- (i) percentuale di copertura della canopy (C), misurata nel punto di installazione della trappola, a livello del barattolo collettore. Poiché le trappole Malaise utilizzate nello studio non presentano supporti esterni ma solo tiranti collegati agli alberi circostanti, il barattolo collettore di ogni trappola si viene a trovare sempre al di sotto di un albero portante. La stima della copertura della canopy è stata effettuata scattando cinque foto ad alta risoluzione nel punto di posizionamento del barattolo, da diverse angolazioni, e facendo una media della copertura vegetale sul totale dell'area fotografata, dopo la conversione in bianco e nero delle immagini scattate;
- (ii) area basimetrica su ettaro (SBA), calcolata come somma delle sezioni trasversali degli alberi o arbusti con diametro superiore a 10 cm ad altezza di 1.20 m da terra nell'area considerata (esclusi gli alberi morti in piedi) e stimata su ha ( $m^2/ha$ );
- (iii)  $\alpha$ -diversità delle specie arboree (H), calcolata utilizzando l'indice di diversità di Shannon (H).

L'andamento del campionamento nei boschi planiziali e negli impianti naturaliformi è stato analizzato calcolando le curve di rarefazione (*sample-based rarefaction curves*) e gli intervalli di confidenza del 95% sulla matrice di presenza/assenza per le trappole posizionate nei due ambienti, utilizzando il software EstimateS 9.1.0 (Colwell 2013). Il software permette inoltre di stimare la ricchezza in specie attesa per i due ambienti utilizzando l'indice Chao2, un metodo di stima asintotico e non parametrico della ricchezza in specie, proposto da Chao (1984). La procedura è indicata quando la maggior parte delle specie raccolte compare nel campione in un numero esiguo di individui (Chao 1987), e fornisce una stima del numero di specie attese, aggiungendo al numero di specie osservate il rapporto tra il quadrato delle specie che compaiono nel campione in un'unica trappola (*singletons*) e il doppio delle specie presenti nel campione in sole due trappole (*doubletons*) (Colwell & Coddington 1994). La procedura fornisce inoltre gli intervalli di confidenza del 95% della stima ottenuta, impiegando 1000 randomizzazioni senza sostituzione (Chao 1987; Colwell 2013). Poiché il coefficiente di variazione sulla distribuzione dell'incidenza è >0.5, il computo dell'indice Chao2 è stato effettuato utilizzando la formula classica (Colwell 2013).

Per testare la differenza nella composizione in specie tra impianti e boschi relitti, un'analisi della varianza multivariata (perMANOVA; Anderson 2001) è stata effettuata, utilizzando il pacchetto *vegan* in R (Oksanen et al. 2013). Il test usa le distanze di Bray-Curtis ed impiega 1000 randomizzazioni per determinare la significatività del risultato. Sulla stessa matrice di distanza, è stata eseguita una NMDS (*non-metric multidimensional scaling*), al fine di mostrare l'associazione tra i siti sulla base della composizione in specie.

Un modello generale lineare è stato quindi utilizzato per testare gli effetti dei parametri ambientali sulla ricchezza in specie di Icnemionidi negli impianti campionati. L'uso di questo modello è possibile perché i residui del modello stesso approssimano una distribuzione normale. La variabile esplicativa è data dal numero totale di specie raccolte per trappola nell'arco delle tre raccolte effettuate.

$$\begin{aligned} \text{n}^\circ \text{ specie} &\sim \log(\text{Area}) + \text{connettività (2km)} + \text{SBA} + \text{C} + \text{H}, \\ \text{random effect} &= \sim 1 | \text{sito} \end{aligned}$$

Per valutare come i parametri ambientali influiscano sulla ricchezza in specie di gruppi che presentano strategie biologiche differenti è stato utilizzato un modello lineare misto. La variabile *guild* è stata aggiunta al modello precedente, testando per l'interazione di quest'ultima con tutte le variabili del modello precedente. Data la grande differenza nel numero di specie raccolte per *guild*, una procedura di standardizzazione è stata utilizzata per diminuire il peso delle *guild* con maggior numero di specie. Sono state escluse dall'analisi tutte le specie o le morfospecie che non è stato possibile attribuire ad una delle *guild* considerate. Inoltre, i parassitoidi di saprofagi (Sap) sono stati esclusi poiché rappresentati nel campione da un'unica specie (*Stilpnus pavoniae* (Scopoli, 1763)). La variabile esplicativa in questo modello è data dal numero standardizzato di specie raccolte per *guild* per trappola nell'arco delle tre raccolte effettuate.

$$n^{\circ} \text{ specie (stand.)} \sim \log(\text{Area}) * \text{guild} + \text{connettività (2km)} * \text{guild} + \text{SBA} * \text{guild} + \text{C} * \text{guild} + \text{H} * \text{guild},$$

$$\text{random effect} = \sim 1 | \text{sito/trappola}$$

A causa del numero limitato di repliche ( $n = 19$ ) rispetto al numero relativamente alto di variabili testate, un'analisi inferenziale multi-modello (Burnham & Anderson 2002) è stata eseguita su entrambi i modelli, utilizzando il pacchetto *MuMIn* (Barton 2010) in R. La procedura consente anche di valutare il peso relativo di ogni variabile presente nel modello di partenza, in base alla somma dei pesi relativi dei modelli in cui la variabile compare durante l'analisi multi-modello (per una spiegazione approfondita della procedura, si veda il CAP. 2).

## 3.2 Risultati

### 3.2.1 Lista delle specie di Ichneumonidi degli impianti naturaliformi e delle foreste planiziali della Pianura Padana del nord-est

Sono stati raccolti 4417 esemplari appartenenti a 417 specie di 27 sottofamiglie di Ichneumonidae. Di queste, 310 sono state raccolte negli impianti naturaliformi; 198 specie sono state raccolte nei boschi relitti, numero che sale a 252 se si considerano anche le trappole posizionate al margine. Ben sette delle sottofamiglie rappresentate nel campione – Acaenitinae, Anomaloninae, Brachycyrtinae, Collyriinae, Lycorininae, Rhyssinae e Stilbopinae – sono state rinvenute esclusivamente nelle trappole presenti negli impianti. Circa lo stesso numero medio di specie per sito è stato raccolto nei boschi e negli impianti; nei boschi relitti, il numero medio di specie raccolte per sito di iperparassitoidi, parassitoidi di xilofagi e parassitoidi di fungifagi è stato più alto che negli impianti naturaliformi; negli impianti appare più elevato il numero medio di specie raccolte per sito di parassitoidi che attaccano fitofagi esposti o poco nascosti, rispetto ai boschi naturali (TAB. 3.3).

Delle 267 specie identificate, 65 sono risultate nuove per la fauna italiana (gran parte delle nuove segnalazioni è pubblicata in Di Giovanni et al. 2015a; 2015b; Di Giovanni & Reshchikov 2016; Di Giovanni & Riedel *in press*; Kostro-Ambroziak & Di Giovanni 2016). Due specie, *Lycorina triangulifera* Holmgren, 1859 (Lycorininae) e *Eclytus exornatus* (Gravenhorst, 1829) (Tryphoninae), entrambe precedentemente note per l'Italia solo di Sardegna (Costa 1886; Schmiedeknecht 1907; Kasparyan & Tolkanitz 1999), sono segnalate per la prima volta per l'Italia peninsulare (in Di Giovanni et al. 2015b; Di Giovanni & Reshchikov 2016). Almeno due delle specie identificate, sono risultate nuove per la scienza (vedi Note faunistiche e sistematiche in Appendice).

Di seguito viene riportato l'elenco delle specie di Ichneumonidi raccolte durante il campionamento da Maggio ad Agosto 2013, mediante l'uso di trappole Malaise, negli impianti naturaliformi e nei boschi planiziali (divise tra trappole posizionate al centro del bosco e trappole a margine). La classificazione delle specie, con alcune eccezioni, segue Yu et al. (2012). L'elenco delle specie è in ordine alfabetico. Le specie sottolineate sono nuove segnalazioni per la fauna italiana. Per le specie indicate con \* si veda l'Appendice.

Specie	impianto	bosco (centro)	bosco (margine)	bio	guild
<b>Acaenitinae</b>					
<i>Phaenolobus fulvicornis</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Endo	cPh
<b>Adelognathinae<sup>1</sup></b>					
<i>Adelognathus brevis</i> Kasparyan, 1986	x	-	-	K Ecto	gPh
<u><i>Adelognathus pallipes</i> (Gravenhorst, 1829)</u>	x	-	-	K Ecto	gPh
<i>Adelognathus pilosus</i> Thomson, 1888	x	-	-	K Ecto	gPh
<i>Adelognathus punctulatus</i> Thomson, 1883	x	x	-	K Ecto	gPh
<b>Anomaloninae</b>					
<b>Gravenhorstiini</b>					
<i>Barylypa propugnator</i> (Förster, 1855)	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Trichomma enecator</i> (Rossi, 1790)	x	-	-	K Endo	gPh
<b>Banchinae</b>					
<b>Atrophini</b>					
<u><i>Cryptopimpla arvicola</i> (Gravenhorst, 1829)</u>	-	x	-	K Endo	gPh
<u><i>Lissonota (Lissonota) biguttata</i> Holmgren, 1860</u>	-	x	-	K Endo	cPh
<i>Lissonota (Lissonota) bivittata</i> Gravenhorst, 1829	x	-	x	K Endo	cPh
<i>Lissonota (Lissonota) clypeator</i> (Gravenhorst, 1820)	x	-	-	K Endo	cPh
<i>Lissonota (Lissonota) deversor</i> Gravenhorst, 1829	-	-	x	K Endo	cPh
<u><i>Lissonota (Lissonota) palpalis</i> Thomson, 1889</u>	x	-	-	K Endo	cPh
<u><i>Lissonota (Lissonota) picticoxis</i> Schmiedeknecht, 1900</u>	-	x	-	K Endo	cPh
<i>Lissonota (Lissonota) variabilis</i> Holmgren, 1860	-	-	x	K Endo	cPh
<i>Lissonota (Loxonota) lineolator</i> (Lucas, 1849)	x	-	-	K Endo	cPh
<i>Syzeuctus bicornis</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Endo	cPh
<b>Glyptini</b>					
<i>Apophua bipunctoria</i> (Thunberg, 1822)	x	-	-	K Endo	cPh
<i>Glypta ceratites</i> Gravenhorst, 1829	x	-	-	K Endo	cPh
<i>Glypta sculpturata</i> Gravenhorst, 1829	x	-	-	K Endo	cPh
<u><i>Teleutaea striata</i> (Gravenhorst, 1829)</u>	x	-	-	K Endo	cPh
<b>Brachycyrtinae</b>					
<i>Brachycyrtus ornatus</i> Kriechbaumer, 1880	x	-	-	I Ecto	Zoo
<b>Campopleginae</b>					
<u><i>Campoletis agilis</i> (Holmgren, 1860)</u>	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Campoletis latrator</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	x	K Endo	gPh
<u><i>Campoletis thomsoni</i> (Roman, 1915)</u>	x	x	x	K Endo	gPh
<u><i>Campoplex punctulatus</i> (Szépligeti, 1916)</u>	x	x	-	K Endo	gPh
<u><i>Campoplex rothii</i> (Holmgren, 1860)</u>	x	x	-	K Endo	gPh
<i>Campoplex tumidulus</i> Gravenhorst, 1829	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Campoplex</i> sp.1	-	x	-	K Endo	gPh
<i>Campoplex</i> sp.2	x	x	-	K Endo	gPh
<i>Campoplex</i> sp.3	-	x	-	K Endo	gPh
<i>Casitaria albipalpis</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Endo	gPh

<sup>1</sup> le Adelognathinae sono state incluse nella categoria dei parassitoidi di larve esposte (gPh), sebbene alcune specie parassitizzino larve galligene (Kopelke 1987; Kasparyan & Kopelke 2009) e non si possa escludere che altre parassitizzino larve parzialmente nascoste nei tessuti della pianta (Fitton et al. 1982; Quicke 2015). Inoltre, sebbene considerate di solito coinobionti, nei casi conosciuti, lo sviluppo della larva è molto rapido, tanto da poter avvicinare la loro biologia a quella degli idiobionti (Kasparyan & Kopelke 2009).

<i>Casinaria monticola</i> Thomson, 1887	x	x	x	K Endo	gPh
<i>Casinaria scabra</i> Thomson, 1887	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Casinaria</i> sp.	x	-	x	K Endo	gPh
<i>Charops cantator</i> (DeGeer, 1778)	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Cymodusa australis</i> (Smits van Burgst, 1913)	-	x	x	K Endo	gPh
<u><i>Diadegma annulicrus</i> (Thomson, 1887)</u>	x	x	-	K Endo	gPh
<i>Diadegma ledicola</i> Horstmann, 1969	x	x	x	K Endo	gPh
<i>Diadegma majale</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Diadegma semiclausum</i> (Hellén, 1949)	x	-	x	K Endo	gPh
<i>Diadegma</i> sp.	x	x	x	K Endo	gPh
<u><i>Dusona aurita</i> (Kriechbaumer, 1883)</u>	x	-	x	K Endo	gPh
<i>Dusona bicoloripes</i> (Ashmead, 1906)	x	x	x	K Endo	gPh
<i>Dusona subimpressa</i> (Förster, 1868)	x	x	x	K Endo	gPh
<i>Dusona</i> sp.	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Echthronomas facialis</i> (Thomson, 1887)	x	-	-	K Endo	gPh
<u><i>Echthronomas ochrostoma</i> (Holmgren, 1860)*</u>	x	-	-	K Endo	gPh
<u><i>Eriborus terebrator</i> Aubert, 1960</u>	x	x	-	K Endo	gPh
<u><i>Hyposoter coxator</i> (Thomson, 1887)</u>	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Hyposoter didymator</i> (Thunberg, 1822)	x	-	x	K Endo	gPh
<u><i>Hyposoter descendens</i> (Schmiedeknecht, 1909)</u>	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Hyposoter dolosus</i> (Gravenhorst, 1829)	-	x	-	K Endo	gPh
<u><i>Hyposoter meridionellator</i> Aubert, 1965*</u>	-	x	-	K Endo	gPh
<u><i>Hyposoter tenuicosta</i> (Thomson, 1887)</u>	x	-	x	K Endo	gPh
<i>Lemophagus curtus</i> Townes, 1965	x	-	-	K Endo	gPh
<u><i>Leptocampoplex cremastoides</i> (Holmgren, 1860)</u>	x	x	-	K Endo	gPh
<i>Nemeritis</i> sp.1	-	x	-	K Endo	Zoo
<i>Nemeritis</i> sp.2	x	x	x	K Endo	Zoo
<u><i>Olesicampe binotata</i> (Thomson, 1887)</u>	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Olesicampe cf. flavicornis</i> (Thomson, 1887)	x	x	x	K Endo	gPh
<i>Phobocampe uncinata</i> (Gravenhorst, 1829)	-	x	-	K Endo	gPh
<u><i>Rhimphoctona (Xylophylax) melanura</i> (Holmgren, 1860)</u>	-	x	x	K Endo	Xyl
<u><i>Sinophorus nitidus</i> (Brischke, 1880)</u>	x	-	x	K Endo	gPh
<i>Sinophorus xanthostomus</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Endo	gPh
<u>Campopleginae gen.sp.1*</u>	x	-	-	K Endo	-
<b>Collyriinae</b>					
<u><i>Collyria trichophthalma</i> (Thomson, 1877)</u>	x	-	-	K Endo	cPh
<b>Cremastinae</b>					
<i>Dimophora evanialis</i> (Gravenhorst, 1829)	x	x	x	K Endo	cPh
<i>Dimophora nitens</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Endo	cPh
<i>Temelucha decorata</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Endo	cPh
<b>Cryptinae</b>					
<b>Cryptini</b>					
<i>Agrothereutes abbreviatus</i> (Fabricius, 1794)	-	x	x	I Ecto	gPh
<i>Aritranis director</i> (Thunberg, 1822)	x	-	-	I Ecto	cPh
<u><i>Ateleute linearis</i> Förster, 1871</u>	x	x	x	I Ecto	cPh
<i>Buathra laborator</i> (Thunberg, 1822)	x	x	x	I Ecto	Zoo
<i>Hoplocryptus melanocephalus</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	I Ecto	Zoo



<i>Idiolispa analis</i> (Gravenhorst, 1807)	x	x	x	I Ecto	Zoo
<i>Idiolispa hungarica</i> (Szépligeti, 1916)	x	-	-	I Ecto	Zoo
<i>Listrognathus (Listrognathus) mactator</i> (Thunberg, 1822)	x	-	-	I Ecto	gPh
<u><i>Nematopodius (Nematopodius) debilis</i> (Ratzeburg, 1852)</u>	-	x	-	I Ecto	Zoo
<i>Picardiella melanoleuca</i> (Gravenhorst, 1829)	-	x	-	I Ecto	Zoo
<i>Schreineria populnea</i> (Giraud, 1872)	x	-	-	I Ecto	Xyl
<i>Trychosis legator</i> (Thunberg, 1822)	x	-	-	I Ecto	Zoo
<i>Trychosis mesocastana</i> (Tschek, 1871)	x	x	x	I Ecto	Zoo
<i>Trychosis pauper</i> (Tschek, 1871)	x	-	-	I Ecto	Zoo
<i>Trychosis tristator</i> (Tschek, 1871)	x	-	-	I Ecto	Zoo
<b>Hemigasterini</b>					
<i>Cubocephalus anatorius</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	I Ecto	gPh
<i>Listrocryptus spatulatus</i> Brauns, 1905	x	-	x	I Ecto	gPh
<b>Phygadeuontini</b>					
<i>Bathythrix claviger</i> (Taschenberg, 1875)	x	-	-	I Ecto	gPh
<i>Bathythrix fragilis</i> (Gravenhorst, 1829)	x	x	-	I Ecto	Zoo
<u><i>Bathythrix illustris</i> Sawoniewicz, 1980</u>	-	x	-	I Ecto	?
<i>Bathythrix lamina</i> (Thomson, 1884)	x	x	x	I Ecto	Hyp
<i>Bathythrix pellucidator</i> (Gravenhorst, 1829)	x	x	x	I Ecto	Zoo
<i>Bathythrix strigosa</i> (Thomson, 1884)	-	x	x	I Ecto	Hyp
<i>Bathythrix tenuis</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	I Ecto	?
<i>Bathythrix thomsoni</i> (Kerrich, 1942)	x	-	-	I Ecto	Hyp
<i>Dichrogaster aestivalis</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	x	I Ecto	Zoo
<u><i>Dichrogaster liostylus</i> (Thomson, 1885)</u>	x	-	-	I Ecto	Zoo
<i>Dichrogaster longicaudata</i> (Thomson, 1884)	x	-	-	I Ecto	Zoo
<i>Glyphicnemis profligator</i> (Fabricius, 1775)	-	-	x	I Ecto	gPh
<i>Mesoleptus laevigatus</i> (Gravenhorst, 1820)	x	-	-	K Endo	Zoo
<i>Mesoleptus laticinctus</i> (Walker, 1874)	x	-	x	K Endo	Zoo
<i>Mesoleptus vigilatorius</i> (Förster, 1876)	x	-	-	K Endo	Zoo
<i>Polyaulon paradoxus</i> (Zetterstedt, 1838)	x	x	x	I Ecto	Zoo
<i>Stilpnus (Stilpnus) pavoniae</i> (Scopoli, 1763)	-	-	x	K Endo	Sap
Cryptinae gen.sp.1	-	x	x	-	-
Cryptinae gen.sp.2	-	-	x	-	-
Cryptinae gen.sp.3	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.4	-	x	-	-	-
Cryptinae gen.sp.5	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.6	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.7	-	x	x	-	-
Cryptinae gen.sp.8	x	-	x	-	-
Cryptinae gen.sp.9	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.10	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.11	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.12	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.13	x	x	-	-	-
Cryptinae gen.sp.14	x	x	-	-	-
Cryptinae gen.sp.15	-	x	x	-	-
Cryptinae gen.sp.16	x	-	-	-	-

Cryptinae gen.sp.17	X	X	X	-	-
Cryptinae gen.sp.18	X	-	X	-	-
Cryptinae gen.sp.19	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.20	X	X	-	-	-
Cryptinae gen.sp.21	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.22	X	X	-	-	-
Cryptinae gen.sp.23	-	X	-	-	-
Cryptinae gen.sp.24	X	X	X	-	-
Cryptinae gen.sp.25	-	X	X	-	-
Cryptinae gen.sp.26	X	X	X	-	-
Cryptinae gen.sp.27	X	X	X	-	-
Cryptinae gen.sp.28	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.29	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.30	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.31	X	X	X	-	-
Cryptinae gen.sp.32	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.33	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.34	X	-	X	-	-
Cryptinae gen.sp.35	-	X	-	-	-
Cryptinae gen.sp.36	-	-	X	-	-
Cryptinae gen.sp.37	-	X	-	-	-
Cryptinae gen.sp.38	X	-	X	-	-
Cryptinae gen.sp.39	X	X	-	-	-
Cryptinae gen.sp.40	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.41	-	-	X	-	-
Cryptinae gen.sp.42	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.43	X	X	X	-	-
Cryptinae gen.sp.44	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.45	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.46	X	X	-	-	-
Cryptinae gen.sp.47	X	X	-	-	-
Cryptinae gen.sp.48	-	X	-	-	-
Cryptinae gen.sp.49	X	X	X	-	-
Cryptinae gen.sp.50	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.51	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.52	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.53	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.54	-	-	X	-	-
Cryptinae gen.sp.55	-	X	-	-	-
Cryptinae gen.sp.56	X	X	-	-	-
Cryptinae gen.sp.57	-	X	-	-	-
Cryptinae gen.sp.58	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.59	X	X	-	-	-
Cryptinae gen.sp.60	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.61	X	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.62	-	X	-	-	-
Cryptinae gen.sp.63	-	X	-	-	-

Cryptinae gen.sp.64	x	x	x	-	-
Cryptinae gen.sp.65	x	x	x	-	-
Cryptinae gen.sp.66	-	x	-	-	-
Cryptinae gen.sp.67	-	x	x	-	-
Cryptinae gen.sp.68	-	x	-	-	-
Cryptinae gen.sp.69	-	x	-	-	-
Cryptinae gen.sp.70	-	x	-	-	-
Cryptinae gen.sp.71	x	-	x	-	-
Cryptinae gen.sp.72	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.73	x	-	x	-	-
Cryptinae gen.sp.74	-	-	x	-	-
Cryptinae gen.sp.75	-	x	x	-	-
Cryptinae gen.sp.76	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.77	-	x	x	-	-
Cryptinae gen.sp.78	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.79	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.80	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.81	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.82	-	-	x	-	-
Cryptinae gen.sp.83	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.84	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.85	x	x	-	-	-
Cryptinae gen.sp.86	-	x	-	-	-
Cryptinae gen.sp.87	x	x	x	-	-
Cryptinae gen.sp.88	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.89	-	x	x	-	-
Cryptinae gen.sp.90	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.91	-	x	-	-	-
Cryptinae gen.sp.92	x	-	-	-	-
Cryptinae gen.sp.93	-	x	-	-	-
Cryptinae gen.sp.94	-	x	-	-	-
Cryptinae gen.sp.95	x	x	-	-	-
<b>Ctenopelmatinae</b>					
<b>Euryproctini</b>					
<u>Hadrodactylus nigrifemur</u> Thomson, 1883	x	-	-	K Endo	gPh
<u>Mesoleptidea cingulata</u> (Gravenhorst, 1829)	x	x	-	K Endo	gPh
<u>Phobetes nigriventris</u> (Teunissen, 1953)	-	x	x	K Endo	gPh
<u>Synodites</u> sp.1	x	-	-	K Endo	gPh
<u>Synodites</u> sp.2	x	-	-	K Endo	gPh
<b>Mesoleiini</b>					
<u>Alexeter</u> sp.1	x	x	-	K Endo	gPh
<u>Alexeter</u> sp.2	x	x	x	K Endo	gPh
<u>Alexeter</u> sp.3	x	-	-	K Endo	gPh
<u>Apholium</u> sp.*	-	x	-	K Endo	gPh
<u>cf. Arbelus</u> sp.	x	x	-	K Endo	gPh
<u>Campodorus</u> sp.	x	x	x	K Endo	gPh
<u>Mesoleius tibiator</u> Kasparyan, 2000	x	-	-	K Endo	gPh

<i>cf. Mesoleius</i> sp.	x	-	x	K Endo	gPh
<i>cf. Otlophorus</i> sp.	x	x	-	K Endo	gPh
<u><i>Rhinotorus leucostomus</i> (Gravenhorst, 1829)</u>	x	-	-	K Endo	gPh
<b>Perilissini</b>					
<u><i>Absyrtus vernalis</i> Bauer, 1961</u>	-	x	-	K Endo	gPh
<u><i>Lathrolestes (Lathrolestes) tripunctor</i> (Thunberg, 1822)</u>	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Perilissus rufoniger</i> (Gravenhorst, 1820)	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Perilissus sericeus</i> (Gravenhorst, 1829)	-	x	-	K Endo	gPh
<i>Perilissus spilonotus</i> (Stephens, 1835)	x	x	x	K Endo	gPh
<i>Perilissus variator</i> (Müller, 1776)	x	-	-	K Endo	gPh
<b>Pionini</b>					
<i>Pion fortipes</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Endo	gPh
<u><i>Rhorus nigrinus</i> (Habermehl, 1909)</u>	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Rhorus binotatus</i> (Kriechbaumer, 1897)	x	x	x	K Endo	gPh
<i>Rhorus chrysopus</i> (Gmelin, 1790)	-	x	-	K Endo	gPh
<i>Rhorus longicornis</i> (Holmgren, 1858)	-	x	-	K Endo	gPh
<b>Scolobatini</b>					
<i>Scolobates auriculatus</i> (Fabricius, 1804)	x	x	-	K Endo	gPh
<b>Diacritinae</b>					
<u><i>Diacritus aciculatus</i> (Vollenhoven, 1878)</u>	x	x	x	?	?
<b>Diplazontinae</b>					
<i>Diplazon laetatorius</i> (Fabricius, 1781)	x	-	-	K Endo	Zoo
<i>Diplazon tetragonus</i> (Thunberg, 1822)	x	-	-	K Endo	Zoo
<i>Enizemum ornatum</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Endo	Zoo
<i>Homotropus longiventris</i> Thomson, 1890	x	-	x	K Endo	Zoo
<i>Syrphophilus bizonarius</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Endo	Zoo
<b>Hybrizontinae</b>					
<i>Hybrizon buccatus</i> (Brebisson, 1825)	x	x	x	? Endo	Zoo
<b>Ichneumoninae<sup>2</sup></b>					
<b>Heresiarchini</b>					
<i>Coelichneumon bohemani</i> (Holmgren, 1864)	x	x	x	I Endo	gPh
<i>Coelichneumon cyaniventris</i> (Wesmael, 1859)	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Coelichneumon haemorrhoidalis</i> (Gravenhorst, 1820)	x	x	x	I Endo	gPh
<i>Coelichneumon sugillatorius</i> (Linnaeus, 1758)	x	-	x	I Endo	gPh
<u><i>Heresiarches eudoxius</i> (Wesmael, 1845)</u>	x	-	x	I? Endo	gPh
<b>Joppocryptini</b>					
<i>Pseudoplatylabus violentus</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	x	K? Endo	gPh
<b>Ichneumonini</b>					
<i>Barichneumon sexalbatius</i> (Gravenhorst, 1820)	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Cratichneumon flavifrons</i> (Schrank, 1781)	-	x	-	I Endo	gPh
<i>Cratichneumon culex</i> (Müller, 1776)	x	x	x	I Endo	gPh
<i>Cratichneumon luteiventris</i> (Gravenhorst, 1820)	-	x	-	I Endo	gPh
<i>Crypteffigies lanius</i> (Gravenhorst, 1829)	x	x	x	I Endo	gPh
<i>Crypteffigies pseudocryptus</i> (Wesmael, 1857)	x	-	-	I Endo	gPh

<sup>2</sup> Le Ichneumoninae comprendono sia parassitoidi idiobionti che coinobionti. In generale, le specie che attaccano larve di Lepidottero sono coinobionti, quelle che attaccano le pupe idiobionti (Hinz 1983; Wahl 1993).

