

**TRIZZINO M. • AUDISIO P. • BISI F. • BOTTACCI A. • CAMPANARO A.  
CARPANETO G. M. • CHIARI S. • HARDERSEN S.  
MASON F. • NARDI G. • PREATONI D. • VIGNA TAGLIANTI A.  
ZAULI A. • ZILLI A. • CERRETTI P.**

## **Gli artropodi italiani in Direttiva Habitat: **biologia, ecologia, riconoscimento e monitoraggio****



**SAPIENZA**  
UNIVERSITÀ DI ROMA



MiPAAF – Corpo Forestale dello Stato  
Centro Nazionale per lo Studio e la Conservazione della Biodiversità Forestale  
“Bosco Fontana” di Verona





Quaderni Conservazione Habitat  
7-2013



# Gli artropodi italiani in Direttiva Habitat: biologia, ecologia, riconoscimento e monitoraggio

A cura di

MARCO TRIZZINO, PAOLO AUDISIO, FRANCESCO BISI, ALESSANDRO BOTTACCI,  
ALESSANDRO CAMPANARO, GIUSEPPE M. CARPANETO, STEFANO CHIARI, SÖNKE HARDERSEN,  
FRANCO MASON, GIANLUCA NARDI, DAMIANO G. PREATONI,  
AUGUSTO VIGNA TAGLIANTI, AGNESE ZAULI, ALBERTO ZILLI, PIERFILIPPO CERRETTI

Corpo Forestale dello Stato  
Centro Nazionale per lo Studio e la Conservazione della Biodiversità Forestale  
“Bosco Fontana” di Verona

Gli artropodi italiani in Direttiva Habitat: biologia, ecologia, riconoscimento e monitoraggio  
Quaderni Conservazione Habitat 7, (2013)

A cura di: Marco Trizzino<sup>1,2,3,6</sup>, Paolo Audisio<sup>2</sup>, Francesco Bisi<sup>3,6</sup>, Alessandro Bottacci<sup>4</sup>, Alessandro Campanaro<sup>1,2</sup>, Giuseppe M. Carpaneto<sup>5</sup>, Stefano Chiari<sup>5</sup>, Sönke Hardersen<sup>1</sup>, Franco Mason<sup>1,8</sup>, Gianluca Nardi<sup>1,8</sup>, Damiano G. Preatoni<sup>6</sup>, Augusto Vigna Taglianti<sup>2</sup>, Agnese Zauli<sup>5</sup>, Alberto Zilli<sup>7</sup>, Pierfilippo Cerretti<sup>1,2,8</sup>

<sup>1</sup> CNBFVR, Centro Nazionale per lo Studio e la Conservazione della Biodiversità Forestale “Bosco Fontana” di Verona

<sup>2</sup> Università di Roma “Sapienza”, Dipartimento di Biologia e Biotecnologie “C. Darwin”, Roma

<sup>3</sup> Istituto Oikos, Conservazione e Gestione delle Risorse Naturali, Milano

<sup>4</sup> Corpo Forestale dello Stato, Ufficio per la Biodiversità, Roma

<sup>5</sup> Università di Roma Tre, Dipartimento di Biologia Ambientale, Roma

<sup>6</sup> Università dell'Insubria, Dipartimento Scienze Teoriche & Applicate, Unità di Analisi e Gestione delle Risorse Ambientali, Varese

<sup>7</sup> Museo Civico di Zoologia di Roma, Roma

<sup>8</sup> Consiglio Nazionale delle Ricerche, Istituto di Biologia Agroambientale e Forestale (CNR-IBAF) - Progetto LIFE+ ManFor C.BD. (LIFE09 ENV/IT/000078)

M. Trizzino: stesura del manoscritto, coordinamento tra gli autori

P. Audisio, P. Cerretti e F. Mason: coordinamento del progetto

P. Audisio: supervisione della sezione Coleotteri

S. Hardersen: supervisione della sezione Odonati

A. Zilli: supervisione della sezione Lepidotteri

A. Campanaro, S. Chiari, A. Zauli: supervisione monitoraggio Coleotteri saproxilici

G. Nardi: supervisione Coleotteri Dytiscidae e Bostrichidae

F. Bisi e D. Preatoni: analisi dei dati di monitoraggio

G.M. Carpaneto, A. Vigna Taglianti e A. Bottacci: revisione scientifica

Progetto grafico: Mara Tisato.