<u><i>Eutanyacra pallidicornis</i></u> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Homotherus locutor</i> (Thunberg, 1822)	-	x	-	I Endo	gPh
<i>Homotherus varipes</i> (Gravenhorst, 1829)	x	x	-	I Endo	gPh
<i>Ichneumon lautatorius</i> Desvignes, 1856	x	-	-	I? Endo	gPh
<i>Ichneumon sarcitorius</i> Linnaeus, 1758	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Melanichneumon albipictus</i> (Gravenhorst, 1820)	x	x	-	I Endo	gPh
<i>Probolus crassulus</i> Horstmann, 2000	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Probolus culpatorius</i> (Linnaeus, 1758)	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Stenichneumon culpator</i> (Schrank, 1802)	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Stenobarichneumon basiglyptus</i> (Kriechbaumer, 1890)	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Stenobarichneumon citator</i> (Thunberg, 1822)	-	-	x	I Endo	gPh
<u><i>Stenobarichneumon protervus</i></u> (Holmgren, 1864)	x	x	-	I Endo	gPh
<i>Virgichneumon digrammus</i> (Gravenhorst, 1820)	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Virgichneumon dumeticola</i> (Gravenhorst, 1829)	x	x	x	I Endo	gPh
<i>Virgichneumon monostagon</i> (Gravenhorst, 1820)	x	x	-	I Endo	gPh
<i>Vulgichneumon bimaculatus</i> (Schrank, 1776)	x	-	x	I Endo	gPh
<i>Vulgichneumon saturatorius</i> (Linnaeus, 1758)	x	x	-	I Endo	gPh
<i>Vulgichneumon suavis</i> (Gravenhorst, 1820)	x	-	x	I Endo	gPh
<u><i>Vulgichneumon trifarius</i></u> (Berthoumieu, 1892)	x	-	-	I Endo	gPh

#### **Listrodromini**

<i>Listrodromus nyctemerus</i> (Gravenhorst, 1820)	x	-	-	K? Endo	gPh
--	---	---	---	---------	-----

#### **Phaeogenini**

<i>Aethecerus discolor</i> Wesmael, 1845	x	-	x	I Endo	gPh
<i>Aethecerus porcellus</i> Holmgren, 1890	x	x	-	I Endo	gPh
<u><i>Aethecerus ruberpedatus</i></u> Diller & Shaw, 2014	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Centeterus rubiginosus</i> (Gmelin, 1790)	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Colpognathus divisus</i> Thomson, 1891	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Dicaelotus inflexus</i> Thomson, 1891	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Dicaelotus (Dicaelotus) montanus</i> (de Stefani, 1885)	x	-	-	I Endo	gPh
<u><i>Dicaelotus (Dicaelotus) morosator</i></u> Aubert, 1969	x	x	-	I Endo	gPh
<i>Dicaelotus (Dicaelotus) pictus</i> (Schmiedeknecht, 1903)	x	x	-	I Endo	gPh
<i>Dicaelotus (Dicaelotus) punctiventris</i> (Thomson, 1891)	x	-	-	I Endo	gPh
<u><i>Dicaelotus suspectus</i></u> Perkins, 1953	x	x	x	I Endo	gPh
<i>Dilleritomus apertor</i> Aubert, 1979	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Dirophanes regenerator</i> (Fabricius, 1804)	-	x	-	I Endo	gPh
<i>Herpestomus arridens</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Herpestomus brunnicornis</i> (Gravenhorst, 1829)	x	x	x	I Endo	gPh
<u><i>Herpestomus minimus</i></u> (Berthoumieu, 1901)	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Misetus oculatus</i> Wesmael, 1845	-	-	x	I Endo	gPh
<u><i>Tycherus amaenus</i></u> (Wesmael, 1845)	x	x	-	I Endo	gPh
<u><i>Tycherus juvenilis</i></u> (Wesmael, 1848)	x	x	-	I Endo	gPh

#### **Platylabini**

<i>Asthenolabus vitratorius</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Platylabus tricingulatus</i> (Gravenhorst, 1820)	x	-	-	K Endo	gPh

#### **Lycorininae**

<i>Lycorina triangulifera</i> Holmgren, 1859	x	-	-	K Ecto?	cPh
--	---	---	---	---------	-----

#### **Mesochorinae**

<u><i>Astiphromma aggressor</i> (Fabricius, 1804)</u>	-	x	-	K Endo	Hyp
<u><i>Astiphromma albitarse</i> (Brischke, 1880)</u>	-	x	-	K Endo	Hyp
<i>Astiphromma splenium</i> (Curtis, 1833)	-	x	x	K Endo	Hyp
<i>Mesochorus atriventris</i> Cresson, 1872	x	-	-	K Endo	Hyp
<i>Mesochorus cf. cimbicis</i> Ratzeburg, 1844	-	x	-	K Endo	Hyp
<i>Mesochorus dispar</i> Brischke, 1880	-	-	x	K Endo	Hyp
<i>Mesochorus semirufus</i> Holmgren, 1860	-	x	-	K Endo	Hyp
<u><i>Mesochorus tenthredinidis</i> Schwenke, 1999</u>	-	x	-	K Endo	Hyp
<i>Mesochorus</i> sp.1	x	x	x	K Endo	Hyp
<i>Mesochorus</i> sp.2	x	-	-	K Endo	Hyp
<i>Mesochorus</i> sp.3	x	x	x	K Endo	Hyp
<i>Mesochorus</i> sp.4	x	-	-	K Endo	Hyp
<i>Mesochorus</i> sp.5	x	-	-	K Endo	Hyp
<i>Mesochorus</i> sp.6	-	x	-	K Endo	Hyp
<i>Mesochorus</i> sp.7	x	-	-	K Endo	Hyp
<i>Mesochorus</i> sp.8	-	x	-	K Endo	Hyp
<i>Mesochorus</i> sp.9	-	x	x	K Endo	Hyp
<b>Metopiinae</b>					
<i>Colpotrochia cincta</i> (Scopoli, 1763)	x	-	-	K Endo	cPh
<u><i>Exochus bolivari</i> Seyrig, 1927</u>	x	-	-	K Endo	cPh
<i>Exochus erythronotus</i> (Gravenhorst, 1820)	x	x	x	K Endo	cPh
<i>Exochus marklini</i> Holmgren, 1858	x	x	x	K Endo	cPh
<u><i>Exochus thomsoni</i> Schmiedeknecht, 1924</u>	x	x	x	K Endo	cPh
<u><i>Exochus vafer</i> Holmgren, 1873</u>	-	x	-	K Endo	cPh
<u><i>Exochus vexator</i> Tolkanitz, 1993</u>	x	-	-	K Endo	cPh
<i>Exochus</i> sp.	x	x	-	K Endo	cPh
<i>Hypsicera britannica</i> Tolkanitz, 2011	x	x	x	K Endo	cPh
<i>Hypsicera subtilitor</i> Aubert, 1969	x	-	x	K Endo	cPh
<i>Metopius (Ceratopius) citratus</i> (Geoffroy, 1785)	x	-	-	K Endo	gPh
<i>Triclistus globulipes</i> (Desvignes, 1856)	x	-	x	K Endo	cPh
<i>Triclistus podagricus</i> (Gravenhorst, 1829)	-	-	x	K Endo	cPh
<u><i>Triclistus squalidus</i> (Holmgren, 1858)</u>	x	-	-	K Endo	cPh
<u><i>Triclistus yponomeutae</i> Aeschlimann, 1973</u>	x	x	x	K Endo	cPh
<b>Ophioninae</b>					
<i>Ophion cf. costatus</i> Ratzeburg, 1848	-	x	x	K Endo	gPh
<i>Ophion cf. parvulus</i> Kriechbaumer, 1879	x	x	-	K Endo	gPh
<i>Ophion ventricosus</i> Gravenhorst, 1829	-	x	-	K Endo	gPh
<i>Enicospilus ramidulus</i> (Linnaeus, 1758)	x	x	-	K Endo	gPh
<b>Orthocentrinae</b>					
<u><i>Aperileptus vanus</i> Förster, 1871</u>	-	x	-	K Endo	Myc
<i>Dialipsis exilis</i> Förster, 1871	-	x	-	K Endo	Myc
<i>Eusterinx (Dallatorrea) circaea</i> Rossem, 1982	-	x	-	K Endo	Zoo
<i>Gnathochorisis flavipes</i> Förster, 1871	x	x	x	K Endo	Myc
<i>Gnathochorisis</i> sp.	-	-	x	K Endo	Myc
<i>Helictes borealis</i> (Holmgren, 1857)	x	x	x	K Endo	Myc
<i>Megastylus (Megastylus) flavopictus</i> (Gravehorst, 1829)	-	x	x	K Endo	Myc
<u><i>Megastylus (Megastylus) orbitator</i> Schiødte, 1838</u>	x	x	-	K Endo	Zoo

<u>Megastylus (Megastylus) suecicus van Rossem, 1983</u>	-	x	-	K Endo	Zoo
<i>Plectiscidea (Fugatrix) communis</i> (Förster, 1871)	x	-	-	K Endo	Myc
<i>Proclitus fulvicornis</i> Förster, 1871	-	-	x	K Endo	Myc
<i>Proclitus</i> sp.	-	-	x	K Endo	Myc
<i>Symplecis bicingulata</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Endo	Myc
<b>Orthocentrus genus-group</b>					
<i>Batakocomacrus caudatus</i> (Holmgren, 1858)	-	x	-	K Endo	Myc
<u><i>Plectiscus impurator</i> Gravenhorst, 1829</u>	x	x	x	K Endo	Myc
<i>Plectiscus</i> sp.	-	x	-	K Endo	Myc
<i>Neurateles</i> sp.	x	x	x	K Endo	Myc
<i>Orthocentrus</i> sp.1	-	x	-	K Endo	Myc
<i>Orthocentrus</i> sp.2	-	x	-	K Endo	Myc
<i>Orthocentrus</i> sp.3	x	x	-	K Endo	Myc
<i>Orthocentrus</i> sp.4	x	x	-	K Endo	Myc
<i>Orthocentrus</i> sp.5	-	-	x	K Endo	Myc
<i>Orthocentrus</i> sp.6	x	x	x	K Endo	Myc
<i>Orthocentrus</i> sp.7	-	x	-	K Endo	Myc
<i>Orthocentrus</i> sp.8	-	x	-	K Endo	Myc
<i>Orthocentrus</i> sp.9	x	-	x	K Endo	Myc
<i>Orthocentrus</i> sp.10	-	x	x	K Endo	Myc
<i>Stenomacrus</i> sp.1	-	-	x	K Endo	Myc
<i>Stenomacrus</i> sp.2	x	x	x	K Endo	Myc
<i>Stenomacrus</i> sp.3	x	x	-	K Endo	Myc
<b>Oxytorinae</b>					
<i>Oxytorus armatus</i> Thomson, 1883	x	-	-	Endo?	?
<i>Oxytorus luridator</i> (Gravenhorst, 1820)	x	x	x	Endo?	?
<b>Pimplinae</b>					
<b>Delomeristini</b>					
<i>Perithous scurra</i> (Panzer, 1804)	x	x	-	I Ecto	Zoo
<i>Perithous septemcinctorius</i> (Thunberg, 1822)	x	x	-	I Ecto	Zoo
<b>Ephialtini</b>					
<i>Acrodactyla degener</i> (Haliday, 1838)	-	x	-	K Ecto	Zoo
<i>Acropimpla pictipes</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	I Ecto	cPh
<i>Clistopyga incitator</i> (Fabricius, 1793)	x	-	x	I Ecto	Zoo
<i>Dolichomithus agnoscendus</i> (Roman, 1939)	x	-	-	I Ecto	Xyl
<i>Endromopoda detrita</i> (Holmgren, 1860)	x	-	x	I Ecto	cPh
<i>Endromopoda phragmitidis</i> (Perkins, 1957)	x	x	-	I Ecto	cPh
<i>Ephialtes manifestator</i> (Linnaeus, 1758)	-	x	x	I Ecto	Xyl/Zoo
<i>Paraperithous gnathaulax</i> (Thomson, 1877)	-	-	x	I Ecto	Xyl/Zoo
<u><i>Polysphincta longa</i> Kasparyan, 1976</u>	-	x	-	K Ecto	Zoo
<i>Scambius foliae</i> (Cushman, 1938)	-	-	x	I Ecto	cPh
<i>Scambus signatus</i> (Pfeffer, 1913)	x	-	-	I Ecto	cPh
<i>Tromatobia lineatoria</i> (Villers, 1789)	x	x	x	I Ecto	Zoo
<i>Tromatobia ornata</i> (Gravenhorst, 1829)	x	x	x	I Ecto	Zoo
<i>Zaglyptus multicolor</i> (Gravenhorst, 1829)	x	x	x	I Ecto	Zoo
<i>Zatypota albicoxa</i> (Walker, 1874)	x	x	x	K Ecto	Zoo
<u><i>Zatypota picticollis</i> (Thomson, 1888)</u>	-	x	-	K Ecto	Zoo

<b>Pimplini</b>					
<i>Apechthis compunctor</i> (Linnaeus, 1758)	x	x	-	I Endo	gPh
<i>Apechthis quadridentata</i> (Thomson, 1877)	x	-	-	I Endo	gPh
<i>Itopectis alternans</i> (Gravenhorst, 1829)	x	x	x	I Endo	cPh
<i>Itopectis maculator</i> (Fabricius, 1775)	x	-	-	I Endo	cPh
<i>Itopectis melanocephala</i> (Gravenhorst, 1829)	-	-	x	I Endo	cPh
<i>Itopectis tunetana</i> (Schmiedeknecht, 1914)	x	-	-	I Endo	cPh
<i>Pimpla contemplator</i> (Müller, 1776)	x	x	x	I Endo	cPh
<i>Pimpla insignatoria</i> (Gravenhorst, 1807)	x	x	-	I Endo	cPh
<i>Pimpla rufipes</i> (Miller, 1759)	x	x	x	I Endo	gPh/cPh
<i>Pimpla spuria</i> Gravenhorst, 1829	x	x	x	I Endo	cPh
<i>Pimpla turionellae</i> (Linnaeus, 1758)	x	-	-	I Endo	cPh
<i>Theronia atalantae</i> (Poda, 1761) <sup>3</sup>	x	x	-	I Endo	gPh/cPh
<b>Poemeniinae</b>					
<b>Poemeniini</b>					
<i>Neoxorides nitens</i> (Gravenhorst, 1829)	x	x	x	I Ecto	Xyl
<i>Poemenia collaris</i> (Haupt, 1917)	-	-	x	I Ecto	Zoo
<b>Rhyssinae</b>					
<i>Rhyssella approximator</i> (Fabricius, 1793)	x	-	-	I Ecto	Xyl
<b>Stilbopinae</b>					
<i>Stilbops vetulus</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Endo	cPh
<b>Tersilochinae</b>					
<i>Aneuclis</i> sp.	x	-	-	K Endo	cPh <sup>4</sup>
<i>Barycnemis</i> sp.	-	x	-	K Endo	cPh
<i>Probles</i> sp.	-	-	x	K Endo	cPh
<i>Tersilochus</i> sp.	x	-	-	K Endo	cPh
<b>Tryphoninae</b>					
<b>Eclytini</b>					
<i>Eclytus (Zapedias) exornatus</i> (Gravenhorst, 1829)	x	x	-	K Ecto	gPh
<b>Exenterini</b>					
<i>Acrotomus lucidulus</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Ecto	gPh
<i>Acrotomus succintus</i> (Gravenhorst, 1829)	x	x	-	K Ecto	gPh
<i>Cycasis rubiginosa</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Ecto	gPh
<b>Oedemopsini</b>					
<i>Thymaris cf. tener</i> (Gravenhorst, 1829)	x	x	x	K Ecto	cPh
<b>Phytodietini</b>					
<i>Phytodietus (Phytodietus) polyzonias</i> (Förster, 1771)	x	-	-	K Ecto	cPh
<i>Phytodietus (Phytodietus) elongator</i> Aubert, 1963*	x	-	-	K Ecto	cPh
<b>Tryphonini</b>					
<i>Ctenochira genalis</i> (Thomson, 1883)	x	x	x	K Ecto	gPh
<i>Ctenochira pectinata</i> (Bauer, 1958)	x	x	-	K Ecto	gPh
<i>Erromenus brunnicans</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Ecto	gPh

<sup>3</sup> Alcune specie di Pimplinae con host-range molto ampio come *Pimpla rufipes* o *Theronia atalantae* possono parassitizzare sia ospiti esposti che ospiti all'interno di tessuti; il genere *Theronia* può comportarsi a volte da pseudoiperparassitoide di pupe di altri Icnemonidi o da cleptoparassitoide (Fitton et al. 1988; Sime 2000); lo stesso discorso può essere esteso ad alcune specie del genere *Itopectis*, facoltativamente pseudoiperparassitoidi (Shaw 2009).

<sup>4</sup> La maggior parte delle Tersilochinae parassitizza larve fitofaghe all'interno dei tessuti delle piante, tuttavia alcune specie attaccano larve esposte (es. *Diaparsis*, *Tersilochus*) o larve fungifaghe (es. *Probles*) (vedi Mazón & Bordera 2014).



<i>Erromenus melanonotus</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Ecto	gPh
<i>Grypocentrus apicalis</i> Thomson, 1883	x	-	-	K Ecto	cPh
<i>Monoblastus caudatus</i> (Hartig, 1837)	x	-	-	K Ecto	gPh
<i>Monoblastus marginellus</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	K Ecto	gPh
<i>Neleges proditor</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	x	K Ecto	gPh
<i>Tryphon atriceps</i> Stephens, 1835	x	-	-	K Ecto	gPh
<i>Tryphon signator</i> Gravenhorst, 1829	x	-	-	K Ecto	gPh
<i>Tryphon thomsoni</i> Romna, 1939	x	-	-	K Ecto	gPh
<b>Xoridinae</b>					
<i>Xorides csikii</i> Clément, 1938	x	-	x	I Ecto	Xyl
<i>Xorides fuligator</i> (Thunberg, 1822)	-	x	-	I Ecto	Xyl
<i>Xorides gravenhorstii</i> (Curtis, 1831)	-	x	-	I Ecto	Xyl
<u><i>Xorides hedwigi</i> Clément, 1938</u>	-	x	-	I Ecto	Xyl
<i>Xorides praecatorius</i> (Fabricius, 1793)	x	x	x	I Ecto	Xyl
<i>Xorides rufipes</i> (Gravenhorst, 1829)	x	-	-	I Ecto	Xyl

### 3.2.2. Analisi dei dati

Le curve di rarefazione appaiono simili per i due ambienti, nonostante il numero diverso di boschi e impianti campionati. Entrambe le curve presentano un'elevata pendenza e appaiono lontane dal raggiungimento dell'asintoto (FIG. 3.3). Il numero di specie attese, mediante il calcolo dell'indice Chao2, per i boschi relitti è di circa 273 specie (con un intervallo di confidenza del 95% che va da un minimo di circa 239 specie ad un massimo di 331 specie) e per gli impianti naturaliformi di circa 491 specie (con un intervallo di confidenza del 95% che va da un minimo di circa 427 specie ad un massimo di circa 590 specie) (FIG. 3.4).

L'analisi multivariata ha rivelato come boschi relitti ed impianti naturaliformi differiscano significativamente per la composizione in specie ( $F_{1,28}=2.13$ ,  $P<0.01$ ). Nel grafico di ordinamento con NDMS (FIG. 3.5), la separazione tra i boschi e gli impianti appare evidente, sebbene il valore di stress associato (25%) – e che rappresenta una misura di quanto le distanze di ordinamento riflettano quelle reali della matrice di partenza – sia risultato di poco inferiore alla soglia ritenuta ideale per tale statistica (<30%; Kindt & Coe 2005).

L'analisi modellistica sugli impianti mostra come il numero totale di specie tenda a diminuire all'aumentare dei valori di copertura della canopy ed area basimetrica (TAB 3.4). La percentuale di copertura della canopy e l'area basimetrica compaiono in tre dei quattro modelli plausibili ottenuti con l'analisi inferenziale multi-modello. Il numero di specie raccolte tende invece ad aumentare con l'incremento nell'estensione dell'impianto, sebbene l'area compaia in solo uno dei quattro modelli plausibili (TAB. 3.4). Risultati simili sono stati ottenuti nell'analisi con modello lineare misto, considerando il numero di specie ripartito per *guild*. Due modelli presentano un valore di AIC inferiore a 2.00 (TAB 3.5). La percentuale di copertura della canopy e il logaritmo dell'area dell'impianto compaiono in entrambe i modelli ottenuti; il primo parametro influenza negativamente la ricchezza in specie, il secondo ha un effetto positivo. L'area

basimetrica compare solo nel primo dei due modelli, e influenza negativamente la ricchezza in specie (TAB 3.5). Significative sono risultate le interazioni tra *guild* e copertura della canopy e tra *guild* ed estensione dell'impianto (FIG. 3.6-3.7).

### 3.3 Discussione

Lo studio ha evidenziato una netta differenza nella composizione delle comunità Icneumonidi degli impianti naturaliformi della Pianura Padana orientale e dei quercu-carpineti seminaturali della stessa zona (FIG 3.5). La differenza appare ancor più evidente se si prendono in considerazione, per le foreste relitte, solo le trappole posizionate nella parte centrale dell'area boschiva, escludendo quindi quelle a margine. Le ragioni di tali differenze sono da attribuire verosimilmente all'età degli impianti e alla loro struttura interna. La maggior parte degli impianti analizzati è infatti relativamente recente, con un'età media di circa 15 anni. Gli impianti più vecchi sono quelli del bosco del Parauro a Mirano (del 1992), il piccolo impianto di scolo Schilla ad Arzergrande (la cui età non è nota ma che può essere desunta dalla dimensione media dei tronchi arborei) e il bosco di Crasere a Gaiarine (del 1990). Come attestato dai valori di copertura della canopy e di area basimetrica, gli impianti sono costituiti per la maggior parte da alberi giovani e poco sviluppati in altezza, che lasciano ampie aperture a livello della volta forestale, tali da permettere il filtraggio della luce e lo sviluppo della componente arbustiva ed erbacea (anche se quest'ultima in alcuni casi può venire rimossa periodicamente, a seguito di interventi di gestione). In virtù di ciò, la diversità di Icneumonidi – osservata e stimata (FIG. 3.4) – negli impianti appare nettamente maggiore di quella dei boschi relitti, con le comunità di Icneumonidi degli impianti che risultano costituite da un nucleo consistente di elementi tipici di ambienti aperti, poco presenti invece all'interno dei boschi più antichi. Gran parte delle specie appartenenti alle sottofamiglie Cremastinae o Ichneumoninae, ad esempio, si rinvencono in ambienti relativamente secchi e assolati (Gauld & Bolton 1988), mentre la sottofamiglia Campopleginae annovera diverse specie sinantropiche, presenti in aree coltivate e spesso impiegate per questo in programmi di lotta biologica (Hinz 1957; Gauld & Bolton 1988); per alcuni gruppi, la presenza in ambienti di prateria è strettamente dipendente da quella dei loro ospiti specifici, come nel caso delle Diplazontinae, che parassitizzano Sirfidi afidofagi (Fitton & Rotheray 1982), o delle Collyriinae, che attaccano larve di Imenotteri Cefidi che si sviluppano su piante erbacee (Salt 1931); infine, alcuni generi di Tryphoninae o di Tersilochinae possono essere abbondanti in habitat soleggiati, dove si incontrano con frequenza su infiorescenze erbacee (Kasparyan 1973b; Gauld & Bolton 1988).

Le analisi modellistiche hanno mostrato una correlazione positiva tra dimensione dell'impianto e ricchezza in specie e l'assenza di correlazione tra quest'ultima e il grado di connettività degli impianti con le aree naturali circostanti (TAB. 3.4-3.5). Gli impianti con valori di connettività più elevati, come il bosco del Parauro a Mirano, o costituiti in prossimità di boschi relitti, come gli impianti presso i boschi planiziali di Carpenedo o presso bosco del Merlo a Lison, non presentano infatti una ricchezza in specie maggiore rispetto ad impianti relativamente più isolati. Purtroppo sono pochi gli studi sulle capacità di dispersione dei

parassitoidi e di come queste siano influenzate dalle caratteristiche del paesaggio circostante (Quicke 2015). La maggior parte delle specie di Icneumonidi presenta areali molto ampi, e la quasi totalità delle specie finora conosciute per l'Italia è presente in gran parte d'Europa o addirittura della regione paleartica (Yu et al. 2012). È quindi ipotizzabile che il relativo grado di isolamento di alcune aree possa non costituire un ostacolo alla dispersione per la maggior parte delle specie, capaci quindi di trovare habitat favorevoli alle loro caratteristiche biologiche anche su grandi distanze. Al contrario, è più probabile che, almeno in una fase iniziale dell'evoluzione delle aree boschive planiziali, l'estensione del bosco, più che il livello di connessione con aree naturali vicine, sia un fattore importante nel determinare la ricchezza in specie di parassitoidi. Il grafico dell'interazione tra *guild* ed estensione degli impianti (FIG. 3.6), ricavato dai risultati dell'analisi inferenziale sul modello lineare misto, mostra come all'aumentare dell'area dell'impianto aumenti la ricchezza in specie di parassitoidi di esofitofagi ed endofitofagi di piante non legnose, dei parassitoidi di zoofagi e degli iperparassitoidi; tutte queste categorie sono ben rappresentate nella comunità degli impianti e annoverano molte specie di ambienti aperti, per le quali il paesaggio antropizzato caratteristico della Pianura Padana orientale non rappresenta evidentemente un ostacolo alla dispersione. Infine è da non sottovalutare il ruolo giocato da aree circostanti anche non forestali (arbusteti, cespuglieti, ecc.), che oltre a fornire possibilità di spostamento e presenza di ospiti (almeno in parte), rappresentano importanti fonti per il foraggiamento degli adulti.

Altro risultato interessante dell'analisi modellistica è l'effetto negativo della percentuale di copertura della canopy e dei valori di area basimetrica sul numero di specie raccolte (TAB 3.4). L'effetto negativo della percentuale di copertura della canopy emerge anche nell'analisi inferenziale sul modello lineare misto (TAB 3.5). Rappresentando graficamente le interazioni tra *guild* e percentuale di copertura della canopy (FIG. 3.7), si può notare come all'aumentare del grado di copertura arborea, diminuisca significativamente il numero di specie di parassitoidi legati a esofitofagi ed endofitofagi su parti vegetative e generative di piante non legnose e di parassitoidi di zoofagi. In uno studio sulle comunità di Icneumonidi delle foreste della Gran Bretagna, Fraser et al. (2007) hanno dimostrato come l'aumento della copertura arborea determini una diminuzione nella diversità delle Pimplinae, e una diminuzione nel numero di specie e di individui appartenenti alle Poemeniinae. Come illustrato da Mason (2001), nei boschi planiziali della Pianura Padana, in mancanza di interventi di ceduzione o di fenomeni naturali come le tempeste, la struttura del quercocarpinetto di pianura tende progressivamente a chiudersi. Si può assistere quindi al passaggio dalla struttura a "due piani", tipica del ceduo composto, a quella monoplana a carpino bianco, con assenza quasi totale di sottobosco (come nel caso del bosco Ronchi di Sass) o dominanza pressoché totale di alcune specie come il pungitopo (Del Favero 2004; Campanaro et al. 2007). È indicativo quindi che negli impianti più "aperti", con valori minori di copertura della canopy e di area basimetrica, si trovino rappresentanti di sottofamiglie che non si rinvergono o si rinvergono solo raramente nei boschi naturali, e la cui diversità tende a diminuire con il progressivo infittirsi della foresta e conseguente riduzione della diversità erbacea e arbustiva nel sottobosco.