In copertina: *Eriogaster catax*, (Linnaeus, 1758) Lepidoptera, Lasiocampidae. La specie è inserita nella Direttiva “Habitat” 92/43/CEE (Allegati II e IV) ed è elencata nell'Appendice 2 della Convenzione di Berna (foto P. Mazzei).

Citazione consigliata:

Trizzino M., Audisio P., Bisi F., Bottacci A., Campanaro A., Carpaneto G.M., Chiari S., Hardersen S., Mason F., Nardi G., Preatoni D.G., Vigna Taglianti A., Zauli A., Zilli A. & Cerretti P. (eds), 2013. Gli artropodi italiani in Direttiva Habitat: biologia, ecologia, riconoscimento e monitoraggio. Quaderni Conservazione Habitat, 7. CFS-CNBFVR, Centro Nazionale Biodiversità Forestale. Cierre Grafica, Sommacampagna, Verona, 256 pp.

Il manuale è stato sviluppato con il progetto “Ricerche tassonomiche su base morfologica e molecolare di specie forestali di Invertebrati elencati nella Direttiva Habitat 92/43/CEE”, in convenzione tra Corpo Forestale dello Stato, Centro Nazionale Biodiversità Forestale “Bosco Fontana”, Verona e Dipartimento di Biologia e Biotecnologie “C. Darwin” di Sapienza Università di Roma.

Hanno collaborato: N. Palmieri, M. Panella, A. Petrella, G. Uricchio, S. Vaccari, G. Zanoni, M. Zillich, D. Zovi.

Tutors dei ricercatori in convenzione: Paolo Audisio, Franco Mason.

© Copyright 2013 – Corpo Forestale dello Stato, Ufficio per la Biodiversità, Roma.

ISBN 978-88-95351-94-0

DOI 10.978.8895351/940

# SOMMARIO

Prefazione.....	pag. 6
Obiettivi del progetto.....	» 9
Elenco delle specie italiane di Artropodi inserite negli Allegati II e IV della Direttiva Habitat.....	» 11
Altre specie di Artropodi inserite negli Allegati II e IV della Direttiva Habitat aventi possibili legami con il territorio italiano .....	» 13
Parte speciale: schede delle specie italiane di Artropodi inserite negli Allegati II e IV della Direttiva Habitat 92/43/CEE.....	» 15
Analisi dei dati di monitoraggio .....	» 193
Considerazioni sulle liste di specie degli Allegati II / IV della Direttiva.....	» 196
Ringraziamenti .....	» 199
Bibliografia.....	» 201
Glossario .....	» 213
Tabelle riassuntive per i monitoraggi .....	» 214
Indice.....	» 251

# PREFAZIONE

Chi, come lo scrivente, si occupa da anni di biologia della conservazione in Italia, ha visto pubblicare una variegata e fors'anche troppo ricca produzione editoriale, perlopiù locale, relativa alle specie animali incluse nelle direttive europee per la protezione dell'ambiente. Per quanto riguarda i vertebrati, indubbiamente la letteratura degli ultimi anni ha portato anche ad esplicite proposte metodologiche ed operative per la conservazione delle specie nel nostro paese. Per quanto attiene gli invertebrati, e in particolare gli artropodi, anche se tanti volumi descrittivi hanno apportato piccole novità alle nostre conoscenze sulla presenza delle specie in aree più o meno circoscritte, ed opere di sintesi ne hanno riassunto parte delle informazioni corologiche e biologiche disponibili, si è invece mantenuta un'enorme carenza sugli aspetti di monitoraggio e gestione. La lettura di questo volume mi ha quindi dato l'immediata consapevolezza di vedere finalmente affrontati, in modo scientifico ed aggiornato, gran parte degli aspetti concreti della conservazione delle specie di artropodi incluse nelle direttive comunitarie, con la proposta di metodologie e tecniche che dovranno essere utilizzate nel nostro paese in futuri progetti di conservazione.