È interessante notare che, nello studio sulla relazione tra parametri ambientali e ricchezza in specie di Pimplinae, Poemeniinae, Rhyssinae e Xoridinae nella foresta planiziale di Bosco della Fontana (vedi CAP 2.0), a valori più alti di area basimetrica corrispondeva un aumento del numero di specie raccolte appartenenti a queste sottofamiglie, risultato diametralmente opposto a quanto emerso dallo studio della variazione ricchezza in specie negli impianti naturaliformi. Sebbene nelle foreste planiziali, alberi di maggiori dimensioni e più vetusti possano offrire un maggior numero di potenziali microhabitat e, come nel caso delle querce, accumulare notevoli quantità di legno morto sospeso (Sobek et al. 2009; Birtele & Hardersen 2012), è lecito supporre che, almeno nella fase iniziale dell'evoluzione degli impianti verso lo *status* di foresta, l'aumento di dimensione degli alberi contribuisca alla chiusura della volta forestale e alla diminuzione della luce filtrante, con conseguente diminuzione delle specie legate ad ambienti aperti e calo della ricchezza in specie totale.

In conclusione, le comunità di Icneumonidi degli impianti naturaliformi della Pianura Padana orientale sono ancora molto distanti da quelle dei quercu-carpineti evoluti. Lo studio ha mostrato come nel naturale processo di evoluzione degli impianti verso una forma più matura di bosco ci si debba attendere un cambiamento profondo nella composizione in specie di Icneumonidi, con specie di habitat aperti e legate alla frequentazione di specie fiorifere che cedono il posto a specie tipiche del sottobosco delle foreste mature, legate al legno morto o che parassitizzano defogliatori delle chiome o di arbusti nel sottobosco. Uno dei fattori trainanti di questo processo è dato dalla progressiva chiusura della canopy, che diminuisce la quantità di luce che filtra verso gli strati bassi del bosco. Interventi di gestione volti a creare aperture artificiali all'interno delle foreste possono risultare utili non solo a favorire la naturale rinnovazione delle specie arboree (*in primis*, la farnia), ma anche ad aumentare la biodiversità locale, favorendo l'instaurarsi di biocenosi più complesse.

**Tabella 3.1** – Elenco degli impianti naturaliformi e dei boschi planiziali relitti della Pianura Padana del nord-est selezionati per lo studio delle comunità di *Iceumonidi*.

<b>Impianti naturaliformi</b>	<b>codice</b>	<b>località</b>	<b>lat. (N)</b>	<b>long. (E)</b>
scolo Schilla	SCH	Veneto – Padova - Arzergrande	45°15'	12°03'
bosco del Parauro	PAR	Veneto – Venezia – Mirano	45°30'	12°07'
bosco dell'Osellino	OSE	Veneto – Venezia – Mestre	45°29'	12°15'
impianto di Carpenedo	MES	Veneto – Venezia – Mestre	45°30'	12°14'
bosco Zaher	ZAH	Veneto – Venezia – Mestre (Dese)	45°31'	12°17'
impianto di Meolo	MEO	Veneto – Venezia – Meolo	45°36'	12°27'
bosco di Pressaccon	SST	Veneto – Venezia – S.Stino di Livenza	45°45'	12°42'
impianto di bosco del Merlo	LIS	Veneto – Venezia – Portogruaro (Lison)	45°45'	12°44'
bosco delle Lame	LAM	Veneto – Venezia – Concordia Sagittaria	45°41'	12°52'
impianto di Roncade	RON	Veneto – Treviso – Roncade (Vallio)	45°38'	12°26'
boschi di San Marco	SSM	Veneto – Treviso – Cessalto	45°42'	12°34'
impianto di bosco Otello	OTE	Veneto – Treviso – Gaiarine	45°51'	12°29'
bosco di Crasere	CRA	Veneto – Treviso – Gaiarine (Francenigo)	45°54'	12°30'
bosco Brussa	BRU	Friuli – Udine – Palazzolo dello Stella	45°46'	13°05'
impianto di Muzzana	MUZ	Friuli – Udine – Muzzana del Turgnano	45°48'	13°06'
impianto Tenuta Villabruna a Marano	MAR	Friuli – Udine – Marano Lagunare	45°46'	13°09'
impianto Tenuta Villabruna a Casale	PRA	Friuli – Udine – Carlino (Casale)	45°46'	13°11'
impianto Tenuta Villabruna a Carlino	CAR	Friuli – Udine – Carlino	45°47'	13°12'

<b>Boschi relitti</b>	<b>codice</b>	<b>località</b>	<b>lat. (N)</b>	<b>long. (E)</b>
bosco di Carpenedo	CAP	Veneto – Venezia – Mestre	45°30'	12°14'
bosco del Merlo	MER	Veneto – Venezia – Portogruaro (Lison)	45°44'	12°44'
bosco Olmé	CES	Veneto – Treviso – Cessalto	45°42'	12°37'
bosco di Cavalier	CAV	Veneto – Treviso – Gorgo al Monticano	45°45'	12°33'
bosco di Basalghelle	BAS	Veneto – Treviso – Mansué	45°49'	12°31'
bosco di Gaiarine	GAI	Veneto – Treviso – Gaiarine	45°51'	12°29'
bosco Bando	BAN	Friuli – Udine – Palazzolo dello Stella	45°46'	13°04'
bosco Bolderatis	BOL	Friuli – Udine – Carlino	45°47'	13°12'
bosco Prà Quain e Venchiaratis	VEN	Friuli – Udine – Carlino	45°47'	13°13'
bosco Ronchi di Sass	RSS	Friuli – Udine – S.Giorgio di Nogaro	45°48'	13°14'
bosco Boscat	BOS	Friuli – Udine – S.Giorgio di Nogaro	45°50'	13°10'
bosco Sgobitta	SGO	Friuli – Udine – Porpetto	45°51'	13°11'

**Tabella 3.2** – Parametri strutturali, totale del numero di specie e di individui raccolti per ognuna delle due trappole posizionate negli impianti naturaliformi. SBA = area basimetrica; H = indice di  $\alpha$ -diversità di Shannon; sp = numero totale specie raccolte; ab = numero totale individui raccolti.

<b>trappola</b>	<b>area (ha)</b>	<b>connettività (2km)</b>	<b>canopy (%)</b>	<b>SBA (m<sup>2</sup>/ha)</b>	<b>H</b>	<b>sp</b>	<b>ab</b>
BRU01	32.91	505.63	78	14.4	0.71	40	110
BRU02			80	12.5	1.21	15	20
CAR01	2.62	958.90	74	14.5	1.71	21	68
CAR02			85	11.6	1.47	9	15
CRA01	1.91	1369.59	77	22.1	2.59	31	50
CRA02			82	36.4	2.27	17	25
LAM01	24.27	393.06	73	10.7	1.37	38	115
LAM02			73	13.9	1.87	27	69
LIS01	1.54	291.18	80	11.5	1.63	23	59
LIS02			80	15.0	1.75	28	84
MAR01	10.46	143.54	85	10.2	1.65	29	86
MAR02			60	4.6	1.47	27	57
MEO01	16.49	53.14	64	7.8	1.34	61	208
MEO02			47	3.6	1.30	78	187
MES01	7.59	1469.00	89	15.7	1.09	20	30
MES02			90	18.2	0.87	7	7
MUZ01	2.37	955.50	74	8.8	1.59	19	59
MUZ02			78	9.3	1.65	33	102
OSE01	8.96	1172.89	94	11.1	1.74	16	36
OSE02			93	17.9	2.03	16	34
OTE01	2.61	566.05	54	3.3	2.27	51	113
OTE02			75	1.8	2.25	25	37
PAR01	19.77	3063.62	82	20.9	1.85	23	54
PAR02			86	19.2	1.78	21	41
PRA01	4.37	1028.21	65	5.3	1.58	28	35
PRA02			69	6.2	1.53	31	57
RON01	3.51	58.38	81	5.3	1.91	8	9
RON02			79	10.1	1.94	4	4
SCH01	1.5	266.53	80	12.8	1.55	31	94
SCH02			83	37.5	1.45	5	8
SSM01	16.36	296.47	88	5.8	2.21	61	205
SSM02			87	13.5	1.94	54	143
SST01	37.41	431.81	62	4.6	1.95	24	50
SST02			57	7.3	2.06	20	29
ZAH01	28.6	1085.12	89	13.6	1.78	27	209
ZAH02			88	10.1	1.50	38	286

**Tabella 3.3** – Totale del numero di specie e di individui raccolti e totale delle specie e degli individui raccolti per *guild* in ognuno degli impianti e dei boschi campionati.

sito	TOT		cPh		gPh		Zoo		Myc		Hyp		Xyl	
	sp	ab	sp	ab	sp	ab	sp	ab	sp	ab	sp	ab	sp	ab
BRU	55	130	13	23	24	47	7	37	3	13	1	1	0	0
CAR	30	83	7	48	11	20	5	6	2	3	1	2	0	0
CRA	48	75	13	25	13	15	8	12	4	5	0	0	2	2
LAM	65	184	16	64	25	53	11	27	0	0	2	2	0	0
LIS	51	143	13	38	10	27	7	38	3	3	2	2	2	2
MAR	56	143	11	51	22	51	9	25	0	0	3	3	2	2
MEO	139	395	32	164	67	163	19	43	3	3	4	5	1	2
MES	27	37	6	10	6	6	4	9	3	3	1	1	1	1
MUZ	52	161	15	44	22	97	4	8	3	4	1	1	1	1
OSE	32	70	10	23	6	8	5	21	3	3	0	0	0	0
OTE	76	150	16	43	29	48	16	31	5	11	0	0	0	0
PAR	44	95	12	38	6	17	5	6	1	1	0	0	2	2
PRA	59	92	9	14	29	50	10	14	3	3	1	2	0	0
RON	12	13	6	7	3	3	2	2	0	0	0	0	0	0
SCH	36	102	10	27	7	7	5	7	3	3	1	2	2	4
SSM	115	348	24	148	43	72	12	25	5	7	6	15	0	0
SST	44	79	11	29	22	36	1	1	2	2	3	3	0	0
ZAH	65	495	21	277	19	171	10	28	4	4	1	1	0	0
<b>n° medio sp</b>	<b>55.9</b>		<b>13.6</b>		<b>20.2</b>		<b>7.8</b>		<b>2.6</b>		<b>1.5</b>		<b>0.7</b>	
BAN	56	98	8	26	16	20	11	26	5	5	2	3	2	6
BAS	65	175	14	84	13	29	7	14	5	9	4	6	1	1
BOL	42	65	9	15	7	7	11	19	3	5	3	6	3	5
BOS	46	79	3	8	8	8	11	37	5	5	2	2	4	4
CAP	63	102	12	27	20	23	8	11	8	24	4	4	4	5
CAV	44	82	10	34	5	5	7	7	1	1	2	2	2	2
CES	66	198	15	89	17	40	7	15	4	4	0	0	1	1
GAI	65	121	9	20	16	17	13	23	6	8	0	0	0	0
MER	114	276	27	98	28	70	16	40	8	10	3	3	6	7
RSS	39	115	7	21	12	17	8	60	4	6	3	4	2	4
SGO	64	138	11	33	18	29	8	46	4	4	4	4	5	5
VEN	50	100	6	20	13	23	8	28	3	4	2	3	2	2
<b>n° medio sp</b>	<b>59.5</b>		<b>10.9</b>		<b>14.4</b>		<b>9.6</b>		<b>4.7</b>		<b>2.4</b>		<b>2.7</b>	

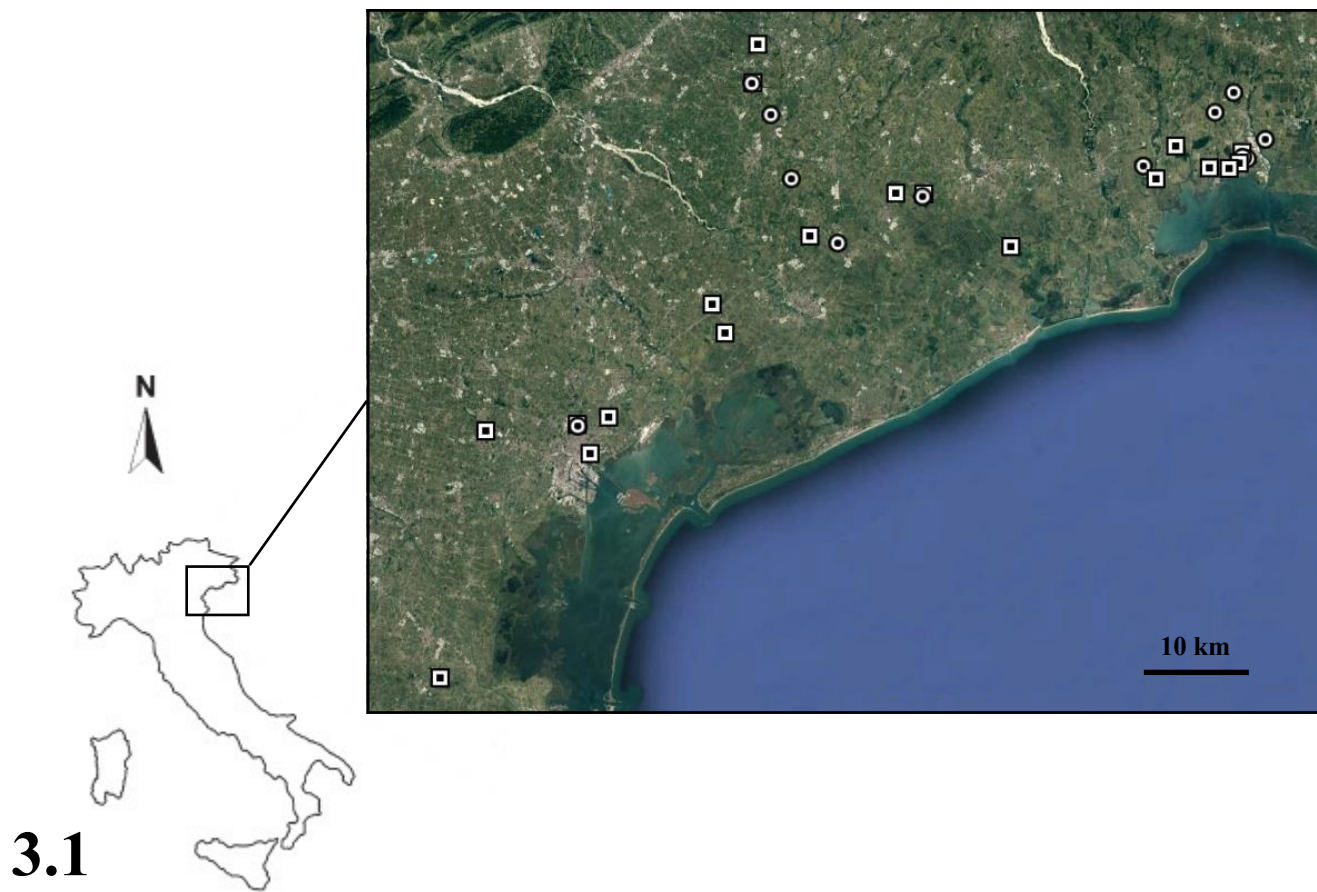
**Tabella 3.4** – Modelli generali lineari "plausibili", risultanti dall'analisi inferenziale multi-modello. La variabile esplicativa è il numero totale di specie per trappola. Le variabili prese in esame nel modello di partenza sono ordinate in base al peso relativo ( $\Sigma w_i$ ).

	<b>1° modello</b>	<b>2° modello</b>	<b>3° modello</b>	<b>4° modello</b>	$\Sigma w_i$
Intercetta	73.35	66.42	77.75	38.62	-
canopy	-0.48	-0.48	-0.64	-	0.77
SBA	-0.65	-0.60	-	-0.86	0.72
(log)area	-	3.10	-	-	0.33
connettività (2km)	-	-	-	-	0.21
H	-	-	-	-	0.19
<b>Delta AICc</b>	0	1.70	1.92	1.97	
<b>Peso del modello</b>	0.237	0.101	0.090	0.089	



**Tabella 3.5** – Modelli lineari misti "plausibili", risultanti dall'analisi inferenziale multi-modello. La variabile esplicativa è il numero standardizzato di specie raccolte per *guild* per trappola. Le variabili prese in esame nel modello di partenza sono ordinate in base al peso relativo ( $\Sigma w_i$ ).

	1° modello	2° modello	$\Sigma w_i$
Intercetta	1.59	1.71	-
<i>guild</i>	*	*	100
canopy	-0.02	-0.02	0.98
(log)area	0.24	0.28	0.95
canopy x <i>guild</i>	*	*	0.95
(log)area x <i>guild</i>	*	*	0.93
SBA	-0.03	-	0.67
connettività (2km)	-	-	0.36
H	-	-	0.23
SBA x <i>guild</i>	-	-	0.15
connettività x <i>guild</i>	-	-	0.11
H x <i>guild</i>	-	-	<0.01
<b>Delta AICc</b>	0	1.26	
<b>Peso del modello</b>	0.260	0.139	



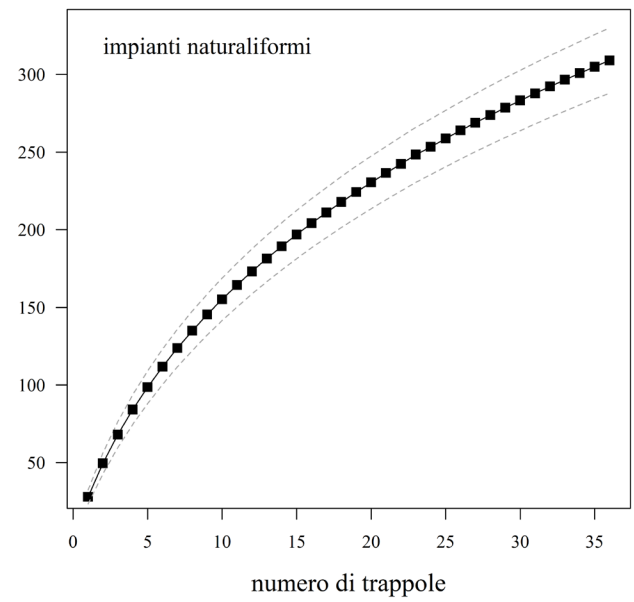
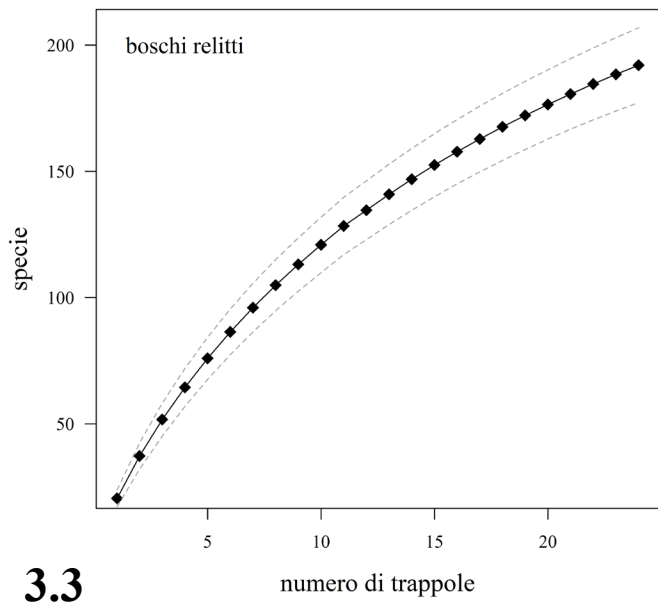
**3.1**



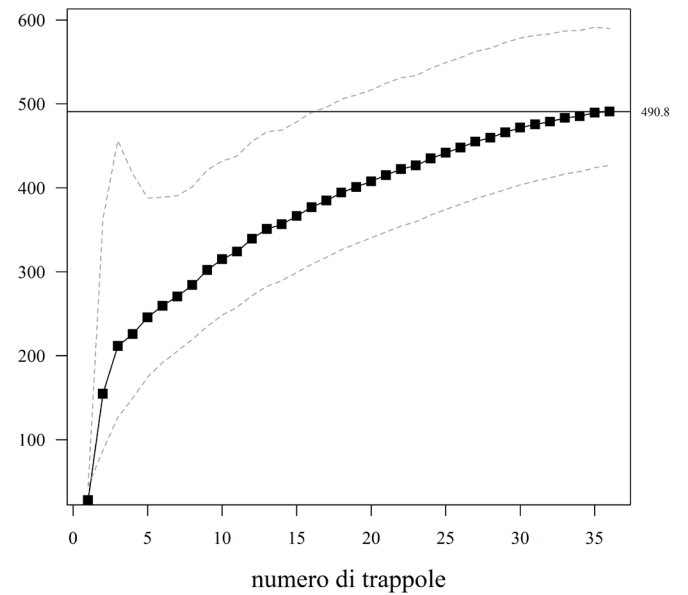
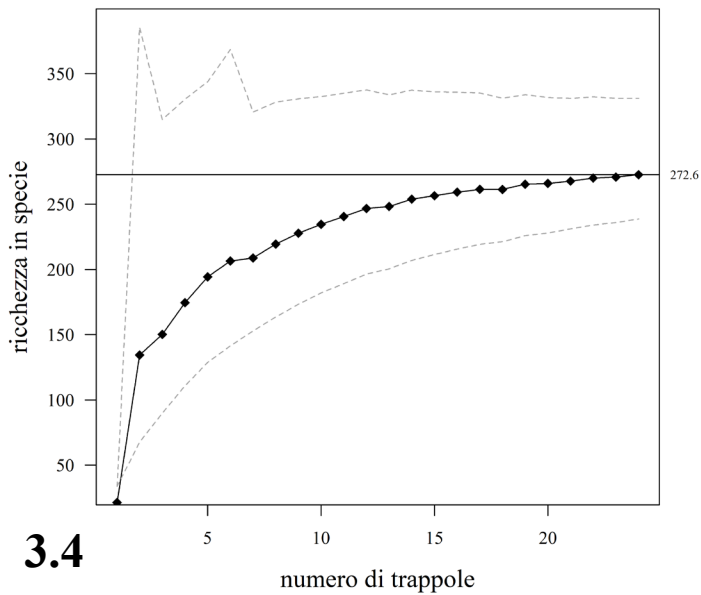
**3.2**



**FIG 3.1** - Pianura Padana del nord-est. Sono indicati i boschi relitti (cerchi) e gli impianti naturaliformi (quadrati) presi in esame.  
**FIG- 3.2** - Esempio di trappola Malaise utilizzata nel campionamento. Nel riquadro: modifica apportata al barattolo collettore (in basso) rispetto alla conformazione originale (in alto) per aumentare l'efficacia di cattura.



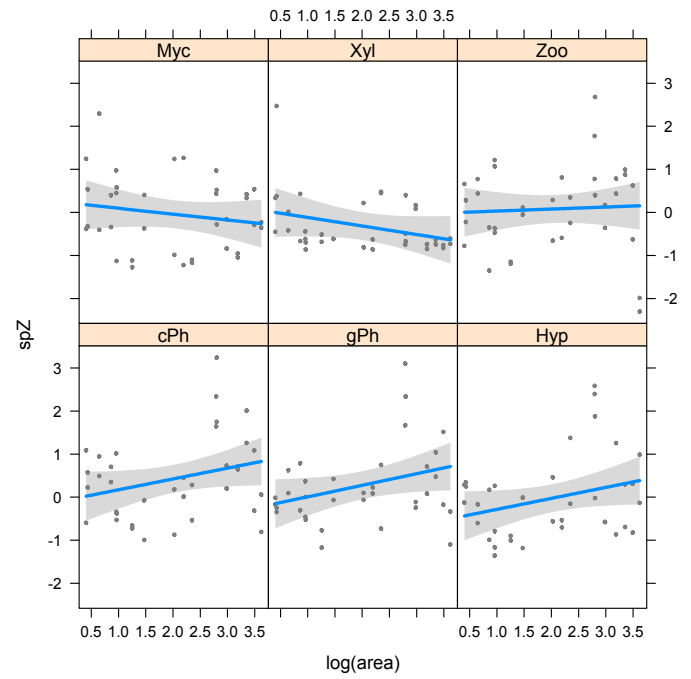
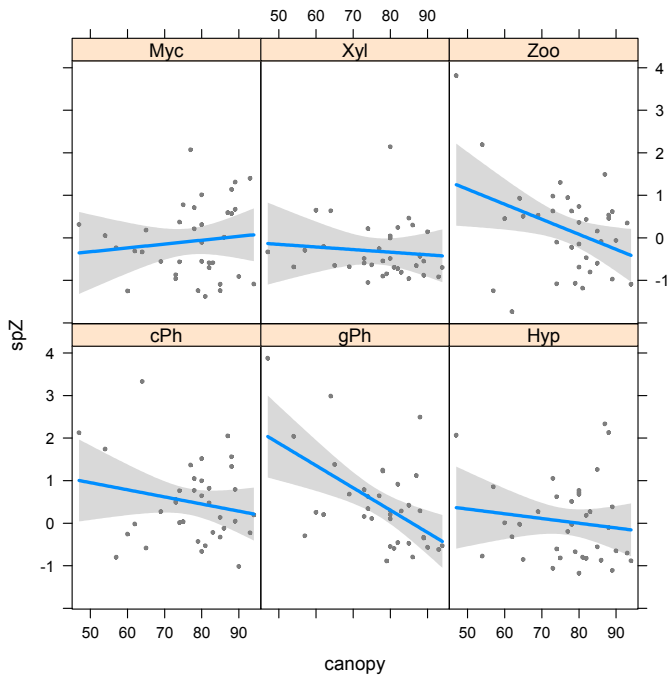
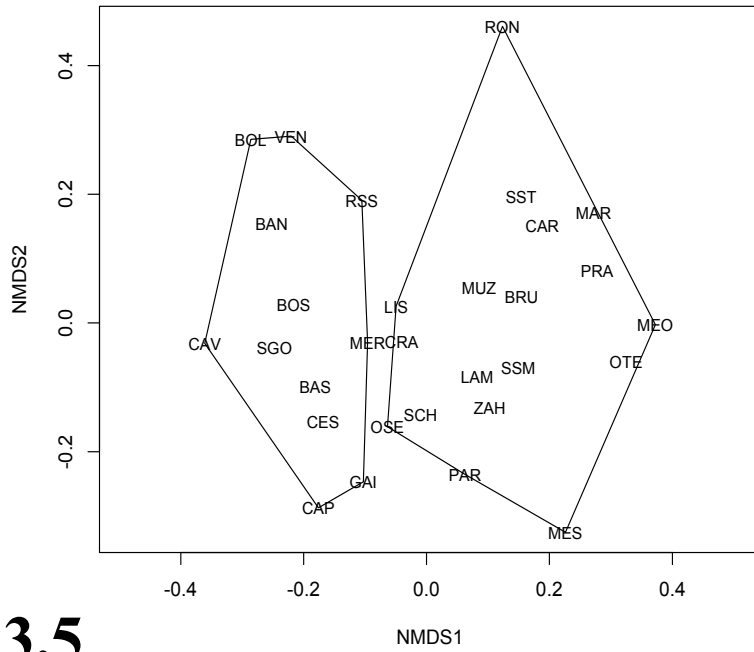
3.3



3.4

**FIG. 3.3** - Curve di rarefazione ed intervalli di confidenza del 95% per le trappole posizionate nei boschi relitti (sinistra) e negli impianti naturaliformi (destra).

**FIG. 3.4** - Curve per la stima del numero di specie attese ed intervalli di confidenza del 95% secondo l'indice Chao2, per i boschi relitti (sinistra) e per gli impianti naturaliformi (destra).