Il grande pubblico sentendo parlare di biodiversità e della sua conservazione pensa quasi solo ai vertebrati, i "veri animali" come sono generalmente considerati nella divulgazione dei mass-media e di chi si occupa della politica ambientale. In effetti, al di là dell'immensa diversità rappresentata dal resto degli animali, in particolare dagli artropodi, la stessa funzionalità degli ecosistemi, che dovrebbe essere il principale obiettivo della conservazione, è in grande parte connesso alla presenza di questi trascurati "altri animali". Gli strumenti gestionali disponibili nel nostro paese da un ventennio, quali le direttive europee (Habitat 92/43/CEE e Direttiva Uccelli) e le normative di applicazione nazionale, sono di fatto i migliori strumenti disponibili, oltre ad un'attenta divulgazione ed educazione, per la conservazione della biodiversità. Ancorché in misura limitata, queste direttive hanno preso in considerazione, oltre ai suddetti "veri animali" anche specie di artropodi e altri gruppi di invertebrati.

Le attività di gestione delle specie di artropodi inclusi nella Direttiva Habitat su scala nazionale, sono stati però spesso affidati ad iniziative di singole Regioni, Province, o Enti gestori di SIC e ZPS costituiti all'interno della rete Natura 2000, creando inevitabilmente disomogeneità di approccio, di metodo, e di risultati in termini di efficienza delle attività di ricerca e di monitoraggio. Inoltre, come accennato, le esperienze maturate sia in Italia sia all'estero sulle specie di invertebrati comprese negli Allegati II e IV della Direttiva Habitat sono state spesso pubblicate in modo estemporaneo e dispersivo in numerosi report o volumi di non sempre facile accesso, creando un certo livello di disorientamento sia nei gestori di SIC e ZPS tenuti per legge a programmare e avviare delle concrete azioni di monitoraggio, sia negli stessi specialisti zoologi e consulenti scientifici che si occupano dei diversi gruppi tassonomici coinvolti.

Si sentiva quindi la necessità di uno strumento di guida per la conservazione degli artropodi, utilizzabile a livello nazionale, non meramente descrittivo, ma finalmente con finalità operative. Questo volume, chiaramente destinato fin dall'inizio ad un'utenza alquanto varia (specialisti dei vari gruppi tassonomici, gestori e operatori forestali, gestori di aree protette, ecologi e zoologi applicati, naturalisti) cerca di riempire questo evidente gap protocollare, tentando di mettere a disposizione degli addetti ai lavori uno strumento di sintesi, semplificato ma efficace, e dei protocolli di monitoraggio relativi a tutte le specie di artropodi comprese negli Allegati II e IV della Direttiva Habitat. Oltre ad un aggiornamento delle conoscenze di base corologiche e biologiche, ad un'utilissima e ricca iconografia che favorisce il riconoscimento delle specie in campo anche a personale non specializzato, il volume aggiorna su aspetti tassonomici, problematiche di ecologia e genetica di popolazione, metodi e tecniche molecolari di analisi, di campionamento nonché di marcaggio e ricattura. Questo manuale dovrebbe quindi consentire una migliore e più omogenea attività di monitoraggio e di conservazione delle specie trattate, sintetizzando la maggioranza delle conoscenze su scala europea e italiana, desumibili dalle esperienze sinora condotte dai diversi e spesso non coordinati gruppi di ricerca.

Si tratta quindi di un'opera di sintesi che ha dovuto necessariamente mediare tra l'uso di un linguaggio specialistico e di uno più comprensibile anche ai non strettamente addetti ai lavori, e soprattutto tra diversi protocolli sovente messi a punto indipendentemente per il monitoraggio e la conservazione a lungo termine di una medesima specie. Malgrado questi limiti, questo manuale realizzato dal Centro Nazionale per la Biodiversità Forestale di "Bosco della Fontana" con la collaborazione di numerosi specialisti di settore, rappresenta certamente uno strumento di riferimento utilissimo, di cui in Italia si sentiva la mancanza, e che ritengo potrà servire da punto tecnico di orientamento anche su scala europea, per tutti coloro che operano nell'ambito della conservazione della biodiversità.

Prof. Marco A. Bologna,  
Ordinario di Zoologia  
Dipartimento di Scienze  
Università Roma Tre

# PREFAZIONE

Caro lettore, mi è stato chiesto di scrivere una prefazione per questo manuale. In genere le prefazioni sono le parti che quasi nessuno legge, sono scritte in caratteri piccoli e in corsivo. Come fare per attrarre l'attenzione del lettore? *Keep it short* (falla breve) direbbero i nostri amici anglo-sassoni.

Bene, proviamoci.