**FIG. 3.5** - Ordinamento con NMDS che mostra la relazione tra i boschi relitti e gli impianti naturaliformi.

**FIG. 3.6**- Grafico che mostra l'interazione tra percentuale di copertura della canopy e *guild* sulla ricchezza in specie di icneumonidi negli impianti (standardizzata per guild).

**FIG. 3.7** - Grafico che mostra l'interazione tra logaritmo dell'area e *guild* sulla ricchezza in specie di icneumonidi negli impianti (standardizzata per guild).

#### **4.0 Verso una chiave interattiva per le sottofamiglie e le tribù di Icneumonidi della fauna europea**

Il primo passo nell'identificazione di un esemplare è spesso rappresentato dalla corretta attribuzione dello stesso ad un determinato gruppo sistematico, per poi proseguire nel processo identificativo scendendo di grado fino ad individuare il genere o la specie. Per gruppi sistematici molto grandi è spesso fondamentale individuare il rango superiore al genere (sottofamiglia, tribù, sottotribù), prima di poter cercare ed utilizzare una letteratura meno generica che consenta all'utente di poter stabilire a quale genere o specie appartenga l'esemplare raccolto.

Per una famiglia così vasta come quella degli Icneumonidi, che in Europa consiste in più di 6.500 specie raggruppate in 33 sottofamiglie (van Achterberg & Zwakhals 2004; Yu et al. 2012; Broad 2016), l'attribuzione di un esemplare alla corretta sottofamiglia o tribù può essere considerato, specialmente per utenti poco esperti e che si avvicinano per la prima volta al gruppo, già come un parziale successo. Poche sottofamiglie di Icneumonidi possono essere riconosciute sulla base di una singola caratteristica, quanto piuttosto per una combinazione di caratteri ricorrenti, nessuno dei quali esclusivo di un determinato gruppo (Broad 2013). La mancanza di caratteri che definiscono in maniera univoca la singola sottofamiglia o la singola tribù risulta spesso in chiavi dicotomiche di difficile utilizzo. Nel caso di chiavi dicotomiche come quella di Perkins (1959) o di Townes (1969), il tentativo di procedere ad un'esclusione progressiva delle singole sottofamiglie man mano che si procede nella chiave produce dicotomie complicate e poco maneggevoli, dovute alla necessità di definire un gruppo in un unico passaggio tenendo al contempo presente tutte le possibili eccezioni. Viceversa, il tentativo di considerare separatamente nella chiave quei generi o gruppi che si discostano per alcuni caratteri dagli altri rappresentanti di una sottofamiglia o di una tribù risulta in chiavi molto lunghe, con la maggior parte delle sottofamiglie che ricorrono in diversi punti della chiave, anche quando ci si limita a trattare faune appartenenti ad una singola regione geografica (vedi Kasparian 1981; Wahl 1993; Broad 2013).

Viene qui presentata ICHN-key, una chiave interattiva multi-entrata per la discriminazione delle sottofamiglie e delle tribù degli Icneumonidi della fauna europea. La chiave interattiva vuole rappresentare una valida alternativa alle poco maneggevoli chiavi dicotomiche classiche esistenti, soprattutto per chi si avvicina a questo gruppo per la prima volta. In una chiave multi-entrata, l'utente ha la possibilità di scegliere i caratteri da analizzare, sulla base di quelli che ritiene più semplici da osservare, e valutarli sull'esemplare in esame, senza doversi incanalare in un percorso prestabilito. Grazie alla ridondanza di informazioni nella matrice di caratteri alla base della costruzione della chiave, l'utente può scegliere i caratteri da analizzare nell'ordine che preferisce, evitando quelli di difficile interpretazione o inapplicabili (ad esempio, perché l'esemplare è danneggiato). Un altro vantaggio del sistema multi-entrata è dato poi dalla possibilità da parte dell'utente di selezionare più stati per carattere, permettendo così di esprimere l'incertezza nell'interpretazione di uno stato di un carattere senza dover per forza optare per una scelta netta che finisca per indirizzare il processo identificativo verso una strada errata. Eventuali modifiche alla chiave, così come l'aggiunta di nuovi taxa, possono essere effettuate aggiungendo o modificando una o più righe di

caratteri nella matrice originale, facenti capo ad uno o più taxa terminali, senza dover alterare la logica dell'intera chiave (Cerretti et al. 2012). Nel caso di strumenti online come le chiavi interattive, la corretta indicizzazione e citabilità del lavoro può essere poi assicurata dalla produzione di un relativo *data paper*, un normale articolo accademico su rivista che riporti la descrizione delle caratteristiche tecniche dello strumento e i dettagli della costruzione della chiave online (Chavan & Penev 2011; Penev et al. 2012).

#### **4.1 ICHN-key: una chiave interattiva per le sottofamiglie e le tribù degli Ichneumonidi europei**

ICHN-key è una chiave online interattiva multi-entrata, creata utilizzando il linguaggio di programmazione C# su Framework.net. La chiave si basa su una matrice “caratteri x taxa”, per l'identificazione degli Ichneumonidae della fauna europea a livello di sottofamiglia o tribù. Il sistema permette, attraverso la selezione di uno o più stati per ogni carattere scelto dall'utente, di scartare i taxa che non condividono quegli stati del carattere; il processo di selezione può essere ripetuto considerando altri caratteri fino a restringere la ricerca ad un unico taxon (Dallwitz 2000; Cerretti et al. 2012). ICHN-key è in inglese e si basa sullo stesso layout grafico utilizzato per MOSCHweb (Cerretti et al. 2012) e ChiloKEY (Bonato et al. 2014). La chiave è *open access* e l'adozione della Creative Commons Attribution License 3.0 (CC-BY) ne permette uso, distribuzione e riproduzione dei contenuti senza restrizioni, a patto che il lavoro degli autori e la fonte di provenienza siano adeguatamente citati (Penev et al. 2009; Penev et al. 2012).

#### **4.2 Copertura tassonomica e geografica della chiave interattiva**

ICHN-Key comprende 71 taxa terminali, sulla base di tutte le specie di Ichneumonidi attualmente conosciute per l'Europa (van Achterberg & Zwakhals 2004; Yu et al. 2012). La copertura geografica della chiave si basa sui confini adottati per il progetto Fauna Europaea (de Jong et al. 2014).

Dal punto di vista sistematico, ICHN-key segue l'ordine proposto dal Catalogue of World Ichneumonidae (Yu et al. 2012), con le seguenti eccezioni:

- 1) la sottofamiglia Alomyinae comprende il solo genere *Alomya* Panzer, secondo quanto riportato in Laurence et al. (2006) e già ipotizzato da Perkins (1959).
- 2) il genere *Hyperacmus* Holmgren è incluso nella sottofamiglia Cyloceiriinae (Quicke et al. 2009), insieme con i generi *Allomacrus* Förster e *Cylloceria* Schiødte (un quarto genere, *Rossemia* Humala, noto di Carelia, è formalmente fuori dai confini europei stabiliti da Fauna Europaea).
- 3) i generi appartenenti al gruppo *Phrudus* nelle Phrudinae (genericamente noti come “microphrudine”) sono trattati come tribù Phrudini all'interno della sottofamiglia Tersilochinae (Quicke et al. 2009; Quicke 2015).
- 4) la divisione in tribù della sottofamiglia Ichneumoninae segue Tereshkin (2009), ad eccezione della definizione della tribù Heresiarchini, che comprende le tribù Heresiarchini+Protichneumoni+Troginini di Tereshkin (Yu et al. 2012). In aggiunta, seguendo la classificazione proposta da Tereshkin, i generi *Baeosemus* Förster, *Centeterus* Wesmael, *Diaschisaspis* Förster, *Herpestomus* Wesmael, *Jethsura* Cameron,

e *Mevesia* Holmgren, inclusi da Yu et al. (2012) nelle Alomyinae, e il genere *Notosemus* Förster, in Yu et al. (2012) nella tribù Oedicephalini, sono invece riportati all'interno della tribù Phaeogenini.

5) i generi *Echthrus* Gravenhorst e *Helcostizus* Förster, inseriti rispettivamente nelle tribù Hemigastrini e Phygadeuontini all'interno delle Cryptinae (Yu et al. 2012), sono trasferiti alla tribù Cryptini, secondo quanto proposto da Laurence et al. (2006) e riportato in Broad (2016).

6) i generi *Bremiella* Dalla Torre, *Ischyrocnemys* Holmgren, *Lapton* Nees e *Scolomus* Townes & Townes, la cui collocazione sistematica risulta ad oggi ancora problematica (Quicke et al. 2009; Quicke 2015), non sono stati assegnati nella chiave a nessuna delle sottofamiglie o tribù attualmente conosciute, ma sono stati trattati come unità tassonomiche distinte.

Infine, come in Yu et al. (2012) e diversamente da quanto proposto da Quicke et al. (2009), le Neorhacodinae (in Europa rappresentate da *Eremura perepetshaenkoi* Kasparyan, 1995 e *Neorhacodes enslini* (Ruschka, 1922)) sono trattate come sottofamiglia a parte e non come tribù all'interno delle Tersilochinae (Broad 2016).

### 4.3 Caratteri usati nella chiave

ICHN-key si basa su 69 caratteri morfologici, scelti tra quelli normalmente adottati in letteratura per l'identificazione delle sottofamiglie e delle tribù di Icneumonidi. I caratteri e il sistema di codifica è in gran parte basato sui lavori di Wahl & Gauld (1998) di Quicke et al. (2009). Rispetto a quanto riportato in questi lavori, alcuni cambiamenti sono stati introdotti nella definizione e nella codifica dei caratteri in modo da adattare la chiave alla fauna europea e da tener conto di possibili errori nell'interpretazione degli stati di un carattere da parte di utenti inesperti.

Tutti i caratteri adottati nella chiave sono basati sulla morfologia degli adulti, evitando l'uso di caratteri degli stati pre-immaginali o delle uova. La valutazione dei caratteri nella chiave non richiede la dissezione dell'esemplare in esame ed è eseguibile con un normale stereoscopio ad ingrandimenti medio-bassi. Trentatré caratteri sono dicotomici, trentasei multistato (da 3 a 8 stati per carattere), più un ulteriore box dove l'utente può inserire la lunghezza dell'ala anteriore dell'esemplare (da utilizzare ovviamente solo per specie macroterre). I caratteri sono organizzati in sei sezioni, in senso antero-posteriore: FACCIA (19 caratteri), CORPO (13 caratteri, inclusi quelli relativi alla morfologia del propodeo), ALI (8 caratteri), ZAMPE (10 caratteri), METASOMA (18 caratteri), HABITUS (1 carattere). Tre caratteri possono essere usati solo per l'identificazione di esemplari maschi (caratteri 3 e 60-61<sup>1</sup>) e sette solo per le femmine (caratteri 62-68). Nella sezione ALI, i caratteri 34-40 sono dipendenti dal carattere 33, in quanto utilizzabili solo per analisi di esemplari di specie macroterre.

---

<sup>1</sup> I maschi del genere *Lapton* sono sconosciuti. Il carattere 4 (tiloidi dei flagellomeri centrali nel maschio) è codificato come *ab*. In passato, questo genere è stato assegnato da Townes (1971) alla sottofamiglia Metopiinae e la codifica segue quella adottata per il carattere 4 per questa sottofamiglia. Il carattere 61 (ipopigio del maschio) è codificato come *a*, come per gli altri rappresentanti delle Metopiinae. Il carattere 56 (parameri del maschio) è codificato come *a*, poiché l'unico gruppo di Icneumonidi a presentare parameri allungati a forma di "stiletto" (stato *b*) sono le Mesochorinae.



I termini morfologici nella chiave seguono Quicke et al. (2009) e le convenzioni per la morfologia degli imenotteri stabilite dall'Hymenoptera Anatomy Ontology project (Seltmann et al. 2012). La nomenclatura delle venature alari segue il sistema adottato da Gauld (1991).

#### 4.4 Lista dei caratteri [in inglese]

- (1) *Number of flagellomeres*: (a) equal or less than 13; (b) between 14 and 59; (c) equal or more than 60.
- (2) *Antennae*: (a) normal<sup>2</sup>; (b) clearly widened medially; (c) club-shaped.
- (3) *Tyloids of male medial flagellomeres*: (a) absent; (b) linear; (c) concave. Da Gokhman & Krutov (1996), codifica secondo Quicke et al. (2009).
- (4) *Scape*: (a) globular to oval; (b) distinctly cylindrical.
- (5) *Frons*: (a) without processes<sup>3</sup>; (b) with a single central horn (in some cases the horn not pointed but “fluted” or “splitted” into two parts by a central ridge); (c) with a high vertical lamella between antennal sockets; (d) with a pair of bumps above each antennal socket.
- (6) *Mandible*: (a) vestigial or with only one tooth (usually chisel-shaped); (b) with 2 teeth, the upper tooth longer than the lower tooth, the lower tooth turned under and hardly or not visible from anterior view; (c) with 2 teeth, the upper tooth longer than the lower tooth, the lower tooth not turned under and visible below the upper tooth; (d) with 2 teeth, equal or subequal in length; (e) with 2 teeth, the lower tooth longer than the upper tooth; (f) tridentate (the upper tooth divided by a small notch so that it appears bilobed); (g) quadridentate.
- (7) *Number of maxillary palp segments*: (a) five; (b) four (modificato da Quicke et al. 2009).
- (8) *Number of labial palp segments*: (a) four; (b) three (Quicke et al. 2009).
- (9) *Labrum*: (a) concealed; (b) exposed (Quicke et al. 2009).
- (10) *Malar space*: (a) with a sulcus; (b) without a sulcus but with an area of fine sculpture; (c) without a sulcus or an area of fine sculpture (codifica secondo Quicke et al. 2009)<sup>4</sup>.
- (11) *Clypeus and face*: (a) separated by a more or less distinct groove; (b) not separated by a groove but face flat, not bulging; (c) not separated by a groove and forming a continuous strongly to weakly convex bulge (seen laterally); (d) face occupied largely by a flat escutcheon-shaped area bounded by a carina (facial shield). Modificato da Quicke et al. (2009) per includere il genere *Metopius* (Metopiinae; stato *d*) e per distinguere i gruppi con faccia prominente (Wahl 1993).
- (12) *Clypeus margin (seen frontally)*: (a) margin simple, without teeth, truncate or almost truncate<sup>5</sup>; (b) margin simple, concave; (c) margin with a central notch so that clypeus appears more or less bilobed; (d)

---

<sup>2</sup> Lo stato *a* comprende differenti tipologie di flagelli: moniliforme (es. alcune Orthocentrinae), filiforme, “nodoso” (es. la parte centrale del flagello di molte Ichneumoninae). Tali differenze sono talvolta arbitrarie.

<sup>3</sup> Compresi i casi in cui è presente una carena longitudinale (es. Acaenitinae Acaenitini).

<sup>4</sup> Questo carattere dovrebbe essere utilizzato con cura in quelle specie che presentano spazio malare difficilmente visibile poiché depresso (es. in alcune Orthocentrinae) e/o coperto da setole (es. genere *Erromenus* nei Tryphonini) e nelle specie in cui il margine inferiore dell'occhio è pressoché in contatto con la mandibola per cui lo spazio malare è ridotto.



margin simple, rounded, sometimes blunt centrally or with a preapical ridge; (e) margin pointed or with one tooth centrally, rarely with one tooth centrally and 2 small teeth laterally; (f) margin with 2 teeth centrally.

(13) *Clypeus edge*: (a) without apical fringe of closely spaced setae; (b) with apical fringe of closely spaced setae (Quicke et al. 2009)<sup>6</sup>.

(14) *Compound eye*: (a) bare; (b) hairy.

(15) *Inner margin of compound eye*: (a) not convergent ventrally; (b) convergent ventrally, sometimes almost touching the clypeus dorsolaterally (Quicke et al. 2009).

(16) *Gena*: (a) smooth; (b) wrinkled.

(17) *Occiput*: (a) normal; (b) impressed almost to level of hind ocelli.

(18) *Occipital carina*: (a) entirely absent or at least mediodorsally erased; (b) present at least dorsally, fully developed, straight or more or less convex; (c) present at least dorsally, fully developed and dipped medially (modificato da Wahl & Gauld 1998).

(19) *Intersection of occipital and hypostomal carina*: (a) occipital carina entirely absent or at least erased laterally; (b) distant from the base of the mandible; (c) at the base of the mandible or occipital carina joining the base of the mandible separated from the hypostomal carina (modificato da Quicke et al. 2009)<sup>7</sup>.

(20) *Pronotum*: (a) mediodorsally smooth or with a transverse groove or ridge; (b) mediodorsally with a raised bifurcate flange or bilobate process (Wahl 1993).

(21) *Pronotal epomia*: (a) absent; (b) present, varying from weak to strong and raised; (c) present and forming a raised ridge close to and more or less parallel with the anterior pronotal margin (modificato da Quicke et al. 2009; vedi anche Gauld 1991).

(22) *Mesoscutum*: (a) without transverse ridges (median lobe of mesoscutum) and without notauli or notauli present but only as small impressions at the base of mesoscutum; (b) with notauli, sometimes reaching or passing the center of mesoscutum; (c) with transverse ridge on the median lobe.

(23) *Scutellum*: (a) simple, flat to pyramidal; (b) with 1 spine or with 2 apical flanges at the apex; (c) fused with the mesoscutum.

(24) *Epicnemial carina*: (a) absent; (b) present ventrally only; (c) present ventrally and dorsally or present dorsally only and ending at or at least converging toward the anterior edge of the mesopleuron; (d) present ventrally and dorsally or present dorsally only and ending distant from the anterior edge of the mesopleuron, not converging toward it (modificato da Quicke et al. 2009).

(25) *Mesopleural furrow*: (a) not angled opposite episternal scrobe; (b) angled opposite episternal scrobe (codifica secondo Quicke et al. 2009).

(26) *Sternaulus*: (a) absent or short less than half the length of the mesopleuron (or present as a groove); (b) long more than half the length of the mesopleuron, sometimes extending up to the median coxae (Quicke et al. 2009).

---

<sup>5</sup> Lo stato *a* comprende alcune Ichneumoninae in cui il clipeo è a forma di “foglia” o debolmente sinuoso (ma non appuntito).

<sup>6</sup> Da non confondere con la frangia di setole sul margine del labbro presente in alcune Ichneumoninae (Wahl 1993).

<sup>7</sup> In alcune specie, nel punto di intersezione con la carena ipostomale, la carena occipitale è modificata a forma di lamella o di dente (es. alcune Tryphoninae o in alcune specie del genere *Dusona* nelle Campopleginae).

- (27) *Posterior transverse carina of mesosternum*: (a) absent or only present laterally; (b) present medially and laterally but absent in front of median coxae; (c) complete (Quicke et al. 2009).
- (28) *Submetapleural carina*: (a) absent or incomplete; (b) complete; (c) complete and produced into a flange anteriorly (codifica secondo Quicke et al. 2009).
- (29) *Insertion of metasoma on propodeum*: (a) low, near level of coxae; (b) slightly above the level of coxae; (c) near the center of propodeum (codifica secondo Quicke et al. 2009).
- (30) *Propodeal spiracles*: (a) round to oval (not more than 1.2 times as long as wide); (b) elliptical to elongate (at least 1.3 times as long as wide) (Quicke et al. 2009).
- (31) *Propodeum*: (a) without carinae, completely smooth or with only transverse rugae on the surface; (b) reticulate (even if sometimes the anterior transverse carina still present); (c) with longitudinal carinae but without transverse carinae; (d) with longitudinal carinae and the posterior transverse carina; (e) with anterior and posterior transverse carinae (but without longitudinal carinae); (f) with only anterior transverse carina; (g) with only posterior transverse carina; (h) with both longitudinal and transverse carinae, defining distinct areas.
- (32) *Propodeal apophyses*: (a) absent; (b) present.
- (33) *Wings*: (a) absent (apterous specimen); (b) present but reduced, not projecting beyond the base of propodeum (brachypterous specimen); (c) fully developed, projecting beyond the base of propodeum.
- (34) *Fore wing, areolet*: (a) vein *rs-m* absent as veins *Rs&M* and *Im-cu* are fused; (b) absent and obliterated, *rs-m* is obsolete and discosubmarginal cell pointed; (c) absent, *rs-m* clearly present even if sometimes very short<sup>8</sup>; (d) present, irregularly shaped and/or more or less triangular, usually not symmetric and extended diagonally; (e) present, rhombic and stalked above; (f) present, rhombic and petiolate above (conjunction of *2rs-m* and *3rs-m* at some distance from *Rs*); (g) present and pentagonal, *2rs-m* and *3rs-m* laying on *Rs*, well separated; (h) present but very small, reduced and quadrangular.
- (35) *Fore wing, position of rs-m vein*: (a) vein *rs-m* absent as veins *Rs&M* and *Im-cu* are fused; (b) proximal or opposite to *2m-cu*; (c) distal to *2m-cu*. Modificato da Quicke et al. (2009) per includere le Hybrizontinae e i Neorhacodini (stato a).
- (36) *Fore wing, vein 2m-cu*: (a) absent; (b) present, with one bulla (or rarely without a distinct bulla); (c) present, with two bullae. Modificato da Quicke et al. (2009) per includere le specie che mancano della vena *2m-cu*.
- (37) *Fore wing, length of vein Cu<sub>1b</sub> relative to basal abscissa of Cu<sub>1</sub>*: (a) shorter than; (b) about the same length as; (c) longer than (codifica secondo Quicke et al. 2009).
- (38) *Fore wing, cell 3Cu*: (a) with adventitious vein (*IA*), parallel to hind margin; (b) without adventitious vein, parallel to hind margin (Wahl 1993).
- (39) *Hind wing, vein M+Cu*: (a) basally absent or spectral; (b) basally present and straight or at most weakly curved; (c) basally present and strongly curved (modificato da Quicke et al. 2009).

---

<sup>8</sup> Nei casi in cui solo una vena trasversale è presente tra le venature radiale (*Rs*) e mediale (*M*) è difficile stabilire se si tratti della *2rs-m*, della *3rs-m* o di una venatura risultante dalla fusione delle due precedenti (Quicke et al. 2009). In questi casi, si è scelto di indicare la venatura trasversale con un generico *rs-m*.

- (40) *Hind wing, intercept of Cu<sub>1</sub> and cu-a*: (a) absent or present but spectral and not intercepting Cu<sub>1</sub> and cu-a; (b) present and anterior to mid-point of Cu<sub>1</sub> and cu-a (closer to vein M); (c) present and at mid-point of Cu<sub>1</sub> and cu-a; (d) present and posterior to mid-point (closer to vein IA). Modificato da Quicke et al. (2009) per includere i generi che mancano della vena che intercetta Cu<sub>1</sub> e cu-a.
- (41) *Tarsal claws*: (a) simple (or apparently simple); (b) pectinate (comb-like), at least basally; (c) with an additional tooth; (d) with a basal or subbasal lobe (modificato da Quicke et al. 2009).<sup>9</sup>
- (42) *Number of fore trochanters*: (a) two; (b) one.<sup>10</sup>
- (43) *Apex of fore tibia*: (a) without tooth apically on dorsal margin; (b) with tooth apically on dorsal margin (codifica secondo Quicke et al. 2009).
- (44) *Fore tibia*: (a) without row of short, stout spines; (b) with row of short, stout spines (codifica secondo Quicke et al. 2009).
- (45) *Number of mid-tibial spurs*: (a) two; (b) one (Quicke et al. 2009).
- (46) *Number of hind tibial spurs*: (a) two; (b) one; (c) zero (modificato da Quicke et al. 2009).
- (47) *Mid- and hind tibial apices*: (a) with common insertion for spur(s) and tarsus; (b) with insertions of spur(s) and tarsus separated by a sclerotized bridge (codifica secondo Quicke et al. 2009).
- (48) *Hind femur*: (a) simple; (b) with one tooth or more teeth on ventral side.
- (49) *Hind tibia*: (a) without apical row of dense setae; (b) with apical row of dense setae.
- (50) *Hind basitarsus*: (a) normal; (b) enlarged.
- (51) *Spiracles of first metasomal tergite*: (a) anterior to or at mid-length; (b) behind mid-length (Quicke et al. 2009).
- (52) *Glymma on first metasomal tergite*: (a) absent, tergite and sternite fused, suture between them absent; (b) absent but suture between tergite and sternite complete; (c) present, basally or subbasally (modificato da Quicke et al. 2009).
- (53) *First metasomal sternite*: (a) with sclerotized part not extending past middle of tergite; (b) with sclerotized part extending past middle of the tergite (Quicke et al. 2009).
- (54) *Metasoma*: (a) cylindrical or depressed; (b) laterally compressed (including species in which the metasoma is compressed only at the apex)<sup>11</sup>.
- (55) *Metasomal tergite 2*: (a) normal; (b) with sublateral swellings; (c) with anterolateral grooves; (d) with anterolateral grooves delimiting a rhombic area (modificato da Quicke et al. 2009).
- (56) *Thyridia on metasomal tergite 2*: (a) absent; (b) thyridia circular or ovoid, in a shallow depression; (c) transverse elongate thyridia, adjacent to anterior margin in a wide depression (codifica secondo Quicke et al. 2009).

<sup>9</sup> In alcune specie, il dente o il lobo (sub)basale può essere presente su uno o su due paia di zampe, mentre le altre appaiono semplici; questi casi sono stati codificati rispettivamente come *ac* o *ad*.

<sup>10</sup> Lo stato *b* include i casi in cui il secondo trocantere è fuso con il femore o la sutura tra essi è obsoleta, così che sembra essere presente un solo trocantere (es. alcune Metopiinae).

<sup>11</sup> Per evitare interpretazioni errate, alcuni taxa nei quali il metasoma è compresso solo all'apice (es. Banchini, Scolobatini, Diplazontinae, ecc.) sono stati codificati come *ab*.

- (57) *Metasomal segment 3*: (a) with tergite and laterotergite not separated by a crease; (b) with tergite and laterotergite at least partly separated by a crease (including cases in which the epipleura is vestigial and apparently absent); (c) with sternite 3 sclerotized. Modificato da Quicke et al. (2009) per includere le Agriotypinae (unica sottofamiglia a presentare gli sterniti sclerificati) e i generi con epipleure vestigiali (es. alcune Metopiinae).
- (58) *Metasomal tergites 2-4*: (a) normal; (b) with transverse impression.
- (59) *Metasomal sternites*: (a) membranous; (b) 2+ sclerotized; (c) 4-5 sclerotized.
- (60) *Male hypopygium*: (a) wider than long, not enclosing genital capsule; (b) long and scoop-sharped, enclosing genital capsule (codifica secondo Wahl & Gauld 1998 e Quicke et al. 2009).
- (61) *Male parameres*: (a) concealed or protruding and more or less rounded apically; (b) protruding and elongated, rod-like.<sup>12</sup>
- (62) *Metasomal tergite 9 of female*: (a) simple, not medioposteriorly extended or medially produced into a horn; (b) extended medioposteriorly but not forming a horn; (c) medially produced into a horn (codifica secondo Quicke et al. 2009).
- (63) *Externally visible hypopygium of female*: (a) small; (b) moderately long, triangular; (c) very long, ploughshare-shaped (codifica secondo Quicke et al. 2009).
- (64) *Hypopygium of female*: (a) simple, sometimes membranous apically; (b) mid-posteriorly notched (codifica secondo Quicke et al. 2009).
- (65) *Eggs*: (a) not attached to the ovipositor; (b) hanging down from the lower valve of the ovipositor.
- (66) *Female ovipositor length*: (a) not or barely extending beyond metasomal apex, its length at maximum less than length of the hind tibia; (b) extending beyond metasomal apex,  $1x \text{ hind tibia} < \text{length} < 2x \text{ hind tibia}$ ; (c) extending beyond metasomal apex,  $\text{length} > 2x \text{ hind tibia}$  but  $< \text{fore wing length}$ ; (d) extending beyond metasomal apex,  $\text{its length} > \text{fore wing length}$ .
- (67) *Female ovipositor shape (1)*: (a) simple, without nodus, preapical notch or ventral teeth; (b) with a nodus; (c) with a preapical dorsal notch (or abruptly narrowed near the tip); (d) with a preapical dorsal notch and small ventral teeth along the entire ventral surface; (e) with ventral teeth or ridge at the tip; (f) very thin, needle-like, evenly tapered to the apex. Modificato da Quicke et al. (2009) per includere le Collyriinae, unica sottofamiglia con femmine che presentano un ovopositore con intaccatura preapicale + piccoli denti ventrali lungo l'intera lunghezza dell'ovopositore (fa eccezione il genere *Bicurta* Sheng, Broad & Sun, 2012, presente in Cina).
- (68) *Female ovipositor shape (2)*: (a) straight; (b) upcurved; (c) downcurved; (d) sinous.<sup>13</sup>
- (69) *Nocturnal habitus*: (a) no; (b) yes (species testaceous or pale red, sometimes with black marks, with long antennae and large ocelli, these often in contact with compound eyes).