Ecco alcune domande per noi tutti.

C'è più biodiversità in una foresta o in un metro cubo di terreno fertile?

La nostra vita dipende più dall'esistenza degli elefanti e dei panda oppure da quella delle mosche e dei vermi?

Quanta biodiversità vedono i nostri occhi durante una passeggiata nei campi in un bel giorno di primavera?

Quanta rimane invece invisibile?

E di questa parte "invisibile" quanto ne sappiamo nella nostra vecchia e istruita Europa?

Ho provato a rispondere a queste domande e ho subito capito che abbiamo bisogno di un buon paio di occhiali per vedere e capire ciò che normalmente passa inosservato.

I nostri amici artropodi sono uno degli elementi di questa biodiversità invisibile. Questo manuale è, come si suol dire, un atto dovuto. Non possiamo riempirci la bocca di grandi dichiarazioni come "arresteremo la perdita di biodiversità" se non sappiamo, a volte, nemmeno distinguerla.

Grazie agli autori per questo magnifico lavoro, ma soprattutto per la passione con cui da decenni cercano di far capire a tutti noi quanto sia essenziale occuparci seriamente di questa parte del regno animale.

Angelo Salsi  
Capo dell'Unità Life Natura  
Commissione Europea, Bruxelles



## OBIETTIVI DEL PROGETTO

Con la pubblicazione del presente contributo, il Centro Nazionale per lo Studio e la Conservazione della Biodiversità Forestale di “Bosco della Fontana”, avvalendosi della preziosa collaborazione di diversi specialisti di settore, si è posto l’obiettivo di realizzare un manuale per la gestione delle specie italiane di artropodi inserite negli Allegati II e IV della Direttiva Habitat 92/43/CEE, che fosse al tempo stesso esauriente e di facile consultazione da parte dei gestori delle aree Rete Natura 2000 e di tutte le altre tipologie di Aree Protette, sulla stregua di quanto realizzato in altri paesi europei (es. Polonia: Makomaska-Juchiewicz 2010, Makomaska-Juchiewicz & Baran 2012).

Per ciascuna delle specie trattate è stata realizzata una scheda includente le nozioni base riguardanti la sistematica, la diagnosi morfologica (sia a livello di genere – fatta esclusione per i Lepidotteri, per i quali la classificazione generica è alquanto controversa –, sia a livello di specie), l’ecologia, la biologia, la fenologia e la distribuzione geografica. Ogni specie è stata presentata anche con il “nome comune italiano” (se esistente), fatta eccezione per gli Odonati, per i quali è attualmente in corso una revisione di tutti i nomi comuni.

Inoltre, per tutte le specie per le quali erano disponibili sufficienti informazioni, è stato proposto un protocollo di monitoraggio standard, insieme ad un’ampia review bibliografica sul tema. In considerazione del fatto che molti dei protocolli di monitoraggio proposti si basano sull’approccio di cattura-marcatura-ricattura (CMR), si è ritenuto opportuno dedicare un apposito capitolo relativo all’analisi dei dati raccolti utilizzando tale metodologia.

Infine, il capitolo conclusivo è stato dedicato ad un’analisi critica riguardo la lista di specie inserite negli Allegati II e IV della Direttiva, da un lato mettendone in evidenza le principali lacune, e dall’altro proponendo una serie di approcci utili per apportare possibili miglioramenti.