<sup>12</sup> Lo stato *a* include le specie in cui i parameri e gli ultimi tergiti del maschio sono ritratti (es. Metopiinae).

<sup>13</sup> Gli stati del carattere sono da riferirsi sia alla forma dell'intero ovopositore che a quella dell'apice dell'ovopositore. Particolare attenzione deve essere prestata a quelle specie che presentano ovopositore molto lungo, perché, anche se dritto, esso tende a piegarsi o flettersi negli esemplari a secco.

	fore wing	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23
<b>Acaenitinae Acaenitini</b>	5.0-15.0	b	a	a	a	a	de	a	a	ab	b	a	be	a	a	a	a	a	ab	b	a	b	ab	a
<b>Acaenitinae Coleocentrini</b>	9.5-19.5	b	a	a	a	a	cde	a	a	ab	ab	a	bde	a	a	a	a	b	b	b	a	ab	ab	a
<b>Adelognathinae</b>	2.0-4.0	a	a	ab	a	a	cd	a	a	b	a	a	abc	a	a	ab	a	a	ab	bc	a	ab	ab	a
<b>Agriotypinae</b>	4.0-5.5	b	a	a	a	a	e	a	a	a	a	a	de	a	a	a	a	a	b	b	a	b	b	b
<b>Alomyinae</b>	11.0-21.0	b	a	a	a	a	e	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	b	b	a	a	ab	a
<b>Anomaloninae Anomalonini</b>	2.5-8.0	b	a	a	a	a	c	a	b	a	a	ab	cef	a	a	ab	a	a	ab	c	a	b	a	a
<b>Anomaloninae Gravenhorstiini</b>	3.0-24.0	bc	a	a	a	abc	bcd	a	ab	a	a	b	abcde	a	ab	ab	a	a	ab	abc	a	ab	ab	a
<b>Banchinae Atrophini</b>	3.5-16.0	b	a	a	a	ad	cd	a	a	a	a	ab	bd	a	a	a	a	a	b	b	a	ab	a	a
<b>Banchinae Banchini</b>	5.0-13.5	bc	a	a	a	ab	cdef	a	a	a	a	a	abc	a	a	ab	a	a	b	b	a	ab	a	ab
<b>Banchinae Glyptini</b>	3.5-10.0	b	a	a	a	ab	d	a	a	a	a	a	bcdf	a	a	a	a	a	ab	bc	a	ab	ab	a
<b>Brachycyrtinae</b>	5.0-6.0	b	a	a	a	a	d	a	a	a	b	a	d	a	a	a	a	a	b	b	a	b	a	a
<b>Campopleginae</b>	2.0-14.0	b	a	a	a	a	cde	a	a	a	a	ab	abde	a	ab	ab	a	a	b	abc	a	b	a	a
<b>Collyriinae</b>	5.0-7.0	b	a	a	a	a	de	a	a	a	b	a	e	a	ab	a	a	a	b	b	a	ab	b	a
<b>Cremastinae</b>	2.0-13.5	b	a	a	a	a	cde	a	a	ab	a	a	ad	a	a	a	a	a	ab	bc	a	ab	ab	a
<b>Cryptinae Cryptini</b>	2.0-16.0	b	a	ab	a	abd	cde	a	a	a	ab	a	abde	a	a	a	a	a	ab	ab	a	ab	ab	a
<b>Cryptinae Hemigasterini</b>	2.5-20.0	b	a	b	ab	a	acde	a	a	a	ab	a	ade	a	a	a	a	a	b	b	a	ab	ab	a
<b>Cryptinae Phygadeuontini</b>	1.5-11.0	ab	a	b	ab	a	cde	a	a	ab	ab	ab	abdef	a	ab	ab	a	a	b	bc	a	ab	ab	ac
<b>Ctenopelmatinae Chrionotini</b>	6.0-9.0	b	a	a	a	a	d	a	a	a	a	a	d	a	b	ab	a	a	b	b	a	b	a	a
<b>Ctenopelmatinae Ctenopelmatini</b>	6.0-12.0	b	a	a	a	a	de	a	a	a	a	a	ab	a	a	a	a	a	b	bc	a	b	ab	a
<b>Ctenopelmatinae Euryproctini</b>	4.0-14.5	b	a	a	a	a	cde	a	a	a	a	a	abde	a	a	a	a	a	b	b	a	b	b	a
<b>Ctenopelmatinae Mesoleiini</b>	3.0-15.5	b	a	a	a	a	cde	a	a	a	a	a	abcde	a	a	a	a	a	b	b	a	b	ab	a
<b>Ctenopelmatinae Perilissini</b>	2.5-22.0	b	a	a	a	a	de	a	a	a	a	ab	abd	ab	a	a	a	a	ab	bc	a	b	ab	a
<b>Ctenopelmatinae Pionini</b>	3.0-12.0	b	a	a	a	a	de	a	a	a	a	ab	abde	a	a	ab	a	a	b	b	a	a	ab	a
<b>Ctenopelmatinae Scolobatini</b>	7.0-11.0	b	a	a	a	a	e	a	a	a	c	ab	e	a	a	a	a	a	a	c	a	a	a	a
<b>Ctenopelmatinae Seleucini</b>	4.0-6.0	b	a	a	a	a	d	a	a	a	b	a	d	b	a	a	a	a	b	b	a	b	a	a
<b>Cylloceriinae</b>	3.5-8.0	b	a	abc	a	a	cd	a	a	a	ab	ac	abd	a	a	a	a	ab	ab	b	a	ab	b	a
<b>Diacritinae</b>	5.0-6.5	b	a	a	a	a	cd	a	a	a	a	a	ad	a	a	a	a	b	b	b	a	b	b	a
<b>Diplazontinae</b>	2.5-8.5	b	a	ab	a	a	f	a	a	ab	ab	a	abcd	a	a	a	a	b	b	b	a	a	a	a
<b>Eucerotinae</b>	4.0-11.0	b	ab	a	a	a	cd	a	a	a	a	ab	de	a	a	a	a	a	b	c	b	a	ab	a
<b>Hybrizontinae</b>	2.0-11.0	a	a	a	a	a	a	b	b	a	a	b	a	a	a	b	a	a	a	ab	a	b	a	a
<b>Ichneumoninae Clypeodromini</b>	4.0-5.0	b	a	b	a	a	c	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	b	b	b	a	b	a
<b>Ichneumoninae Ctenocalini</b>	8.0-10.0	b	a	ab	a	a	c	a	a	a	a	b	ab	a	a	a	a	a	b	c	a	b	a	a
<b>Ichneumoninae Eurylabini</b>	8.0-10.0	b	a	b	a	a	c	a	a	a	a	a	f	a	a	a	a	a	b	a	a	b	a	a
<b>Ichneumoninae Goedartiini</b>	13.0-15.0	b	a	ab	a	a	cd	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	b	bc	a	b	a	a
<b>Ichneumoninae Heresiarchini</b>	8.0-32.0	b	a	ab	a	ab	abc	a	a	a	a	a	abe	a	a	a	a	a	b	bc	a	b	a	ab
<b>Ichneumoninae Ichneumonini</b>	5.0-20.0	b	a	b	a	a	abcd	a	a	a	a	a	ade	a	a	a	a	a	b	bc	a	b	a	a

	fore wing	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23
<b>Ichneumoninae Joppocryptini</b>	6.0-8.0	b	a	ab	a	a	ab	a	a	a	a	a	d	a	a	a	a	a	b	bc	a	b	a	a
<b>Ichneumoninae Listrodromini</b>	5.0-6.0	b	a	ab	a	a	d	a	a	a	a	b	ae	a	a	a	a	a	b	bc	a	b	a	a
<b>Ichneumoninae Phaeogenini</b>	2.0-12.0	b	a	ab	ab	a	acd	a	a	a	a	abc	abcdef	a	a	a	a	a	b	bc	a	b	a	ab
<b>Ichneumoninae Platylabini</b>	5.0-19.5	b	a	ab	a	a	bc	a	a	a	a	a	ad	a	a	a	a	ab	ab	bc	a	b	a	ab
<b>Ichneumoninae Zimmeriini</b>	9.0-10.0	b	a	ab	a	a	a	a	a	a	a	a	e	a	a	a	a	a	b	b	a	b	a	a
<b>Lycorininae</b>	3.0-7.0	b	a	a	a	a	cd	a	a	a	b	a	d	a	a	a	a	a	b	b	a	b	ab	a
<b>Mesochorinae</b>	2.0-14.0	b	a	a	a	a	cde	a	a	a	ab	abc	d	a	a	a	a	a	b	b	a	ab	a	a
<b>Metopiinae</b>	2.0-16.0	bc	a	ab	a	abc	abcd	a	a	ab	a	bcd	abd	a	a	a	a	a	ab	ab	a	b	a	ab
<b>Microleptinae</b>	3.0-4.5	b	a	b	a	a	ac	a	a	a	b	a	ade	a	a	a	a	a	b	bc	a	a	ab	a
<b>Ophioninae</b>	7.0-25.0	bc	ac	a	a	a	cde	a	a	ab	a	ab	ade	a	a	a	a	a	ab	abc	a	a	ab	a
<b>Orthocentrinae</b>	1.5-8.5	b	a	abc	ab	a	abcd	a	a	ab	abc	abc	abd	a	a	ab	a	ab	ab	ab	a	ab	ab	a
<b>Orthopelmatinae</b>	2.5-4.0	ab	a	a	a	a	cd	a	a	b	b	a	b	a	a	b	a	a	b	b	a	b	a	a
<b>Oxytorinae</b>	4.0-7.0	b	a	a	a	a	cd	a	a	a	a	a	ab	a	a	a	a	a	b	b	a	ab	a	a
<b>Pimplinae Delomeristini</b>	5.0-18.0	b	a	ab	a	a	de	a	a	a	a	a	ce	a	a	a	a	b	c	b	a	ab	ab	a
<b>Pimplinae Ephialtini</b>	2.0-22.0	b	a	a	a	a	bcde	a	a	a	ab	ac	bcde	a	ab	ab	a	b	abc	b	a	ab	ab	a
<b>Pimplinae Pimplini</b>	2.5-17.5	b	a	abc	a	a	bd	a	a	a	a	ac	cd	a	a	a	a	ab	bc	b	a	b	a	a
<b>Poemeniinae Poemeniini</b>	4.0-15.0	b	a	a	a	a	ae	a	a	a	a	a	abd	a	a	b	ab	ab	b	b	a	ac	bc	a
<b>Poemeniinae Pseudorhyssini</b>	7.0-19.0	b	a	a	a	a	de	a	a	a	a	a	e	a	a	ab	a	b	b	b	a	c	c	a
<b>Rhyssinae</b>	5.5-30.0	b	a	a	a	a	d	a	a	a	a	a	ae	a	a	a	a	a	ab	b	a	ab	c	a
<b>Stilbopinae</b>	4.0-5.5	b	a	a	a	a	d	a	a	ab	a	a	abc	a	a	ab	a	a	b	b	a	ab	ab	a
<b>Neorhacodinae</b>	1.5-2.5	ab	a	a	a	a	b	b	b	a	a	a	ad	b	a	a	a	a	b	b	a	a	a	a
<b>Tersilochinae Phrudini</b>	1.5-4.0	ab	a	a	ab	a	cde	b	ab	a	b	ac	ad	b	ab	a	a	a	ab	abc	a	a	ab	a
<b>Tersilochinae</b>	1.5-6.5	ab	a	a	a	a	cde	b	b	a	a	a	d	b	a	ab	a	a	b	bc	a	a	ab	a
<b>Tryphoninae Eclytini</b>	4.0-8.5	b	a	a	a	a	cd	a	a	a	a	a	ad	a	a	a	a	a	b	b	a	b	b	a
<b>Tryphoninae Exenterini</b>	3.0-11.0	b	a	a	a	a	de	a	a	a	a	a	abd	b	a	a	a	a	b	abc	a	b	ab	a
<b>Tryphoninae Idiogrammatini</b>	2.5-5.0	b	a	a	a	a	d	a	a	a	a	a	b	b	a	a	a	a	b	c	a	b	a	a
<b>Tryphoninae Oedemopsini</b>	2.5-7.5	b	a	a	a	a	cde	a	a	a	a	a	abd	b	ab	ab	a	a	b	c	a	b	b	a
<b>Tryphoninae Phytodietini</b>	3.0-23.0	b	a	a	a	a	bcd	a	a	a	a	a	abcd	a	a	a	a	a	ab	ab	a	ab	ab	a
<b>Tryphoninae Sphinctini</b>	10.0-14.5	b	a	a	a	a	c	a	a	a	a	a	e	a	a	b	a	a	b	b	a	a	a	a
<b>Tryphoninae Tryphonini</b>	2.5-10.0	b	a	a	a	ab	d	a	a	a	a	a	abdf	ab	a	a	a	a	ab	ab	a	ab	ab	a
<b>Xoridinae</b>	3.0-25.0	b	a	a	a	ab	ad	a	a	ab	b	a	abd	a	a	a	a	a	ab	b	a	ab	b	a
<b>Bremiella</b>	5.0-5.5	b	a	a	a	c	e	a	a	a	a	b	bc	a	a	a	a	a	a	b	a	a	a	a
<b>Ischyrocnemis</b>	5.5-6.5	b	a	a	a	a	deg	a	a	a	a	b	e	a	a	a	a	a	b	b	a	b	a	a
<b>Lapton</b>	7.0-9.0	b	a	ab	a	c	a	a	a	b	a	b	a	a	a	ab	a	a	b	b	a	b	a	a
<b>Scolomus</b>	3.0-4.0	b	a	a	a	a	c	ab	ab	a	c	ab	d	a	a	a	a	a	b	c	a	ab	a	a

	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46
<b>Acaenitinae Acaenitini</b>	bc	ab	a	ab	c	ab	b	adh	a	a	c	bc	bc	ab	a	b	bc	ac	a	ab	a	a	a
<b>Acaenitinae Coleocentrini</b>	abc	b	a	a	bc	a	ab	acd	a	a	cef	b	c	a	a	b	bc	ad	a	ab	ab	a	a
<b>Adelognathinae</b>	acd	b	a	ab	b	a	a	ach	a	a	ceg	b	b	b	a	c	d	abc	a	a	a	a	a
<b>Agriotypinae</b>	c	a	a	a	c	a	a	c	a	a	c	b	b	a	a	b	d	a	a	a	a	a	a
<b>Alomyinae</b>	c	b	a	ab	c	a	a	ag	a	a	g	b	c	a	a	b	d	a	b	a	b	a	a
<b>Anomaloninae Anomalonini</b>	c	a	a	c	c	b	b	b	a	a	c	c	b	c	a	b	a	ab	a	b	b	b	a
<b>Anomaloninae Gravenhorstiini</b>	bc	a	a	abc	c	b	b	b	a	a	c	bc	b	abc	ab	bc	abcd	ab	a	b	a	ab	a
<b>Banchinae Atrophini</b>	bcd	a	a	a	c	a	ab	adg	a	a	cef	b	bc	abc	a	b	cd	ab	a	a	a	a	a
<b>Banchinae Banchini</b>	acd	a	a	a	c	a	b	ag	a	a	def	b	bc	a	a	b	b	ab	a	a	a	a	a
<b>Banchinae Glyptini</b>	bc	a	a	a	c	a	ab	agh	a	a	cf	b	b	ab	a	b	cd	b	a	a	a	a	a
<b>Brachycyrtinae</b>	d	a	a	b	c	b	a	h	a	a	c	b	c	ab	a	bc	c	a	a	a	a	a	a
<b>Campopleginae</b>	c	a	a	bc	b	a	ab	acefh	a	a	cdef	b	b	abc	a	bc	acd	ab	a	ab	a	a	a
<b>Collyriinae</b>	c	b	a	a	a	a	b	cd	a	a	c	b	c	a	a	b	b	ad	a	a	a	a	a
<b>Cremastinae</b>	c	a	a	c	c	a	ab	h	a	a	ce	b	b	abc	a	bc	acd	b	a	a	a	ab	a
<b>Cryptinae Cryptini</b>	c	a	b	bc	b	a	ab	aefh	ab	ab	bcgh	b	b	abc	a	bc	abcd	a	a	a	a	a	a
<b>Cryptinae Hemigasterini</b>	c	a	b	bc	b	a	ab	egh	ab	ab	g	b	b	abc	a	bc	bcd	a	a	a	a	a	a
<b>Cryptinae Phygadeuontini</b>	c	a	ab	bc	b	a	a	aecgh	ab	abc	bcg	b	abc	abc	a	ac	abcd	a	a	a	a	a	a
<b>Ctenopelmatinae Chrionotini</b>	c	a	a	a	b	a	b	a	a	a	c	b	b	a	a	b	cd	a	a	b	a	a	a
<b>Ctenopelmatinae Ctenopelmatini</b>	cd	ab	a	a	b	a	ab	acd	h	a	cdef	b	b	a	a	b	bcd	ab	a	b	a	a	a
<b>Ctenopelmatinae Euryproctini</b>	abcd	a	a	a	c	a	ab	acd	h	a	cd	b	b	abc	a	bc	bcd	a	a	b	a	a	a
<b>Ctenopelmatinae Mesoleiini</b>	c	a	a	a	b	a	ab	acdgh	a	a	cd	b	b	abc	a	bc	bcd	a	a	b	a	a	a
<b>Ctenopelmatinae Perilissini</b>	c	ab	a	b	c	a	a	adgh	ab	a	cdef	b	b	abc	a	bc	bcd	ab	a	b	a	a	a
<b>Ctenopelmatinae Pionini</b>	bc	b	a	a	c	a	b	cdh	a	a	cde	b	b	abc	a	bc	cd	ab	a	b	a	a	a
<b>Ctenopelmatinae Scolobatini</b>	c	a	a	a	a	a	b	ac	a	a	c	b	b	c	a	b	b	b	a	b	a	a	a
<b>Ctenopelmatinae Seleucini</b>	c	a	a	b	a	a	a	h	a	a	e	b	b	a	a	b	d	a	a	b	a	a	a
<b>Cylloceriinae</b>	c	b	a	a	c	a	ab	cd	a	a	bc	b	c	a	a	bc	bcd	a	a	a	a	a	a
<b>Diacritinae</b>	c	a	a	b	b	a	a	dh	a	a	d	b	c	b	a	d	a	a	a	a	a	a	a
<b>Diplazontinae</b>	c	a	a	a	b	a	a	ah	a	a	ce	b	b	abc	a	bc	bcd	a	a	a	a	a	a
<b>Eucerotinae</b>	d	a	a	a	bc	b	b	h	a	a	c	b	b	a	a	bc	d	b	a	a	a	a	a
<b>Hybrizontinae</b>	a	a	a	a	a	c	b	c	a	a	a	a	a	b	a	a	a	b	a	a	a	a	a
<b>Ichneumoninae Clypeodromini</b>	c	a	ab	b	c	a	b	h	ab	a	g	b	c	ab	a	b	d	ab	a	a	b	a	a
<b>Ichneumoninae Ctenocalini</b>	c	a	a	b	c	a	b	h	a	a	e	b	c	a	a	b	d	a	a	a	b	a	a
<b>Ichneumoninae Eurylabini</b>	c	a	ab	b	c	a	b	h	ab	a	e	b	c	a	a	b	d	a	a	a	b	a	a
<b>Ichneumoninae Goedartiini</b>	c	a	a	b	c	a	b	h	a	a	eg	b	c	a	a	b	d	a	a	a	b	a	a
<b>Ichneumoninae Heresiarchini</b>	c	a	a	b	c	a	b	h	a	a	eg	b	c	a	a	b	d	a	a	a	b	a	a
<b>Ichneumoninae Ichneumonini</b>	c	a	a	b	c	a	b	h	ab	ab	eg	b	c	a	a	b	d	ab	a	a	b	a	a

	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	
<b>Ichneumoninae Joppocryptini</b>	c	a	a	b	c	a	b	h	ab	a	g	b	c	a	a	b	d	a	a	a	b	a	a	
<b>Ichneumoninae Listrodromini</b>	c	a	b	b	c	a	b	h	ab	a	g	b	c	a	a	b	d	ab	a	a	b	a	a	
<b>Ichneumoninae Phaeogenini</b>	c	a	ab	b	c	a	a	ah	a	ab	cg	b	c	a	a	b	ad	a	a	a	b	a	a	
<b>Ichneumoninae Platylabini</b>	c	a	ab	b	c	a	ab	h	ab	a	eg	b	c	a	a	b	d	ab	a	a	b	a	a	
<b>Ichneumoninae Zimmeriini</b>	c	a	a	b	c	a	b	h	b	a	eg	b	c	a	a	b	d	a	a	a	b	a	a	
<b>Lycorininae</b>	c	b	a	a	c	a	a	h	a	a	c	b	b	ab	a	b	d	b	a	a	a	a	a	
<b>Mesochorinae</b>	c	b	ab	a	c	a	ab	h	a	a	de	b	abc	bc	a	bc	ad	ab	a	b	a	a	a	
<b>Metopiinae</b>	bcd	ab	ab	a	c	a	ab	acd	h	a	a	cdef	b	bc	a	a	bc	abcd	ab	ab	b	a	ab	ab
<b>Microleptinae</b>	c	a	a	b	c	a	a	agh	a	a	c	b	b	ab	a	c	ad	a	a	b	a	a	a	
<b>Ophioninae</b>	abcd	a	a	ac	bc	a	b	ab	fh	a	a	c	b	abc	b	b	bcd	bc	a	a	ab	a	a	
<b>Orthocentrinae</b>	ac	b	a	a	b	a	a	acd	gh	ab	ab	bc	deg	b	bc	abc	a	abc	acd	a	a	a	a	a
<b>Orthopelmatinae</b>	c	a	a	b	c	a	a	h	a	a	bc	b	c	ab	a	c	a	d	a	a	a	a	a	
<b>Oxytorinae</b>	c	a	a	a	c	a	a	h	a	a	ce	b	b	a	a	c	d	a	a	a	a	a	a	
<b>Pimplinae Delomeristini</b>	cd	b	a	a	b	a	b	adh	a	a	e	b	c	ab	a	b	bcd	a	a	a	a	a	a	
<b>Pimplinae Ephialtini</b>	abcd	b	a	a	ab	a	ab	acd	g	a	a	bcde	b	c	abc	a	bc	abcd	ad	a	a	b	a	a
<b>Pimplinae Pimplini</b>	c	a	a	a	c	a	b	acd	a	a	e	b	c	a	a	b	b	ad	a	a	a	a	a	
<b>Poemeniinae Poemeniini</b>	a	b	a	a	a	a	ab	a	a	a	bcde	b	bc	abc	a	b	b	ac	a	a	b	a	a	
<b>Poemeniinae Pseudorhyssini</b>	d	ab	a	a	c	a	b	dh	a	a	e	b	c	a	a	b	b	a	a	a	b	a	a	
<b>Rhyssinae</b>	ac	a	a	a	b	a	b	ac	a	a	cde	b	c	ab	a	b	b	a	a	a	a	a	a	
<b>Stilbopinae</b>	c	a	a	a	c	a	a	h	a	a	de	b	bc	a	a	b	d	ab	a	a	a	a	a	
<b>Neorhacodinae</b>	c	a	a	a	c	a	a	ad	ab	a	a	a	a	a	a	a	d	a	a	a	a	a	a	
<b>Tersilochinae Phrudini</b>	c	a	a	a	abc	a	a	ah	a	a	bcdg	b	b	b	a	a	ad	ab	a	ab	a	a	a	
<b>Tersilochinae</b>	c	ab	ab	a	b	a	a	adg	a	a	bc	bc	ab	ab	a	a	a	ab	a	a	a	a	a	
<b>Tryphoninae Eclytini</b>	d	b	a	a	c	b	a	dh	a	a	ce	b	c	b	a	b	d	a	a	a	a	a	a	
<b>Tryphoninae Exenterini</b>	cd	ab	a	b	c	a	ab	h	a	a	cf	b	c	ab	a	c	d	b	a	a	a	b	c	
<b>Tryphoninae Idiogrammatini</b>	c	a	a	a	c	a	a	h	a	a	e	b	c	a	a	a	d	a	a	b	a	a	a	
<b>Tryphoninae Oedemopsini</b>	c	ab	ab	b	c	a	a	h	ab	a	c	b	c	ab	a	c	d	a	a	a	a	a	a	
<b>Tryphoninae Phytodietini</b>	cd	ab	a	a	b	a	ab	a	a	a	cd	b	c	bc	a	b	abd	b	a	a	b	a	a	
<b>Tryphoninae Sphinctini</b>	cd	a	a	a	c	a	b	h	a	a	f	b	c	b	a	b	c	b	a	a	a	a	b	
<b>Tryphoninae Tryphonini</b>	ac	a	a	b	c	a	ab	agh	a	a	cef	b	c	a	a	abc	bcd	ab	a	a	a	a	a	
<b>Xoridinae</b>	c	a	a	ac	b	a	ab	ch	ab	a	bc	b	bc	a	a	bc	cd	a	a	a	b	a	a	
<b>Bremiella</b>	c	a	a	a	b	a	b	h	a	a	e	b	b	a	a	bc	cd	a	a	b	a	a	a	
<b>Ischyrocnemis</b>	c	a	a	a	c	a	b	d	a	a	df	b	b	a	a	bc	cd	b	a	b	a	a	a	
<b>Lapton</b>	c	a	a	a	b	a	b	d	a	a	bc	b	b	a	a	b	b	b	a	b	a	a	a	
<b>Scolomus</b>	d	b	a	ab	b	a	a	h	b	a	ef	b	b	ab	a	c	d	a	a	ab	a	a	a	



	47	48	49	50	51	52	53	54	55	56	57	58	59	60	61	62	63	64	65	66	67	68	69	
<b>Acaenitinae Acaenitini</b>	a	a	a	a	a	b	a	a	ac	c	b	a	a	a	a	a	c	a	a	abcd	ae	a	a	
<b>Acaenitinae Coleocentrini</b>	ab	a	a	a	a	bc	a	a	ac	c	ab	a	a	a	a	ab	bc	ab	a	acd	ae	ab	a	
<b>Adelognathinae</b>	a	a	a	a	b	ab	ab	a	ae	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ab	ac	a	
<b>Agriotypinae</b>	a	a	a	a	a	b	a	a	a	a	c	a	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	
<b>Alomyinae</b>	a	a	a	a	a	b	b	a	a	a	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	
<b>Anomaloninae Anomalonini</b>	a	a	a	a	b	a	b	a	a	a	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ab	c	a	a
<b>Anomaloninae Gravenhorstiini</b>	a	a	a	ab	b	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	c	a	a
<b>Banchinae Atrophini</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	ab	b	b	a	a	a	a	a	b	b	a	abcd	c	a	a	
<b>Banchinae Banchini</b>	a	a	a	a	a	bc	a	ab	a	b	b	a	a	a	a	a	b	b	a	ab	c	a	a	
<b>Banchinae Glyptini</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	c	b	b	a	a	a	a	a	b	b	a	bcd	c	a	a	
<b>Brachycyrtinae</b>	a	a	a	a	b	a	b	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	b	a	a	a
<b>Campopleginae</b>	a	a	a	a	b	abc	b	ab	a	abc	ab	a	a	a	a	a	a	a	a	a	abcd	c	ab	a
<b>Collyriinae</b>	a	a	a	a	a	b	a	a	a	a	b	a	a	a	a	b	a	a	a	a	a	d	ac	a
<b>Creastinae</b>	b	ab	a	a	b	abc	b	b	a	ab	ab	a	a	a	a	a	a	a	a	a	abcd	ac	acd	a
<b>Cryptinae Cryptini</b>	a	a	a	a	b	ab	ab	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	abcd	abe	abd	a
<b>Cryptinae Hemigasterini</b>	a	a	a	a	ab	ab	b	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ab	abe	abc	a
<b>Cryptinae Phygadeuontini</b>	a	a	a	a	ab	ab	b	ab	ae	ab	ab	a	a	a	a	a	a	a	a	a	abc	abe	abc	a
<b>Ctenopelmatinae Chrionotini</b>	a	a	a	a	a	bc	a	a	a	a	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	c	c	a	a
<b>Ctenopelmatinae Ctenopelmatini</b>	a	a	a	a	b	bc	b	ab	a	ab	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ac	abc	a
<b>Ctenopelmatinae Euryproctini</b>	a	a	a	a	a	b	a	ab	a	a	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ac	a	ab
<b>Ctenopelmatinae Mesoleiini</b>	a	a	a	a	a	bc	a	ab	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ab	ac	ac	ab
<b>Ctenopelmatinae Perilissini</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	a	ac	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ab	bc	ab	ab
<b>Ctenopelmatinae Pionini</b>	a	a	a	a	a	abc	b	a	a	a	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ac	ab	a
<b>Ctenopelmatinae Scolobatini</b>	a	a	a	a	a	c	a	ab	a	b	b	a	a	a	a	a	b	a	a	a	a	c	a	a
<b>Ctenopelmatinae Seleucini</b>	a	a	a	a	b	bc	a	ab	a	a	ab	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	c	b	a
<b>Cylloceriinae</b>	a	a	a	a	a	bc	a	a	ac	c	ab	a	a	a	a	a	a	a	a	a	abc	c	abc	a
<b>Diacritinae</b>	a	a	a	a	a	a	b	a	a	bc	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	b	a	a	a
<b>Diplazontinae</b>	a	a	a	a	a	c	a	ab	ae	bc	ab	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	c	a	a
<b>Eucerotinae</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a
<b>Hybrizontinae</b>	a	a	a	ab	a	ab	b	a	a	a	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ac	a	a
<b>Ichneumoninae Clypeodromini</b>	a	a	a	a	b	b	b	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ae	a	a
<b>Ichneumoninae Ctenocalini</b>	a	a	a	a	b	b	b	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ae	a	a
<b>Ichneumoninae Eurylabini</b>	a	a	a	a	b	b	b	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ae	c	a
<b>Ichneumoninae Goedartiini</b>	a	a	a	a	b	b	b	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ae	a	a
<b>Ichneumoninae Heresiarchini</b>	a	a	a	a	b	b	b	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ae	a	a

	47	48	49	50	51	52	53	54	55	56	57	58	59	60	61	62	63	64	65	66	67	68	69
<b>Ichneumoninae Ichneumonini</b>	a	a	a	a	b	b	b	ab	a	ab	b	a	a	a	a	a	a	a	a	ab	ae	a	a
<b>Ichneumoninae Joppocryptini</b>	a	a	a	a	b	b	b	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ae	a	a
<b>Ichneumoninae Listrodromini</b>	a	a	a	a	b	b	b	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ae	a	a
<b>Ichneumoninae Phaeogenini</b>	a	a	a	a	b	b	b	a	a	abc	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ae	a	a
<b>Ichneumoninae Platylabini</b>	a	a	a	a	b	b	b	a	a	ab	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ae	a	a
<b>Ichneumoninae Zimmeriini</b>	a	a	a	ab	b	b	b	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ae	a	a
<b>Lycorininae</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	d	b	b	a	a	a	a	a	b	a	a	b	be	a	a
<b>Mesochorinae</b>	a	a	a	a	ab	c	ab	ab	a	b	b	a	a	a	b	a	b	a	a	a	a	a	ab
<b>Metopiinae</b>	a	a	a	a	ab	bc	a	ab	a	ab	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	c	ab	a
<b>Microleptinae</b>	a	a	b	a	a	b	b	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	c	a	a
<b>Ophioninae</b>	a	a	a	a	b	a	b	ab	a	b	ab	a	a	a	a	a	a	a	a	a	c	a	ab
<b>Orthocentrinae</b>	a	a	ab	a	ab	abc	ab	ab	a	bc	ab	a	a	ab	a	a	a	a	a	abc	abc	abc	a
<b>Orthopelmatinae</b>	a	a	a	a	a	b	b	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	ab	a	ab	a
<b>Oxytorinae</b>	a	a	a	a	a	a	b	ab	a	b	b	a	c	a	a	a	ab	a	a	a	c	a	a
<b>Pimplinae Delomeristini</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	bc	c	a	b	a	b	a	a	a	a	a	bcd	be	a	a
<b>Pimplinae Ephialtini</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	abcd	c	b	b	a	a	a	a	a	ab	a	abcd	abe	abcd	a
<b>Pimplinae Pimplini</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	a	c	b	b	a	ab	a	a	a	a	a	ab	e	ac	a
<b>Poemeniinae Poemeniini</b>	a	a	a	a	a	b	a	a	a	bc	b	a	a	a	a	b	a	a	a	bcd	a	a	a
<b>Poemeniinae Pseudorhyssini</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	c	c	b	a	a	a	a	c	a	a	a	d	e	a	a
<b>Rhyssinae</b>	a	a	a	a	a	abc	a	a	a	c	b	a	a	a	a	c	a	a	a	d	e	a	a
<b>Stilbopinae</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	a	b	b	a	a	a	a	a	b	ab	a	ab	ace	ab	a
<b>Neorhacodinae</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	ae	b	b	ab	a	a	a	a	a	a	a	ab	c	ab	a
<b>Tersilochinae Phrudini</b>	a	a	a	a	a	bc	ab	ab	a	ab	a	a	a	a	a	a	a	a	a	ab	a	ab	a
<b>Tersilochinae</b>	a	a	a	a	b	abc	b	ab	a	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	abcd	abce	abd	a
<b>Tryphoninae Eclytini</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	ab	a	abc	a
<b>Tryphoninae Exenterini</b>	a	a	ab	a	a	c	a	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	ab	a	abc	a
<b>Tryphoninae Idiogrammatini</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	ab	cd	b	a
<b>Tryphoninae Oedemopsini</b>	a	a	a	a	a	bc	a	a	a	b	b	a	a	a	a	b	a	a	ab	a	a	abcd	a
<b>Tryphoninae Phytodietini</b>	a	a	a	a	a	c	a	ab	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	ab	ab	b	a	ab
<b>Tryphoninae Sphinctini</b>	a	a	a	a	a	c	b	a	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	ab	a	a	a	a
<b>Tryphoninae Tryphonini</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	ab	b	b	a	a	a	a	a	a	a	ab	abc	a	abc	a
<b>Xoridinae</b>	a	ab	a	a	a	b	a	a	a	b	b	a	a	a	a	b	a	a	a	bcd	e	a	a
<b>Bremiella</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	a	a	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a
<b>Ischyrocnemis</b>	a	a	a	a	a	bc	a	a	a	ab	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	c	a	a
<b>Lapton</b>	a	a	a	a	a	b	a	ab	a	b	b	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a	a
<b>Scolomus</b>	a	a	a	a	a	c	a	a	a	a	b	a	a	a	a	a	b	ab	a	a	a	ab	a



## 5.0 Conclusioni

Lo studio delle comunità di Icneumonidi dei boschi planiziali della Pianura Padana del nord-est ha permesso di ottenere alcuni interessanti dati sulla distribuzione e sull'ecologia di questo gruppo di Imenotteri parassitoidi. La prima osservazione riguarda il livello di conoscenza di questa famiglia sul territorio italiano. Nell'analisi delle comunità di Icneumonidi dei boschi relitti e degli impianti naturaliformi, su 417 specie raccolte, 267 sono state identificate a livello di specie (il 64% circa). Di queste, 65 sono risultate prime segnalazioni per la fauna italiana (Di Giovanni et al. 2015a; 2015b; Di Giovanni & Reshchikov 2016; Kostro-Ambroziak & Di Giovanni 2016; Di Giovanni & Riedel *in press*), ovvero il 15% circa di quelle raccolte ed il 24% circa di quelle identificate. Se si prendono per buone le stime ottenute con l'uso dell'indice Chao2, il numero di specie raccolto durante lo studio dei boschi e degli impianti della Pianura Padana orientale è pari a circa i 2/3 delle specie attese: nei boschi sono state raccolte 198 specie, escludendo le trappole a margine, su 273 stimate (~72%), negli impianti 310 specie su 491 stimate (~63%). Mantenedo quindi il 15% come percentuale delle nuove segnalazioni sul totale delle specie raccolte, è ipotizzabile che, all'aumentare dello sforzo di campionamento, il numero di specie nuove per la fauna italiana in quest'area sia prossimo o superi il centinaio.

Questi dati, uniti a quelli provenienti da recenti indagini in altre regioni italiane come la Toscana (Di Giovanni et al. 2015b; Diller & Turrisi 2015) o la Sicilia (Turrisi et al. 2007; Riedel & Turrisi 2013; Zwakhals & Turrisi 2014), hanno portato il numero di Icneumonidi presenti in Italia a più di 2.300 specie. Sebbene si tratti di un notevole passo in avanti rispetto alle circa 1.850 specie riportate dalla precedente checklist della fauna italiana (Scaramozzino 1995), uno sguardo alle liste delle specie presenti nelle regioni limitrofe indica quanto l'attuale elenco risulti ancora incompleto: ad esempio, per la Germania sono riportate più di 4.000 specie di Icneumonidi, circa 3.000 per la Francia, più di 2.500 specie per l'Austria e circa 2.450 per Gran Bretagna ed Irlanda (Yu et al. 2012; Broad 2016). Il divario appare ancor più evidente se si considera che gran parte delle nuove segnalazioni si riferisce a specie ad ampia distribuzione, presenti spesso in gran parte d'Europa o addirittura con areale esteso all'intera regione paleartica (Di Giovanni et al. 2015b). Considerata l'estrema eterogeneità ambientale che caratterizza l'Italia, il suo estendersi in latitudine al centro del Mediterraneo e la sua complessità paleogeografica (La Greca 2002; Minelli et al. 2005), è lecito attendersi che il numero effettivo di Icneumonidi presenti in Italia sia di gran lunga più alto di quanto stimato oggi, e che l'attuale lista di specie per il nostro paese possa continuare ad accrescersi con l'estendersi delle indagini faunistiche ad aree ancora poco investigate, come il sud Italia e le isole.

L'altro aspetto che emerge dallo studio delle comunità di Icneumonidi delle foreste planiziali è l'importanza dei parassitoidi come gruppo target negli studi ecologici. In generale (e in Italia in particolare), i parassitoidi restano, ad oggi, tra i gruppi di insetti meno studiati sia dal punto di vista tassonomico che da quello biologico (LaSalle & Gauld 1991). Nonostante costituiscano una buona fetta della biodiversità degli ecosistemi forestali e nonostante la loro importanza come potenziali controllori di organismi dannosi, gli studi sugli effetti dei cambiamenti ambientali – naturali o introdotti – sui parassitoidi restano ancora molto scarsi (Shaw & Hochberg 2001). Purtroppo, questo aspetto è indissolubilmente legato all'acquisizione di un buon

livello di conoscenze sull' $\alpha$ -tassonomia e sulla distribuzione delle specie sul territorio. In quest'ottica, lo sviluppo di strumenti che favoriscano l'approccio a gruppi così difficili e relativamente poco studiati (lavori di revisione, iconografia chiara, chiavi interattive) è essenziale per incentivarne lo studio da parte di neotassonomi ed ecologi.

## APPENDICE – Note faunistiche e sistematiche

Tra le specie raccolte ed identificate durante i campionamenti effettuati per questo studio, vanno sottolineate alcune segnalazioni dal particolare valore faunistico e sistematico.

### *Echthronomas ochrostoma* (Holmgren, 1860) (Campopleginae) (FIG. A1)

Il genere *Echthronomas* Förster, 1869 consta in Europa di quattro specie (Yu et al. 2012), due delle quali, *E. facialis* (Thomson, 1887) e *E. quadrinotata* (Thomson, 1887), precedentemente note per l'Italia (Scaramozzino 1995). Il maschio di *E. ochrostoma* era finora sconosciuto (Horstmann 1987) e viene descritto per la prima volta (Di Giovanni & Riedel *in press*).

**Materiale:** "I-Veneto-TV-Meolo/ 45°36'N 12°27'E/ 10-22.VI.2013 – impianto/ F.Di Giovanni leg."; 1♂, M. Riedel det.

**Descrizione:** Flagello di 41 articoli; femore III lungo 4.8 volte la larghezza; propodeo con carene ridotte, area petiolaris non delimitata da carene laterali. Palpi, mandibola tranne i denti, clipeo, faccia, orbite frontali al di sotto degli ocelli, scapo ventralmente e tegule gialle; lo 0.2 apicale del tergite II, tergite III interamente e parte laterale alla base del tergite IV rossi; tutte le coxae, i trocanteri I e II delle zampe posteriori neri, i trocanteri I e II delle zampe anteriori e mediane neri con macchia rossa; parte restante delle zampe rossa, femore III alla base e all'apice debolmente incurvato, tibia III e tarsi III neri, lato esterno della tibia III con una larga macchia bianca subbasale; speroni bianchi.

**Distribuzione:** Europa settentrionale e centrale (Yu et al. 2012).

### *Hyposoter meridionellator* Aubert, 1965 (stat. nov.) (Campopleginae)

Il genere *Hyposoter* Förster, 1869 è un genere relativamente vasto, che solo in Europa annovera oltre 60 specie, 12 delle quali presenti in Italia (Scaramozzino 1995; Yu et al. 2012; van Achterberg & Zwakhals 2013). Durante il campionamento delle foreste planiziali ed impianti naturaliformi della Pianura Padana del nord-est, sono state rinvenute sei specie appartenenti al genere *Hyposoter*, quattro delle quali nuove per l'Italia. Tra queste, *H. meridionellator* Aubert, 1965 è stata originariamente trattata come sottospecie di *Hyposoter rufovariatus* (Schmiedeknecht, 1909). A seguito della comparazione dell'esemplare raccolto con materiale riferito alla sottospecie nominale, viene proposto l'elevamento al rango di specie per *H. meridionellator* Aubert, 1965 (Di Giovanni & Riedel *in press*).

**Materiale:** "I-Friuli-Venezia Giulia-UD-San Giorgio di Nogaro/ frazione Zellina, bosco Boscat/ 45°50'N 13°10'E/ 21.VII-03.VIII.2013/ F.Di Giovanni leg."; 1♀, M. Riedel det.

**Descrizione:** *H. meridionellator* differisce da *H. rufovariatus* per il tergite I senza glimma, ovopositore lungo tanto quanto il postpeziolo, tegula nera con macchia bianca, tergite III lateralmente rosso, tergiti IV-V rossi con macchia nera basalmente al centro (Di Giovanni & Riedel *in press*).

**Distribuzione:** Specie nota fino ad ora solo di Francia e Corsica (Aubert 1965; 1966; 1969a).

***Phytodietus elongator* Aubert, 1963** (Tryphoninae Phytodietini) (FIG. A2)

Il genere *Phytodietus* Gravenhorst, 1829 è rappresentato in Europa da 23 specie (Kostro-Ambroziak & Di Giovanni 2016), di cui sei presenti in Italia (Scaramozzino 1995). La specie *P. elongator* Aubert, 1963 è segnalata per la prima volta in Italia. Secondo Kasparyan & Tolkanitz (1999), la specie è rappresentata da due sottospecie, *P. elongator elongator* Aubert, 1963, presente in Europa, e *P. elongator decoratus* Tolkanitz, 1976, nell'area est-paleartica (Amur, Chita, Krasnodar, Primor'ye). L'esemplare raccolto in Italia appartiene alla sottospecie *P. e. decoratus*, che può essere distinta dalla sottospecie nominale per le coxae delle zampe posteriori arancioni-gialle-neri e i trocanteri I delle zampe posteriori neri. A seguito di questo ritrovamento, e grazie all'analisi di altri esemplari europei, è stato possibile stabilire che le due forme non sono separate geograficamente. La presenza inoltre di esemplari dalle caratteristiche intermedie, porta a ritenere la forma *decoratus* come un caso di estrema variazione all'interno della variabilità di *P. elongator* e non come una sottospecie distinta (Kostro-Ambroziak & Di Giovanni 2016).

**Materiale:** "I-Veneto-VE-Concordia Sagittaria/ frazione Sindacale, Bosco delle Lame/ 45°41'N 12°52'E/ 21.VII-03.VIII.2013 – impianto/ F.Di Giovanni leg."; 1♀, A. Kostro-Ambroziak det.

**Descrizione:** Spazio malare 0.45-0.57 volte la larghezza della base della mandibola; epomia assente; tergite I sottile, lungo almeno 2.0 volte la larghezza massima, con una netta costrizione tra la base e gli spiracoli. Tutte le coxae giallo-arancioni, coxae posteriori a volte con macchia gialla alla base e/o macchia nera all'apice (Kasparyan & Tolkanitz 1999; Kostro-Ambroziak & Di Giovanni 2016).

**Distribuzione:** Europa ed estremo oriente Russo (Yu et al. 2012).

***Apholium* sp.** (Ctenopelmatinae Mesoleiini) (FIG. A3)

Il genere *Apholium* Townes, 1970 è stato descritto sulla base di un'unica specie, *A. leptobasis* Townes, 1970, presente in Giappone (Townes 1970). Una seconda specie, *A. lalashanensis* (Kusigemati, 1990), è stata descritta in seguito di Taiwan. All'interno della tribù Mesoleiini, il genere si caratterizza per il tergite I sottile ed allungato, che si allarga gradualmente verso l'apice, e glimma assente (Townes 1970). Quest'ultima caratteristica è inusuale nella tribù Mesoleiini, e oltre ad *Apholium*, l'assenza della glimma sul tergite I è presente solo in alcune specie del genere *Perispuda* Förster, 1868 (Townes 1970). In seguito, Aubert (2000) ha trattato *Apholium* come sinonimo di *Barytarbes* Förster, 1869, adducendo il fatto che alcune specie paleartiche di *Barytarbes* presentano la glimma sul tergite I poco sviluppata. Gli esemplari ritrovati in Veneto presentano dente inferiore della mandibola più lungo di quello superiore, glimma assente e primo segmento del metasoma sottile e senza carene dorso-laterali, ala posteriore con venatura *Cu1* che intercetta *cu-a* nel mezzo. È probabile che gli esemplari veneti appartengano ad una nuova specie. Grazie anche all'esame di nuovo materiale proveniente dalla Cina (Reshchikov comm. pers.), sarà inoltre necessario rivalutare la validità di *Apholium* come genere separato da *Barytarbes*.

**Materiale:** "I-Friuli-Venezia Giulia-UD-Porpetto/ Bosco Sgobitta/ 45°51'N 13°11'E/ 21.VII-03.VIII.2013/ F.Di Giovanni leg."; 2♀♀, A. Reshchikov & F. Di Giovanni det.

**Descrizione:** Dente inferiore della mandibola più lungo di quello superiore, glimma assente e primo segmento del metasoma sottile e senza carene dorso-laterali, ala posteriore con venatura *Cu1* che intercetta *cu-a* nel mezzo. Testa e corpo neri; parte distale di scapo, pedicello, 1° articolo del flagello e parte distale dei segmenti basali di palpi mascellari e labiali più chiara, bruna; flagello, orbite interne, due macchie laterali sul clipeo, mandibole distalmente (ad eccezione dei denti neri) gialli; zampe rosse, femori leggermente incurvati alla base, femori posteriori con piccola macchia scura all'apice, tibie e tarsi bruni, leggermente più chiari basalmente; metasoma rosso, 1° tergite nero nel terzo basale; guaine dell'ovopositore rosse.

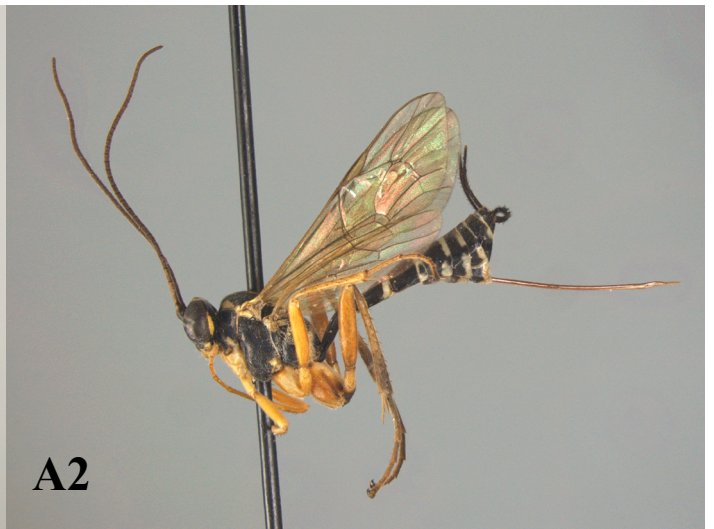
### **Campopleginae gen. sp. 1**

La sottofamiglia Campopleginae è una delle più ricche di specie negli Ichneumonidae. In Europa si contano circa 800 specie, in 42 generi (Yu et al. 2012; van Achterberg & Zwakhals 2013). La fauna italiana del gruppo include 28 generi e 240 specie (Scaramozzino 1995; Yu et al. 2012; van Achterberg & Zwakhals 2013), a cui vanno ad aggiungersi le nuove segnalazioni derivanti dallo studio sulle comunità di Ichneumonidi delle foreste planiziali (Di Giovanni & Reshchikov 2016; Di Giovanni & Riedel *in press*). Durante il campionamento dell'impianto di Mestre, è stata rinvenuta una specie, codificata come Campopleginae gen. sp. 1, che è risultata difficile da attribuire ad uno dei generi noti di questa sottofamiglia. La specie in questione presenta alcune affinità con il genere *Porizon* Fallén, 1813, al quale è accomunata dalla presenza della glimma a livello per il segmento del metasoma e l'assenza dell'areola nell'ala anteriore (Townes 1970). Allo stesso tempo però se ne distingue per l'aspetto generale, più tozzo, per la punteggiatura delle mesopleure, più definita, e per il dente inferiore della mandibola nettamente più lungo di quello superiore (Riedel pers. comm.). Va sottolineato che, a partire dal lavoro di Townes (1970), la sottofamiglia ha subito un notevole riassetto, grazie soprattutto ai lavori di Horstmann (1970; 1977; 1986). Molti generi necessitano quindi di essere ridefiniti e si rende necessaria una chiave per i generi che sostituisca quella di Townes (Broad pers. comm.). Ulteriori approfondimenti saranno indispensabili per stabilire se l'esemplare rinvenuto nell'impianto di Mestre sia una nuova specie, e se possa essere inclusa all'interno dei limiti generici definiti per *Porizon*.

**Materiale:** "I-Veneto-VE-Mestre/ impianto di Carpenedo/ 45°30'N 12°14'E/ 09-21.VI.2013/ F.Di Giovanni leg."; 1♀.

**Descrizione:** dente inferiore della mandibola più lungo di quello superiore; ala anteriore con areola assente; ala posteriore con venatura *Cu1* che intercetta *cu-a* nel mezzo; tergite I con glimma presente; ovopositore relativamente corto e curvato verso l'alto.





**FIG. A1** - maschio di *Echthronomas ochrostoma* (Holmgren, 1860), habitus.

**FIG. A2** - femmina di *Phytodietus elongator* Aubert, 1963, habitus.

**FIG. A3** - femmina di *Apholium* sp. Townes, 1970, habitus.

## BIBLIOGRAFIA

- Aeschlimann J.P. 1973. Révision des espèces ouest-paléarctiques du genre *Triclistus* Förster (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Mitteilungen der Schweizerischen Entomologischen Gesellschaft*, 46: 219-252.
- Aeschlimann J.P. 1989. Révision des espèces ouest-paléarctiques du genre *Hypsicera* Latreille (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Annales de la Société Entomologique de France*, 25 (1): 33-39.
- Alberti G., Marelli A., Piovesana D., Peressotti A., Zerbi G., Gottardo E. & Bidese F. 2006. Accumulo di carbonio e produttività delle piantagioni legnose (Kyoto forests) del Friuli Venezia Giulia. *Forest@*, 3 (4): 488-495.
- Anderle A., Ciccarese L., Dal Bon D., Pettenella D. & Zanolini E. 2002. Assorbimento e fissazione del carbonio nelle foreste e nei prodotti legnosi in Italia. *Rapporto 21/2002 APAT*, Roma, 58 pp.
- Anderson M.J. 2001. A new method for non-parametric multivariate analysis of variance. *Austral Ecology*, 26: 32-46.
- Arnan X., Bosch J., Comas L., Gracia M. and Retana J. 2011. Habitat determinants of abundance, structure and composition of flying Hymenoptera communities in mountain old-growth forests. *Insect Conservation and Diversity*, 4, 200-211.
- Askew R.R. & Shaw M.R. 1986. Parasitoid communities: their size, structure and development. In: Waage J. & Greathead D. (eds). *Insect parasitoids*. Academic Press, London, 389 pp.
- Atanasov A.Z. 1975. New species and identification key of Palaearctic ichneumon flies of the genus *Barylypa* (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Vestnik Zoologii*, 5: 63-66.
- Aubert J.F. 1965. Ichneumonides d'Europe appartenant à dix espèces nouvelles et plusieurs genres nouveaux. *Bulletin de la Société Entomologique de Mulhouse*, 1965: 15-23.
- Aubert J.F. 1966. Révision des travaux concernant les Ichneumonides de France et 5e supplément au catalogue de Gaulle (90 espèces nouvelles pour la faune de France). *Bulletin de la Société Linnéenne de Lyon*, 35 (2): 81-90.
- Aubert J.F. 1969a. Deuxième travail sur les Ichneumonides de Corse (Hymenoptera). *Veröffentlichungen der Zoologischen Staatssammlung (München)*, 13: 27-70.
- Aubert J.F. 1969b. Les ichneumonides ouest-paléarctiques et leurs hôtes. 1. Pimplinae, Xoridinae, Acaenitinae. Laboratoire d'Évolution des Êtres Organisés, Paris, 299 pp.
- Aubert J.F. 1978a. Les ichneumonides ouest-paléarctiques et leurs hôtes. 2. Banchinae et suppl. aux Pimplinae. Laboratoire d'Évolution des Êtres Organisés, Paris, 318 pp.
- Aubert J.F. 1978b. Révision préliminaire des Ichneumonides Orthocentrinae européennes (Hym. Ichneumonidae). *Eos*, 52: 7-28.
- Aubert J.F. 1981. Révision des Ichneumonides *Stenomacrus* sensu lato. *Mitteilungen Münchener Entomologischen Gesellschaft*, 71: 139-159.
- Aubert J.F. 1988. Troisième prelude à une révision des Ichneumonides Scolobatinae: les *Rhorus* Foerst., du groupe de *neustriae* Schrk. *Bulletin de la Société Entomologique de Mulhouse*, 1988: 1-10.

- Aubert J.F. 2000 Les ichneumonides ouest-paléarctiques et leurs hôtes. 3. Scolobatinae (=Ctenopelmatinae) et suppl. aux volumes precedents. *Litterae Zoologicae*, 5: 1-310.
- Austin A.D. 1985. The function of spider egg sacs in relation to parasitoids and predators, with special reference to the Australian fauna. *Journal of Natural History*, 19: 359-376.
- Austin A.D., Gibson G.A.P. & Harvey M.S. 1998. Synopsis of Australian Calymnochilus Masi (Hymenoptera: Eupelmidae), description of a new Western Australian species associated with a pseudoscorpion, and review of pseudoscorpion parasites. *Journal of Natural History*, 32: 329-350.
- Barlow N.D., Beggs J.R. & Moller H. 1998. Spread of the wasp parasitoid *Sphecophaga vesparum vesparum* following its release in New Zealand. *New Zealand Journal of Ecology*, 22: 205-208.
- Barton K. 2010. MuMIn: Multi-model inference. Disponibile a <http://CRAN.R-project.org/package=MuMIn>.
- Basset Y. 2001. Invertebrate in the canopy of tropical rain forests. How much do we really know? *Plant Ecology*, 153: 87-107.
- Basset Y., Novotny V., Miller S.E. & Kitching R.L. 2003. Arthropods of tropical forests. Spatio-temporal dynamics and resource use in the canopy. Cambridge University Press, Cambridge, 474 pp.
- Birtele D. 2004. Short notes. 53. Hymenoptera, Ichneumonidae. In: Cerretti P., Hardersen S., Mason F., Nardi G., Tisato M. & Zapparoli M. (eds.). Invertebrati di una foresta della Pianura Padana, Bosco della Fontana. Secondo contributo. *Conservazione Habitat Invertebrati*, 3. Cierre Grafica Editore, Verona, 304 pp.
- Birtele D. and Hardersen S. 2012. Analysis of vertical stratification of Syrphidae (Diptera) in an oak-hornbeam forest in northern Italy. *Ecological Research*, 27, 755-763.
- Bonato L., Lopresti M., Minelli A. & Cerretti P. 2014. ChiloKey, an interactive identification tool for the geophilomorph centipedes of Europe (Chilopoda, Geophilomorpha). *ZooKeys*, 443: 1-9.
- Broad G.R. 2010. Status of *Batakamacrus* Kolarov (Hymenoptera: Ichneumonidae: Orthocentrinae), with new generic combinations and description of a new species. *Zootaxa*, 2394: 51-68.
- Broad G.R. 2013. Identification key to the subfamilies of Ichneumonidae (Hymenoptera). [versione Novembre 2013, per gentile concessione dell'autore] versione Febbraio 2011 disponibile a: [http://www.nhm.ac.uk/resources-rx/files/ich\\_subfamily\\_key\\_2\\_11\\_compressed-95113.pdf](http://www.nhm.ac.uk/resources-rx/files/ich_subfamily_key_2_11_compressed-95113.pdf).
- Broad G.R. 2016. Checklist of British and Irish Hymenoptera – Ichneumonidae. *Biodiversity Data Journal*, 4: e9042.
- Brock J.P. 1982. A systematic study of the genus *Ophion* in Britain (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Tijdschrift voor Entomologie*, 125 (4): 57-97.
- Burnham K.P. & Anderson D.R. 2002. Model selection and multimodel inference. A practical information-theoretic approach. 2<sup>nd</sup> edition. Springer-Verlag, New York, 488 pp.
- Campanaro A., Hardersen S. & Mason F. 2007. Piano di Gestione della Riserva Naturale Statale e Sito Natura 2000 "Bosco della Fontana". *Quaderni Conservazione Habitat*, 4. Cierre Edizioni, Verona, 221 pp.

- Carvalho J.C., Cardoso P. & Gomes P. 2012. Determining the relative roles of species replacement and species richness differences in generating beta-diversity patterns. *Global Ecology and Biogeography*, 21: 760-771.
- Cavalli R. & Mason F. 2003. Tecniche di ripristino del legno morto per la conservazione delle faune saproxiliche. Il progetto LIFE Natura NAT/IT/99/6245 di "Bosco della Fontana" (Mantova, Italia). *Rapporti scientifici*, 2. Gianluigi Arcari Editore, Mantova, 112 pp.
- Cerretti P., Tschorsnig H-P., Lopresti M. & Di Giovanni F. 2012. MOSCHweb – a matrix-based interactive key to the genera of the Palaearctic Tachinidae (Insecta, Diptera). *ZooKeys*, 205: 5-18. DOI: 10.3897/zookeys.205.3409
- Chao A. 1984. Nonparametric estimation of the number of classes in a population. *Scandinavian Journal of Statistics*, 11: 265-270.
- Chao A. 1987. Estimating the population size for capture-recapture data with unequal catchability. *Biometrics*, 43 (4): 783-791.
- Chavan V. & Penev L. 2011. The data paper: a mechanism to incentivize data publishing in biodiversity science. *BMC Bioinformatics*, 12 (suppl. 15): S2. doi: 10.1186/1471-2105-12-S15-S2
- Colletti L. 2001. Risultati dell'applicazione del Regolamento CEE 2080/92 in Italia. *Sherwood*, 70: 23-31.
- Colwell R.K. 2013. EstimateS: Statistical estimation of species richness and shared species from samples. Versione 9.0.1. User's guide e software a: <http://purl.oclc.org/estimates>
- Colwell R.K. & Coddington J.A. 1994. Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. *Philosophical Transactions of the Royal Society (Series B)*, 345: 101-118.
- Constantineanu M.I. 1959. Familia Ichneumonidae, tribul Ichneumoninae Stenopneusticae. *Fauna Republicii Populare Române*, Insecta IX(4), Bucarest, 1248 pp.
- Constantineanu M.I. 1965. Familia Ichneumonidae, subfamiliile Phaeogeninae și Alomyinae. *Fauna Republicii Populare Române*, Insecta IX(5), Bucarest, 508 pp.
- Costa A. 1886. Notizie ed osservazioni sulla geo-fauna Sarda. Memoria sesta. Ricerche fatte ne' mesi di luglio e agosto 1885. *Rendiconto dell'Accademia delle Scienze Fisiche e Matematiche di Napoli*, 25: 51-53.
- Dallwitz M.J. 2000. A comparison of interactive identification programs. <http://deltaintkey.com/www/comparison.htm>
- Dbar R.S. 1985. Revision of the Palaearctic species of *Cymodusa* Holmgren (Hymenoptera, Ichneumonidae). II. *Entomologicheskoye Obozreniye*, 64 (3): 588-600.
- de Jong Y., Verbeek M., Michelsen V., de Place Bjørn P., Los W., Steeman F., Bailly N., Basire C., Chylarecki P., Stloukal E., Hagedorn G., Wetzell F.T., Glöckler F., Kroupa A., Korb G., Hoffmann A., Häuser C., Kohlbecker A., Müller A., Güntsch A., Stoev P. & Penev L. 2014. Fauna Europaea – all European animal species on the web. *Biodiversity Data Journal*, 2: e4034.
- Del Favero R. 2004. I boschi delle regioni alpine italiane. Tipologia, funzionamento, selvicoltura. CLEUP, 600 pp.

- Di Giovanni F., Cerretti P., Mason F., Minari E. & Marini L. 2015a. Vertical stratification of ichneumonid wasp communities: the effects of forest structure and life-history traits. *Insect Science*, 22: 688-699. DOI 10.1111/1744-7917.12153
- Di Giovanni F., Reshchikov A., Riedel M., Diller E. & Schwarz M. 2015b. New records of Ichneumonidae (Hymenoptera) for the Italian fauna. *Biodiversity Data Journal*, 3: e5057. DOI: 10.3897/BDJ.3.e5057
- Di Giovanni F. & Reshchikov A. 2016. Contribution to the knowledge of Ichneumonidae (Hymenoptera) in Italy. *Linzer biologische Beiträge*, 48 (1): 495-505.
- Di Giovanni F. & Riedel M. *in prep.* New records of Campopleginae (Hymenoptera, Ichneumonidae) for Italy, with descriptions of the males of *Echthronomas facialis* (Thomson, 1887) and *E. ochrostoma* (Holmgren, 1860). *Fragmenta Entomologica (submitted)*.
- Di Giovanni F., Mei M. & Cerretti P. *in prep.* Vertical stratification of Ampulicidae, Crabronidae and Sphecidae (Hymenoptera) in a remnant forest of the Po Plain (Italy, Lombardy).
- Diller E. & Shaw M.R. 2014. Western Palaearctic Oedicephalini and Phaeogenini (Hymenoptera: Ichneumonidae, Ichneumoninae) in the National Museums of Scotland, with distributional data including 28 new species new to Britain, rearing records, and descriptions of two new species of *Aethecerus* Wesmael and one of *Diadromus* Wesmael. *Entomologist's Gazette*, 65: 109-129.
- Faulds W. & Crabtree R. 1995. A system for using a Malaise trap in the forest canopy. *New Zealand Entomologist*, 18: 97-99.
- Fitton M.G. & Gauld I.D. 1976. The family-group names of the Ichneumonidae (excluding the Ichneumoninae). *Systematic Zoology*, 1: 247-258.
- Fitton M.G. & Gauld I.D. 1978. Further notes on family-group names of Ichneumonidae (Hymenoptera). *Systematic Zoology*, 3: 245-247.
- Fitton M.G. & Rotheray G.E. 1982. A key to the European genera of diplazontine ichneumon-flies, with notes on the British fauna. *Systematic Entomology*, 7: 311-320.
- Fitton M.G., Gauld I.D. & Shaw M.R. 1982. The taxonomy and biology of the British Adelognathinae (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Journal of Natural History*, 16: 275-283.
- Fitton M.G., Shaw M.R. and Austin A.D. 1987. The Hymenoptera associated with spiders in Europe. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 90 (1): 65-93.
- Fitton M.G., Shaw M.R. & Gauld I.D. 1988. Pimpline ichneumon-flies. Hymenoptera, Ichneumonidae (Pimplinae). *Handbooks for the identification of British insects*, vol.7, part 1. Royal Entomological Society of London, London, 110pp.
- Floren A. & Schmidl J. 2008. Canopy arthropod research in Europe. Bioform, Nuremberg, 576 pp.
- Fraser S.E.M., Dytham C. and Mayhew P.J. 2007. Determinants of parasitoid abundance and diversity in woodland habitats. *Journal of Applied Ecology*, 44, 352-361.
- Fraser S.E.M., Dytham C. and Mayhew P.J. 2008. The effectiveness and optimal use of Malaise traps for monitoring parasitoid wasps. *Insect Conservation and Diversity*, 1: 22-31.

- Fritzén N.R. & Shaw M.R. 2014. On the spider parasitoids *Polysphincta longa* Kasparyan and *P. boops* Tschek (Hymenoptera, Ichneumonidae, Pimplinae), with the first host records of *P. longa*. *Journal of Hymenoptera Research*, 39: 71-82.
- Garbarczyk H. & Sawoniewicz J. 1984. Classification of parasitoids into guilds associated with different host groups. *Ekologia Polska*, 32: 261-270.
- Gauld I.D. 1976. The classification of the Anomaloninae. (Hymenoptera: Ichneumonidae). *The Bulletin of the British Museum (Natural History), Entomological series*, 33 (1): 3-135.
- Gauld I.D. 1988. Evolutionary patterns of host utilization by ichneumonoid parasitoids (Hymenoptera: Ichneumonidae and Braconidae). *Biological Journal of the Linnean Society*, 35: 351-377.
- Gauld I.D. 1991. The Ichneumonidae of Costa Rica. 1. *Memoirs of the American Entomological Institute*, 47: 1-589.
- Gauld I.D. & Bolton B. 1988. *The Hymenoptera*. Oxford University Press, Oxford and The Natural History Museum, London, 332 pp.
- Gauld I.D. & Mound L.A. 1982. Homoplasy and the delineation of holophyletic genera in some insect groups. *Systematic Entomology*, 7: 73-86.
- Gauld I.D., Gaston K.J. & Janzen D.H. 1992. Plant allelochemicals, tritrophic interactions and the anomalous diversity of tropical parasitoids: the "nasty" host hypothesis. *Oikos*, 65: 353-357.
- Gauld I.D., Wahl D.B. & Broad G.R. 2002a. The suprageneric groups of the Pimplinae (Hymenoptera: Ichneumonidae): a cladistic re-evaluation and evolutionary biological study. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 136: 421-485.
- Gauld I.D., Godoy C., Ugalde J. & Sithole R. 2002b. The Ichneumonidae of Costa Rica, 4. *Memoirs of the American Entomological Institute*, 66: 1-768.
- Gibb H., Hilszczański J., Hjältén J., Danell K., Ball J.P., Pettersson R.B. and Alinvi O. 2008. Responses of parasitoids to saproxylic hosts and habitat: a multi-scale study using experimental logs. *Oecologia*, 155: 63-74.
- Godfray H.C.J. 1994. *Parasitoids: behavioral and evolutionary ecology*. Princeton University Press, Princeton, NJ, 488 pp.
- Gokhman V.E. & Krutov V.V. 1996. On external structure of male antennae in the subfamily Ichneumoninae (Hymenoptera Ichneumonidae) and related groups. *Zoologicheskyy Zhurnal*, 75: 1182-1194.
- Gotelli N.J. & Colwell R.K. 2001. Quantifying biodiversity: procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. *Ecology Letters*, 4: 379-391.
- Gotelli N.J. & Colwell R.K. 2011. Estimating species richness. In: Magurran A.E. & McGill B.J. (eds.). *Biological Diversity: frontiers in measurement and assessment*. Oxford University Press, Oxford, 345 pp.
- Greathead D.J. 1986. Parasitoids in classical biological control. In: Waage J. & Greathead D.J. (eds.) *Insect Parasitoids*. Academic Press, London, 389 pp.

- Greathead D.J. & Greathead A.H. 1992. Biological control of insect pests by insect parasitoids and predators: the BIOCAT database. *Biocontrol News and Information*, 13 (4): 61-68.
- Hanski J. 1999. Habitat connectivity, habitat continuity, and metapopulation in dynamic landscapes. *Oikos*, 87: 209-219.
- Heraty J. 2009. Parasitoid Biodiversity and Insect Pest Management. In: Footitt R. and Adler P. (eds.) *Insect Biodiversity: Science and Society*. Blackwell Publishing, Hoboken, New Jersey, 656 pp.
- Hilpert H. 1992. Zur Systematik der Gattung *Ichneumon* Linnaeus, 1758 in der Westpalaearktis (Hymenoptera, Ichneumonidae, Ichneumoninae). *Entomofauna*, suppl. 6: 1-389.
- Hilszczański J. 2000. European species of subgenus *Moerophora* Foerster of *Xorides* Latreille (Hymenoptera: Ichneumonidae: Xoridinae), with descriptions of two new species. *Insect Systematics and Evolution*, 31: 247-255.
- Hilszczański J., Gibb H., Hjältén J., Atlegrim O., Johansson T., Pettersson R.B., Ball J.P. and Danell K. 2005. Parasitoids (Hymenoptera, Ichneumonoidea) of saproxylic beetles are affected by forest successional stage and dead wood characteristics in boreal spruce forest. *Biological Conservation*, 126: 456-464.
- Hinz R. 1957. Zur Systematik und Ökologie der Ichneumoniden I. (Hym.). *Deutsche Entomologische Zeitschrift*, 4: 86-90.
- Hinz R. 1981. Die europäischen Arten der Gattung *Stilbops* Förster (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Nachrichtenblatt der Bayerischen Entomologen*, 30: 62-64.
- Hinz R. 1983. The biology of the European species of the genus *Ichneumon* and related species (Hym., Ichneumonidae). *Contributions of the American Entomological Institute*, 20: 151-152.
- Hochberg M.E. and Ives. A.R. 2000. Parasitoid Population Biology. Princeton University Press, New Jersey, 384 pp.
- Horstmann K. 1969. Typenrevision der europäischen Arten der Gattung *Diadegma* Förster (syn. *Angitia* Holmgren). *Beiträge zur Entomologie*, 19: 413-472.
- Horstmann K. 1970. Bemerkungen zur Systematik einiger Gattungen der Campopleginae (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Nachrichtenblatt der Bayerischen Entomologen*, 19: 77-84.
- Horstmann K. 1971. Revision der europäischen Tersilochinen 1 (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Veröffentlichungen der Zoologischen Staatssammlung (München)*, 15: 47-138.
- Horstmann K. 1972. Systematische Bemerkungen zu einigen Parasiten von Eichen-Tortriciden aus den Gattungen *Phytodietus* Gravenhorst, *Apophua* Morley und *Camposcopus* Förster. *Nachrichtenblatt der Bayerischen Entomologen*, 21: 19-25.
- Horstmann K. 1976. Nachtrag zur Revision der europäischen *Dichrogaster*-Arten (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Zeitschrift der Arbeitsgemeinschaft Österreichischer Entomologen*, 28: 55-61.
- Horstmann K. 1977. Bemerkungen zur Systematik einiger Gattungen der Campopleginae II (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Mitteilungen Münchener Entomologischer Gesellschaft*, 67: 65-83.



- Horstmann K. 1979. Revision der von Kokujev beschriebenen Campopleginae-Arten (mit Teiltabellen der Gattungen *Venturia* Schrottky, *Campoletis* Förster und *Diadegma* Förster). *Beiträge zur Entomologie*, 29: 195-199.
- Horstmann K. 1980. Revision der europäischen Arten der Gattung *Rhimphoctona* Förster (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Nachrichtenblatt der Bayerischen Entomologen*, 29: 17-24.
- Horstmann K. 1985. Revision der mit *difformis* (Gmelin, 1790) verwandten westpaläarktischen Arten der Gattung *Campoplex* Gravenhorst, 1820 (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Entomofauna*, 6 (12): 129-163.
- Horstmann K. 1986. Bemerkungen zur Systematik einiger Gattungen der Campopleginae III (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Mitteilungen Münchener Entomologischen Gesellschaft*, 76: 143-164.
- Horstmann K. 1987. Die europäischen Arten der Gattung *Echthronomas* Förster and *Eriborus* Förster (Hym., Ichneumonidae). *Nachrichtenblatt der Bayerischen Entomologen*, 36: 57-67.
- Horstmann K. 1990. Die westpaläarktischen Arten einiger Gattungen der Cryptini (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Mitteilungen Münchener Entomologischen Gesellschaft*, 79: 65-89.
- Horstmann K. 2000. Die europäischen Arten von *Probolus* Wesmael, 1845 (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Entomofauna*, 21 (25): 293-300.
- Horstmann K. 2009. Revision of the Western Palearctic species of *Dusona* Cameron (Hymenoptera, Ichneumonidae, Campopleginae). *Spixiana*, 32 (2): 45-110.
- Horstmann K. & Floren A. 2008. Ichneumonidae (Hymenoptera) from the canopies of primary and managed oak forests in eastern Poland and southern Germany. In: Floren A. & Schmidl J. (eds.) Canopy arthropod research in Europe, pp: 469-487. Bioform entomology, Nuremberg.
- Horstmann K., Floren A. & Linsenmair K.E. 1999. High species richness of Ichneumonidae (Hymenoptera) from the canopy of a Malaysian rain forest. *Ecotropica*, 5: 1-12.
- Hughes J., Daily G.C. & Ehrlich P.R. 2000. Conservation of insect diversity: a habitat approach. *Conservation Biology*, 16: 1788-1797.
- Humala A.E. 2003. Ichneumon-flies of the fauna of Russia and surrounding countries. Subfamilies Microleptinae & Oxytorinae (Hymenoptera: Ichneumonidae). Russian Academy of Science, Moscow, 175 pp.
- Humala A.E., Mendiola P., Polidori C., Guara M. & Selfa J. 2009. *Dialipsis villahermosae* Humala & Selfa n.sp. (Hymenoptera: Ichneumonidae), the second European species of the genus, with biological notes and a key of Palaearctic species. *Annales de le Société Entomologique de France*, 45 (3): 321-325.
- Inclán D.J., Cerretti P. & Marini L. 2014. Interactive effects of area and connectivity on the diversity of tachinid parasitoids in highly fragmented landscapes. *Landscape Ecology*, 29 (5): 879-889.
- Izquierdo I. 1984. Los Ophioninae españoles (Hym., Ichn.). *Eos*, 59: 45-65.
- Izquierdo I. 1986. Los Acaenitini de España (Hymenoptera, Ichneumonidae, Acaenitinae). *Eos*, 61: 155-171.
- Janzen D.H. 1981. The peak in North American ichneumonid species-richness lies between 38° and 42°. *Ecology*, 62: 532-537.



- Jussila R. 1987. Revision of the genus *Stilpnus* (Hymenoptera, Ichneumonidae) of the western Palaearctic Region. *Annales Entomologici Fennici*, 53 (1): 1-16.
- Jussila R., Sääksjärvi I.E. & Bordera S. 2010. Revision of the western Palaearctic *Mesoleptus* (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Annales de le Société Entomologique de France* (n.s.), 46 (3-4): 499-518.
- Kasparyan D.R. 1973a. A review of the Palearctic ichneumonids of the tribe Pimplini (Hymenoptera, Ichneumonidae). The genera *Itopectis* Foerst. and *Apechthis* Foerst. *Entomologicheskoye Obozreniye*, 52 (3): 665-681.
- Kasparyan D.R. 1973b. Subfamily Tryphoninae. Tribe Tryphonini. *Fauna of URSS. Insecta Hymenoptera, Ichneumonidae*, 3(1). Nauka, Leningrad, 414 pp.
- Kasparyan D.R. 1974. Review of the Palearctic species of the tribe Pimplini (Hymenoptera, Ichneumonidae). The genus *Pimpla* Fabricius. *Entomologicheskoye Obozreniye*, 53 (2): 382-403.
- Kasparyan D.R. 1977. A revision of the genus *Eclytus* Holmgren (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Entomologicheskoye Obozreniye*, 56 (1): 156-170.
- Kasparyan D.R. 1981. Keys to the insects of the European part of the URSS. Vol. III. Hymenoptera. Third part. 129. Nauka, Leningrad, 688pp.
- Kasparyan D.R. 1990. Subfamily Tryphoninae: Tribe Exenterini. Subfamily Adelognathinae. *Fauna of URSS. Insecta Hymenoptera, Ichneumonidae*, 3 (2). 141. Nauka, Leningrad, 341 pp.
- Kasparyan D.R. 1993. Revision of the Palaearctic ichneumon-flies of the genus *Thymaris* (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Zoologicheskii Zhurnal*, 72 (9): 105-117.
- Kasparyan D.R. 2000. Palaearctic ichneumonid wasps of the genus *Mesoleius* Holmgren (s.str.) (Hymenoptera, Ichneumonidae). I. *Entomologicheskoye Obozreniye*, 79 (1): 150-179.
- Kasparyan D.R. 2001. Palaearctic ichneumonid wasps of the genus *Mesoleius* Holmgren (s.str.) (Hymenoptera, Ichneumonidae). II. *Entomologicheskoye Obozreniye*, 80 (3): 706-733.
- Kasparyan D.R. 2004. Nomenclature notes on some Ctenopelmatinae from Dutch and Hungarian museums (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Zoosystematica Rossica*, 13 (1): 47-48.
- Kasparyan D.R. 2011. Review of the Palaearctic species of the genus *Hadrodactylus* Förster (Hymenoptera, Ichneumonidae, Ctenopelmatinae) with description of 5 new species. *Entomologicheskoye Obozreniye*, 90 (2): 388-415.
- Kasparyan D.R. & Kopelke J.P. 2009. Taxonomic review and key to European ichneumon flies (Hymenoptera, Ichneumonidae), parasitoids of gall-forming sawflies of the genera *Pontania* Costa, *Phyllocolpa* Benson, and *Euura* Newman (Hymenoptera, Tenthredinidae) on willows: part I. *Entomologicheskoe Obozrenie*, 88 (4): 852-879.
- Kasparyan D.R. & Tolkanitz V.I. 1999. Subfamily Tryphoninae: tribes Sphinctini, Phytodietini, Oedemopsini, Tryphonini (addendum), Idiogrammatini. Subfamilies Eucerotinae, Adelognathinae (addendum), Townesioninae. *Fauna of Russia and neighbouring countries. Insecta Hymenoptera, Ichneumonidae*, 3(3). Nauka, St. Petersburg, 404 pp.

- Khalaim A.I. 2004a. A review of the genera *Aneuclis* Förster and *Sathropterus* Förster (Hymenoptera, Ichneumonidae, Tersilochinae). *Entomologicheskoye Obozreniye*, 83 (3): 664-678.
- Khalaim A.I. 2004b. A review of the Palaearctic species of the genera *Barycnemis* Foerst., *Epistathmus* Foerst. and *Spinolochus* Horstm. (Hymenoptera: Ichneumonidae, Tersilochinae). *Trudy Russkogo Entomologicheskogo Obshchestva*, 75 (1): 46-63.
- Khalaim A.I. & Yurtcan M. 2011. A survey on Tersilochinae (Hymenoptera: Ichneumonidae) species of Turkey, with a key to European genera. *Turkish Journal of Zoology*, 35 (3): 381-394.
- Kindt R. & Coe R. 2005. Tree diversity analysis. A manual and software for common statistical methods for ecological and biodiversity studies. World Agroforestry Centre (ICRAF), Nairobi, 196 pp + vii.
- Klopfstein S. 2014. Revision of the Western Palaearctic Diplazontinae (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Zootaxa*, 3801 (1): 1-143.
- Kolarov J. 1997a. A review of the Cremastinae of the Balkan peninsula, Turkey and Cyprus with zoogeographical notes (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Beiträge zur Entomologie*, 47 (1): 169-199.
- Kolarov J. 1997b. Hymenoptera, Ichneumonidae. Part I. Pimplinae, Xoridae, Acaenitinae, Collyriinae. *Fauna Bulgarica*, 25, 322 pp.
- Kolarov J. & Gürbüz M.F. 2010. A study of Acaenitinae (Hymenoptera: Ichneumonidae) from Turkey, with description of a new species. *Entomological News*, 121 (1): 53-58.
- Kopelke J.P. 1987. *Adelognathus cubiceps* Roman, 1924 (Ichneumonidae: Adelognathinae) – ein ungewöhnlicher Parasitoid der gallenbildenden *Pontania*-Arten (Tenthredinidae: Nematinae) (Insecta: Hymenoptera). *Senckenbergia Biologia*, 67: 253-259.
- Korenko S., Michalková V., Zwakhals K. and Pekár S. 2011. Host specificity and temporal and seasonal shifts in host preference of a web-spider parasitoid *Zatypota percontatoria*. *Journal of Insect Science*, 11: 1-12.
- Kostro-Ambroziak A. & Di Giovanni F. 2016. *Phytodietus elongator* Aubert, 1963 (Hymenoptera, Ichneumonidae, Tryphoninae), a new species to Italy and key to the Italian species of the genus *Phytodietus* Gravenhorst, 1829. *Polish Journal of Entomology*, 85: 389-398. DOI: 10.1515/pjen-2016-0023
- Kuslitzky W.S. 1973. Ichneumon-flies of the genera *Teleutaea* Foerst., *Cephaloglypta* Obrt. and *Zyglypta* Mom. (Hymenoptera, Ichneumonidae) in the Soviet fauna. *Entomologicheskoye Obozreniye*, 52 (4): 886-898.
- La Greca M. 2002. Vicende paleogeografiche e componenti della fauna italiana. In: Minelli A., Chemini C., Argano R. & Ruffo S. (eds.) *La fauna in Italia*. Touring Editore, Milano e Ministero dell'Ambiente e della Tutela del Territorio, Roma, 448 pp.
- LaSalle J. & Gauld I.D. 1991. Parasitic Hymenoptera and the biodiversity crisis. *Redia*, 74 (3): 315-334.
- Lassau S.A. & Hochuli D.F. 2005. Wasp community responses to habitat complexity in Sydney sandstone forests. *Austral Ecology*, 30: 179-187.

- Lassau S.A. & Hochuli D.F. 2007. Associations between wasp communities and forest structure: do strong local patterns hold across landscapes? *Austral Ecology*, 32: 656-662.
- Larrivé M. and Buddle C.M. 2009. Diversity of canopy and understorey spiders in north-temperate hardwood forests. *Agricultural and Forest Entomology*, 11: 225-237.
- Laurenne N.M., Broad G.R. & Quicke D.L.J. 2006. Direct optimization and multiple alignment of 28S D2-D3 rDNA sequences: problems with indels on the way to a molecular phylogeny of the cryptine ichneumon wasps (Insecta: Hymenoptera). *Cladistics*, 22: 442-473.
- Lepš J. & Šmilauer P. 2003. Multivariate analysis of ecological data using CANOCO. Cambridge University Press, Cambridge, 269 pp.
- Letourneau D.K., Bothwell Allen S.G. & Stireman J.O. III. 2012. Perennial habitat fragments, parasitoid diversity and parasitism in ephemeral crops. *Journal of Applied Ecology*, 49: 1405-1416.
- Mason F. 2001. Problematiche di conservazione e gestione. In: Ruffo S. (ed.) Le foreste della Pianura Padana. Un labirinto dissolto. *Quaderni Habitat*, 3. Ministero dell'Ambiente e della Tutela del Territorio e Museo Friulano di Storia Naturale, Udine, 137 pp.
- Mason F. 2002. Dinamica di una foresta della Pianura Padana. Bosco della Fontana. Primo contributo, monitoraggio 1995. *Rapporti scientifici*, 1. Gianluigi Arcari Editore, Mantova, 208 pp.
- Mason F. 2004. Dinamica di una foresta della Pianura Padana. Bosco della Fontana. Seconda edizione con linee di gestione forestale. *Rapporti scientifici*, 1. Gianluigi Arcari Editore, Mantova, 224 pp.
- Mason F., Cerretti P., Tagliapietra A., Speight M.C.D. & Zapparoli M. 2002. Invertebrati di una foresta della Pianura Padana, Bosco della Fontana, Primo contributo. *Conservazione Habitat Invertebrati*, 1. Gianluigi Arcari Editore, Mantova, 176 pp.
- Mazón M. & Bordera S. 2014. Diversity of Ichneumonidae (Insecta: Hymenoptera) in a protected area of Central Spain: what are we protecting? *Insect Conservation and Diversity*, 7 (5): 432-452.
- Michel A.K. and Winter S. 2009. Tree microhabitat structures as indicators of biodiversity in Douglas-fir forests of different stand ages and management histories in the Pacific Northwest, USA. *Forest Ecology and Management*, 257: 1453-1464.
- Mills N.J. 1992. Parasitoid guilds, life-styles, and host ranges in the parasitoid complexes of tortricoid hosts (Lepidoptera: Tortricoidea). *Environmental Entomology*, 21 (2): 230-239.
- Minelli A., Ruffo S. & Vigna Taglianti A. 2005. Le province faunistiche italiane. In: Ruffo S. & Stoch F. (eds.) Checklist e distribuzione della fauna italiana. 10.000 specie terrestri e delle acque interne. *Memorie del Museo Civico di Storia Naturale di Verona, 2ª serie, Sezione Scienze della Vita*, 16. Verona, 308 pp.
- Moilanen A. & Nieminem N. 2002. Simple connectivity measures in spatial ecology. *Ecology*, 83: 1131-1145.
- Müller J. & Goßner M. 2007. Single host trees in a closed forest canopy matrix: a highly fragmented landscape? *Journal of Applied Entomology*, 131: 613-620.

- Oehlke J. 1966. Die westpalaearktischen Arter der Tribus Poemeniini (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Beiträge zur Entomologie*, 15: 881-892.
- Oksanen J., Blanchet F.G., Kindt R., Legendre P., Minchin P.R., O'Hara R.B., Simpson G.L., Solymos P., Stevens M.H.H. & Wagner H. 2013. Vegan: community ecology package. Disponibile a: <http://cran.r-project.org/web/packages/vegan>
- Otto S. and Floren A. 2010. The canopy spiders (Araneae) of the floodplain forest in Leipzig. *Arachnologische Mitteilungen*, 39: 25-38.
- Owen D.F. & Owen J. 1974. Species diversity in temperate and tropical Ichneumonidae. *Nature*, 249: 583-584.
- Penev L., Sharkey M., Erwin T., Noort S. van, Buffington M., Seltmann K., Johnson N., Taylor M., Thompson F.C. & Dallwitz M.J. 2009. Data publication and dissemination of interactive keys under the open access model: ZooKeys working example. *ZooKeys*, 21: 1-17.
- Penev L., Cerretti P., Tschorsnig H-P., Lopresti M., Di Giovanni F., Georgiev T., Stoev P. & Erwin T.L. 2012. Publishing online identification keys in the form of scholarly papers. *ZooKeys*, 2015: 1-3. DOI: 10.3897/zookeys.205.3581
- Perkins J.F. 1959. Hymenoptera Ichneumonoidea. Ichneumonidae, key to subfamilies and Ichneumoninae I. *Handbooks for the identification of British insects*, 7 (2) (ai). Royal Entomological Society, London, 116 pp.
- Perkins J.F. 1960. Hymenoptera Ichneumonoidea. Ichneumonidae, subfamilies Ichneumoninae II. Alomyinae, Agriotypinae and Lycorininae. *Handbooks for the identification of British insects*, 7 (2) (aia). Royal Entomological Society, London, 213 pp.
- Persico G. 1998. Guida alla flora di Bosco della Fontana. Novastampa, Verona, 295pp.
- Pignatti. 1953. Introduzione allo studio fitosociologico della pianura veneta orientale con particolare riguardo alla vegetazione litoranea. *Archivio Botanico*, 28: 265-329; 29: 1-25, 65-98, 129-174.
- Pividori M., Marcolin E., Marcon A. & Piccinin N. 2015. Prove di diradamento in impianti di bosco pianiziale della Pianura veneta orientale. *Annals of Silvicultural Research*, 39 (1): 46-54.
- Preisser E., Smith D.C. & Lowman M.D. 1998. Canopy and ground level insect distribution in a temperate forest. *Selbyana*, 19: 141-146.
- Pucci T. 2008. A comparison of the parasitic wasps (Hymenoptera) at elevated versus ground yellow pan traps in a beech-maple forest. *Journal of Hymenoptera Research*, 17: 116-123.
- Quicke D.L.J. 1997. Parasitic wasps. Chapman & Hall, Londra, 470 pp.
- Quicke D.L.J. 2012. We know too little about parasitoid wasp distributions to draw any conclusions about latitudinal trends in species richness, body size and biology. *PLoS ONE*, 7 (2): e32101.
- Quicke D.L.J. 2015. The Braconid and Ichneumonid parasitoid wasps: biology, systematics, evolution and ecology. First Edition. John Wiley & Sons, Ltd. 681 pp.

- Quicke D.L.J., Lopez-Vaamonde C. & Belshaw R. 1999. The basal Ichneumonidae (Insecta: Hymenoptera): 28S D2 rDNA considerations of the Brachycyrtinae, Labeninae, Paxylommatinae and Xoridinae. *Zoologica Scripta*, 28: 203-210.
- Quicke D.L.J., Fitton M.G., Broad G.R., Crocker B., Laurenne N.M. & Miah M.I. 2005. The parasitic genera *Skiapus*, *Hellwigia*, *Nonnus*, *Chriodes* and *Klutiana* (Hymenoptera, Ichneumonidae): recognition of the Nesomesochorinae stat. rev. and Nonninae stat. nov. and transfer of *Skiapus* and *Hellwigia* to the Ophioninae. *Journal of Natural History*, 39: 2559-2578.
- Quicke D.L.J., Laurenne N.M., Fitton M.G. & Broad G.R. 2009. A thousand and one wasps: a 28S rDNA and morphological phylogeny of the Ichneumonidae (Insecta: Hymenoptera) with an investigation into alignment parameter space and elision. *Journal of Natural History*, 43 (23): 1305-1421.
- Reshchikov A. 2013. Two new species of *Lathrolestes* (Hymenoptera, Ichneumonidae) from Norway, northern Russia and Finland, with a key to western Palaearctic species. *Zootaxa*, 3681 (1): 59-72.
- Rey del Castillo C. 1988. Los Glyptini de España (Hym., Ichneumonidae). *Eos*, 64: 173-202.
- Rey del Castillo C. 1989. Contribución al conocimiento de los Lissonotini en España. II. Género *Lissonota*, 1829 (en parte) (Hym. Ichneumonidae). *Eos*, 65: 209-250.
- Riedel M. 2008. Revision der westpalaearktischen Platylabini 1. Die Gattung *Platylabus* Wesm., 1845 (Hymenoptera, Ichneumonidae, Ichneumoninae). *Spixiana*, 31 (1): 105-172.
- Riedel M. 2012. Revision der westpaläarktischen Arten der Gattung *Coelichneumon* Thomson (Hymenoptera: Ichneumonidae: Ichneumoninae). *Linzer biologische Beiträge*, 44 (2): 1477-1611.
- Riedel M. 2015. Revision of the European species of the genus *Astiphromma* Förster, 1869 (Hymenoptera, Ichneumonidae, Mesochorinae). *Spixiana*, 38 (1): 85-132.
- Riedel M. & Turrisi G.F. 2013. Contribution to the knowledge of Ichneumonidae from Sicily. II. Ichneumoninae (Hymenoptera). *Bollettino della Società Entomologica Italiana*, 145 (2): 59-68.
- Ronquist F. Phylogeny of the Hymenoptera (Insecta): the state of the art. *Zoologica Scripta*, 28: 3-11.
- Sääksjärvi I.E., Haataja S., Neuvonen S., Gauld I.D., Jussila R., Salo J. & Marmol Burgos A. 2004. High local species richness of parasitoid wasps (Hymenoptera: Ichneumonidae: Pimplinae and Rhyssinae) from the lowland rainforests of Peruvian Amazonia. *Ecological Entomology*, 29: 734-743.
- Sääksjärvi I.E., Ruokolainen K., Tuomisto H., Haataja S., Fine P.V.A., Cárdenas G., Mesones I. & Vargas V. 2006. Comparing composition and diversity of parasitoid wasps and plants in Amazonian rain-forest mosaic. *Journal of Tropical Ecology*, 22: 167-176.
- Salt G. 1931. Parasites of the wheat stem sawfly, *Cephus pygmaeus* Linnaeus, in England. *Bulletin of Entomological Research*, 22: 479-545.
- Salt G. 1968. The resistance of insect parasitoids to the defence reactions of their hosts. *Biological Reviews of the Cambridge Philosophical Society*, 43: 200-232.
- Sanborne M. 1984. A revision of the world species of *Sinophorus* Förster (Ichneumonidae). *Memoirs of the American Entomological Institute*, 38: 1-403.

- Sawoniewicz J. 1980. Revision of European species of the genus *Bathythrix* Förster (Hym., Ichneumonidae). *Annales Zoologici*, 35: 319-365.
- Sawoniewicz J. 1985. Revision of European species of the subtribe Endaseina (Hymenoptera, Ichneumonidae), I. *Annales Zoologici*, 39: 131-145.
- Sawoniewicz J. 1986. Structure of Ichneumonidae (Hymenoptera) communities in urban green areas of Warsaw. *Memorabilia Zoologica*, 41: 103-124.
- Sawoniewicz J. 1989. Ichneumonidae (Hymenoptera) of moist meadows on the Mazovian lowland. *Memorabilia Zoologica*, 43: 249-263.
- Scaramozzino P.L. 1986. Un nuovo Acenitino delle Alpi Liguri: *Mesoclistus casalei* n. sp., e catalogo ragionato degli Acenitini italiani (Hymenoptera, Ichneumonidae: Acaenitinae). *Bollettino del Museo Regionale di Scienze Naturali di Torino*, 4: 63-75.
- Scaramozzino P.L. 1989. Note sugli Ichneumonidae italiani. II. (Hymenoptera). *Rivista Piemontese di Storia Naturale*, 10: 165-174.
- Scaramozzino P.L. 1995. Hymenoptera Ichneumonidae. In: Minelli A., Ruffo S. & La Posta S. (eds.). *Checklist delle specie della fauna italiana*, 94. Calederini, Bologna.
- Schmiedeknecht O. 1907. Hymenoptera. Fam. Ichneumonidae. Subfamilie Pimplinae. *Genera Insectorum*, 62: 1-120.
- Schönitzer K., Hower E., Melzer R.R. & Diller E. 2006. Taxonomie und vergleichende Morphologie der Gattung *Dirophanes* Foerster, 1869 (Ichneumonidae, Ichneumoninae, Phaeogenini). *Mitteilungen der Münchener Entomologischen Gesellschaft*, 95: 87-142.
- Schwarz M. 1988. Die europäischen Arten der Gattung *Idiolispa* Foerster (Ichneumonidae, Hymenoptera). *Linzer biologische Beiträge*, 20 (1): 37-66.
- Schwarz M. 2003. Schlupfwespen (Insecta, Hymenoptera, Ichneumonidae) in den Hochlagen der Hohen Tauern (Österreich). Teil 2: Bemerkungen zu ausgewählten Arten einschließlich der Beschreibung neuer Arten. *Linzer biologische Beiträge*, 35 (2): 1097-1118.
- Schwarz M. 2007. Revision der westpaläarktischen Arten der Gattung *Hoplocryptus* Thomson (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Linzer biologische Beiträge*, 39 (2): 1161-1219.
- Schwenke W. 1999. Revision der europäischen Mesochorinae (Hymenoptera, Ichneumonoidea, Ichneumonidae). *Spixiana*, suppl. 26: 1-124.
- Sedivy J. 1970. Westpaläarktische Arten der Gattung *Dimophora*, *Pristomerus*, *Eucremastus* und *Cremastus* (Hym., Ichneumonidae). *Prirodovedne Prace Ustavu Ceskoslovenske Akademie Ved v Brne* (N.S.), 4 (11): 1-38.
- Sedivy J. 2004. European species of the genus *Phobocampe* Förster (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Acta Universitatis Carolinae Biologica*, 48: 203-235.
- Selfa J. & Diller E. 1995. Addition to the knowledge of the Palearctic species of *Misetus* Wesmael [1845] (Hymenoptera, Ichneumonidae, Ichneumoninae, Phaeogenini). *Linzer biologische Beiträge*, 27 (2): 795-806.

- Seltmann K.C., Yoder M.J., Mikó I., Forshage M., Bertone M.A., Agosti D., Austin A.D., Balhoff J.P., Borewicz M.L., Brady S.G., Broad G.R., Brothers D.J., Burks R.A., Buffington M.L., Campbell H.M., Dew K.J., Ernst A.F., Fernández-Triana J.L., Gates M.W., Gibson G.A.P., Jennings J.T., Johnson N.F., Karlsson D., Kawada R., Krogmann L., Kula R.R., Mullins P.L., Ohl M., Rasmussen C., Ronquist F., Schulmeister S., Sharkey M.J., Talamas E., Tucker E., Vilhelmsen L., Ward P.S., Wharton R.A. & Deans A.R. 2012. A hymenopterists' guide to the Hymenoptera Anatomy Ontology: utility, clarification, and future directions. *Journal of Hymenoptera Research*, 27: 67-88.
- Sharkey M.J. 2007. Phylogeny and classification of Hymenoptera. *Zootaxa*, 1668: 521-548.
- Sharkey M.J. & Wahl D.B. 1992. Cladistics of the Ichneumonidae (Hymenoptera). *Journal of Hymenoptera Research*, 1 (1): 15-24.
- Shaw M.R. 2009. Notes on the host-feeding and hyperparasitic behaviours of *Itopectis* species (Hymenoptera: Ichneumonidae, Pimplinae). *Entomologist's Gazette*, 60: 113-116.
- Shaw M.R. & Hochberg M.E. 2001. The neglect of parasitic Hymenoptera in insect conservation strategies: the British fauna as a prime example. *Journal of Insect Conservation*, 5: 253-263.
- Sime K.R. 2000. Two new records of pimpline ichneumonids attacking *Battus philenor* (Linnaeus) (Lepidoptera: Papilionidae). *Journal of Hymenoptera Research*, 9: 210-212.
- Smith S.M., Islam N. and Bellocq M.I. 2012. Effects of single-tree selection harvesting on hymenopteran and saproxylic insect assemblages in the canopy and understory of northern temperate forests. *Journal of Forestry Research*, 23: 275-284.
- Sobek S., Tschardt T., Scherber C., Schiele S. and Steffan-Dewenter I. 2009. Canopy vs. understory: does tree diversity affect bee and wasp communities and their natural enemies across forest strata? *Forest Ecology and Management*, 258: 609-615.
- Sørensen L.L. 2004. Composition and diversity of the spider fauna in the canopy of a montane forest in Tanzania. *Biodiversity and Conservation*, 13: 437-452.
- Speight M.C.D. 1993. Protected sites and invertebrates: undervalued and underused resources. In: Aa. Vv. (eds.). The state of the environment in Europe: the scientists take stock of the situation. *Council of Europe*, Strasbourg.
- Sperber C.F., Nakayama K., Valverde M.J. and de Siqueira Neves F. 2004. Tree species richness and density affect parasitoid diversity in cacao agroforestry. *Basic and Applied Ecology*, 5: 241-251.
- Steinbauer M.J., Short M.W. & Schmidt S. 2006. The influence of architectural and vegetational complexity in eucalypt plantations on communities of native wasp parasitoids: towards silviculture for sustainable pest management. *Forest Ecology and Management*, 233: 153-164.
- Stireman J.O. III, Cerretti P., Whitmore D., Hardersen S. and Gianelle D. 2012. Composition and stratification of a tachinid (Diptera: Tachinidae) parasitoid community in a European temperate plain forest. *Insect Conservation and Diversity*, 5: 346-357.

- Stüben P.E., Behne L., Floren, A., Günther H., Klopstein S., López H., Machado A., Schwarz M., Wägele J.W., Wunderlich J. and Astrin J.J. 2010. Canopy fogging in the Canarian laurel forest of Tenerife and La Gomera. *Weevil News*, 51: 1-21.
- Susmel L. 1994. I rovereti di pianura della Serenissima. Clup, Padova, 160 pp.
- Tereshkin A.M. 2004. Ichneumon flies of the genus *Barichneumon* (Hymenoptera, Ichneumonidae) of East Europe forest zone. 1. Taxonomy. Description of *Barichneumon scopanator* sp.n. and *B.scopulatus* sp.n. *Euroasian Entomological Journal*, 3 (2): 139-150.
- Tereshkin A.M. 2009. Illustrated key to the tribes of subfamilia Ichneumoninae and genera of the tribe Platylabini of the world fauna (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Linzer biologische Beiträge*, 41 (2): 1317-1608.
- Tolkanitz V.I. 1985. Ichneumon flies of the genus *Metopius* (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Zoologicheskii Zhurnal*, 64 (9): 1392-1406.
- Tolkanitz V.I. 2007. Ichneumon flies of the genus *Exochus* Gravenhorst (Hymenoptera: Ichneumonidae: Metopiinae) of the fauna of Palaearctic region. *Russian Entomological Journal*, 16 (3): 339-358.
- Townes H.K. 1969. The genera of Ichneumonidae. Part 1. Ephialtinae to Agriotypinae. *Memoirs of the American Entomological Institute*, 11: 1-300.
- Townes H.K. 1970a. The genera of Ichneumonidae. Part 2. Gelinae. *Memoirs of the American Entomological Institute*, 12: 1-537.
- Townes H.K. 1970b. The genera of Ichneumonidae. Part 3. Banchinae, Scolobatinae & Porizontinae. *Memoirs of the American Entomological Institute*, 13: 1-307.
- Townes H.K. 1971a. The genera of Ichneumonidae. Part 4. Cremastinae to Diplazontinae. *Memoirs of the American Entomological Institute*, 17: 1-372.
- Townes H.K. 1971b. The Ichneumonidae as biological control agents. *Proceedings Tall Timbers conference on ecological animal control by habitat management*, 3. 25-27 Febbraio 1971, Tallahassee, Florida.
- Turrisi G.F., Schönitzer K. & Diller E. 2007. Ichneumon flies from Sicily, with descriptions of new taxa (Hymenoptera, Ichneumonidae: Ichneumoninae: Phaeogenini and Diplazontinae). *Mitteilungen Münchener Entomologischen Gesellschaft*, 97: 115-126.
- Ulyshen M.D. 2011. Arthropod vertical stratification in temperate deciduous forests: implications for conservation oriented management. *Forest Ecology and Management*, 261: 1479-1489.
- Ulyshen M.D. and Hanula J.L. 2009. Habitat associations of saproxylic beetles on the southeastern United States: a comparison of forest types, tree species and wood postures. *Forest Ecology and Management*, 257: 653-664.
- Ulyshen M.D., Soon V. and Hanula J.L. 2010. On the vertical distribution of bees in a temperate deciduous forest. *Insect Conservation and Diversity*, 3: 222-228.
- Ulyshen M.D., Pucci T.M. and Hanula J.L. 2011a. The importance of forest type, tree species and wood posture to saproxylic wasp (Hymenoptera) communities in the southeastern United States. *Journal of Insect Conservation*, 15: 539-546.



- Ulyshen M.D., Soon V., Hanula J.L. 2011b. Vertical distribution and seasonality of predatory wasps (Hymenoptera: Vespidae) in a temperate deciduous forest. *Florida Entomologist*, 94 (4): 1068-1070.
- van Achterberg C. 1999. The West Palaearctic species of the subfamily Paxylommatinae (Hymenoptera: Ichneumonidae), with special reference to the genus *Hybrizon* Fallén. *Zoologische Mededelingen Leiden*, 73 (2): 11-26.
- van Achterberg C. & Zwakhals K. 2004. Fauna Europaea: Ichneumonoidea. Versione 2.6.2. URL: <http://www.faunaeur.org/>
- van Rossem G. 1966. A study of the genus *Trychosis* Förster in Europe (Hymenoptera, Ichneumonidae, Cryptinae). *Zoologische Verhandelingen*, 79: 1-40.
- van Rossem G. 1971. The genus *Buathra* Cameron in Europe (Hym., Ichneumonidae). *Tijdschrift voor Entomologie*, 114: 201-207.
- van Rossem G. 1983. A revision of western Palaearctic Oxytorine genera. Part IV. Genus *Megastylus* (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Entomofauna*, 4 (8): 121-132.
- van Rossem G. 1985. A revision of western Palaearctic Oxytorine genera. Part V. Genus *Aperileptus* (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Spixiana*, 8 (2): 145-152.
- van Rossem G. 1987. A revision of western Palaearctic Oxytorine genera. Part VI. (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Tijdschrift voor Entomologie*, 130: 49-108.
- van Rossem G. 1988. A revision of Palaearctic Oxytorine genera. Part VII. *Tijdschrift voor Entomologie*, 131: 103-112.
- van Rossem G. 1991. New Oxytorinae from Siberia, with revised key to *Plectiscidea* Viereck and *Eusterinx* Foerster s.l. (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Zoologische Mededelingen*, 65: 35-38.
- Vance C.C., Smith S.M., Malcolm J.R., Huber J. and Bellocq A.I. 2007. Differences between forest type and vertical strata in the diversity and composition of hymenopteran families and mymarid genera in northeastern temperate forests. *Environmental Entomology*, 36: 1073-1083.
- Vanderwel M.C., Malcolm J.R., Smith S.M. & Islam N. 2006. Insect community composition and trophic guild structure in decaying logs from eastern Canadian pine-dominated forests. *Forest Ecology and Management*, 225: 190-199.
- Veijalainen A., Wahlberg N., Broad G.R., Erwin T.L., Longino J.T. & Sääksjärvi I.E. 2012. Unprecedented ichneumonid parasitoid wasp diversity in tropical forests. *Proceedings of the Royal Society B*, e-publishing, doi:10.1098/rspb.2012.1664
- Wahl D.B. 1986. Larval structures of oxytorines and their significance for the higher classification of some Ichneumonidae (Hymenoptera). *Systematic Entomology*, 11: 117-127.
- Wahl D.B. 1988. A review of the mature larvae of the Banchini and their phylogenetic significance, with comments on the Stilbopinae (Hymenoptera: Ichneumonidae). In: Gupta V.K. (ed.). *Advances in parasitic Hymenoptera research. Proceedings of the 2<sup>nd</sup> conference on the taxonomy and biology of parasitic Hymenoptera*. 19-21 Novembre 1987, Gainesville, Florida.

- Wahl D.B. 1990. A review of the mature larvae of Diplazontinae, with notes on larvae of Acaenitinae and Orthocentrinae and proposal of two new subfamilies (Insecta: Hymenoptera, Ichneumonidae). *Journal of Natural History*, 24: 27-52.
- Wahl D.B. 1993. Family Ichneumonidae. In: Goulet H. & Huber J.T. (eds.). *Hymenoptera of the World: an identification guide to families*. Centre for Land and Biological Resources Research, Agriculture Canada, Ottawa, 668 pp.
- Wahl D.B. & Gauld I.D. 1998. The cladistics and higher classification of the Pimpliformes (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Systematic Entomology*, 23: 265-298.
- Wahl D.B. & Mason W.R.M. 1995. The family-group names of the Ichneumoninae (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Journal of Hymenoptera Research*, 4: 285-293.
- Yu D.S., Achterberg van C. & Horstmann K. 2012. Taxapad 2012, Ichneumonoidea 2011. Database su flash-drive. Ottawa, Ontario, Canada. Online version: [www.taxapad.com](http://www.taxapad.com)
- Yurtcan M. & Kolarov J. 2015. A new species and additional records of the genus *Collyria* Schiødte, 1839 (Hymenoptera, Ichneumonidae) from Turkey. *Zootaxa*, 3985 (1): 117-124.
- Zwakhals K. 2006. The European species of the genera *Zatypota* and *Sinarachna* (Hymenoptera: Ichneumonidae: Pimplinae, Polysphinctini). *Entomologische Berichten Amsterdam*, 66 (2): 34-37.
- Zwakhals K. 2010. Identification of Western Palearctic *Dolichomitus* species (Hymenoptera: Ichneumonidae: Pimplinae). *Entomologische Berichten Amsterdam*, 70 (4): 111-127.
- Zwakhals K. & Turrisi G.F. 2014. Contribution to the knowledge of Ichneumonidae from Sicily. III. Pimplinae and Poemeniinae (Hymenoptera). *Bollettino della Società Entomologica Italiana*, 146 (1): 41-46.

## **RINGRAZIAMENTI**

Sono molte le persone che devo ringraziare per la realizzazione di questo studio e che mi hanno supportato durante questi anni di ricerche nel mondo degli icneumonidi. In primo luogo, P. Cerretti (Roma), L. Marini (Padova), A. Vigna Taglianti (Roma), P. Audisio (Roma) e A. Battisti (Padova), che mi hanno seguito nelle diverse fasi della ricerca. Un doveroso ringraziamento va al Corpo Forestale dello Stato che ha finanziato in gran parte il mio studio, ed in particolare a F. Mason, F. Gorian e tutto lo staff del CFS; ringraziamento particolare per l'UTB di Verona, luogo che mi ha ospitato per i tre anni necessari al completamento delle mie ricerche. Grazie anche a D.J. Inclán e J. Granados per il supporto nelle operazioni di campionamento e smistamento del materiale. Un ringraziamento enorme a tutti i colleghi e amici, senza la cui conoscenza gran parte del lavoro non sarebbe stato possibile: G.R. Broad (Londra), E. Diller (Monaco di Baviera), A.I. Khalaim (Tamaulipas), A. Kostro-Ambroziak (Białystok), A. Reshchikov (Stoccolma), M. Riedel (Bad Fallingb.ostel), M. Schwarz (Linz), M. Shaw (Edimburgo), V.I. Tolkanitz e A. Varga (Kiev). Un ringraziamento speciale a G. Turrisi (Catania) per il lavoro di correzione sulla prima versione della tesi e a S. Schmidt, responsabile della sezione di imenotteri allo ZSM di Monaco di Baviera, e a H. Vardal, responsabile della sezione imenotteri al NHR di Stoccolma, per avermi consentito l'accesso alle collezioni dei rispettivi musei. Un grazie infine a tutte le persone che, pur non sapendo nulla di entomologia, sono stati testimoni, loro malgrado, dei suoi effetti sulla mia persona durante tutto questo tempo.