## Elenco delle specie italiane di artropodi inserite nell'Allegato II della Direttiva Habitat

CRUSTACEA			
Decapoda			
<i>Austropotamobius</i>	<i>pallipes</i>	<i>Cucujus</i>	<i>cinnaberinus</i>
<i>Austropotamobius</i>	<i>torrentium</i>	<i>Dytiscus</i>	<i>latissimus</i>
		<i>Graphoderus</i>	<i>bilineatus</i>
		<i>Leptodirus</i>	<i>hochenwarti</i>
		<i>Lucanus</i>	<i>cervus</i>
		<i>Morimus</i>	<i>funereus</i>
		<i>Osmoderma</i>	<i>eremita</i>
		<i>Rhysodes</i>	<i>sulcatus</i>
		<i>Rosalia</i>	<i>alpina</i>
		<i>Stephanopachys</i>	<i>substriatus</i>
INSECTA		Lepidoptera	
Odonata		<i>Arytrura</i>	<i>musculus</i>
<i>Coenagrion</i>	<i>mercuriale</i>	<i>Coenonympha</i>	<i>oedippus</i>
<i>Cordulegaster</i>	<i>heros</i>	<i>Erannis</i>	<i>ankeraria</i>
<i>Cordulegaster</i>	<i>trinacriae</i>	<i>Erebia</i>	<i>calcaria</i>
<i>Leucorrhinia</i>	<i>pectoralis</i>	<i>Erebia</i>	<i>christi</i>
<i>Lindenia</i>	<i>tetraphylla</i>	<i>Eriogaster</i>	<i>catax</i>
<i>Ophiogomphus</i>	<i>cecilia</i>	<i>Euphydrias</i>	<i>aurinia</i>
<i>Oxygastra</i>	<i>curtisii</i>	<i>Euphydrias</i>	<i>maturna</i>
Orthoptera		<i>Euplagia</i>	<i>quadripunctaria</i>
<i>Brachytrupes</i>	<i>megacephalus</i>	<i>Lycaena</i>	<i>dispar</i>
<i>Myrmecophilus</i>	<i>baronii</i>	<i>Melanargia</i>	<i>arge</i>
Coleoptera		<i>Papilio</i>	<i>hospiton</i>
<i>Bolbelasmus</i>	<i>unicornis</i>	<i>Phengaris</i>	<i>teleius</i>
<i>Buprestis</i>	<i>splendens</i>		
<i>Carabus</i>	<i>olympiae</i>		
<i>Cerambyx</i>	<i>cerdo</i>		

## Elenco delle specie italiane di artropodi inserite nell'Allegato IV della Direttiva Habitat

INSECTA			
<b>Odonata</b>		<i>Dytiscus</i>	<i>latissimus</i>
<i>Cordulegaster</i>	<i>heros</i>	<i>Graphoderus</i>	<i>bilineatus</i>
<i>Cordulegaster</i>	<i>trinacriae</i>	<i>Osmoderma</i>	<i>eremita</i>
<i>Gomphus</i>	<i>flavipes</i>	<i>Rosalia</i>	<i>alpina</i>
(= <i>Stylurus flavipes</i> )		<b>Lepidoptera</b>	
<i>Leucorrhinia</i>	<i>pectoralis</i>	<i>Arytrura</i>	<i>musculus</i>
<i>Lindenia</i>	<i>tetraphylla</i>	<i>Coenonympha</i>	<i>oedippus</i>
<i>Ophiogomphus</i>	<i>cecilia</i>	<i>Erannis</i>	<i>ankeraria</i>
<i>Oxygastra</i>	<i>curtisii</i>	<i>Erebia</i>	<i>calcaria</i>
<i>Sympecma</i>	<i>paedisca</i>	<i>Erebia</i>	<i>christi</i>
<b>Orthoptera</b>		<i>Eriogaster</i>	<i>catax</i>
<i>Brachytrupes</i>	<i>megacephalus</i>	<i>Euphydryas</i>	<i>maturna</i>
<i>Myrmecophilus</i>	<i>baronii</i>	<i>Hyles</i>	<i>hippophaes</i>
<i>Saga</i>	<i>pedo</i>	<i>Lopinga</i>	<i>achine</i>
<b>Coleoptera</b>		<i>Lycaena</i>	<i>dispar</i>
<i>Bolbelasmus</i>	<i>unicornis</i>	<i>Melanargia</i>	<i>arge</i>
<i>Buprestis</i>	<i>splendens</i>	<i>Papilio</i>	<i>alexanor</i>
<i>Carabus</i>	<i>olympiae</i>	<i>Papilio</i>	<i>hospiton</i>
<i>Cerambyx</i>	<i>cerdo</i>	<i>Parnassius</i>	<i>apollo</i>
<i>Cucujus</i>	<i>cinnaberinus</i>	<i>Parnassius</i>	<i>mnemosyne</i>
		<i>Phengaris</i>	<i>arion</i>
		<i>Phengaris</i>	<i>teleius</i>
		<i>Proserpinus</i>	<i>proserpina</i>
		<i>Zerynthia</i>	<i>polyxena</i>

## ALTRE SPECIE DI ARTROPODI INSERITE NEGLI ALLEGATI II E IV DELLA DIRETTIVA HABITAT AVENTI POSSIBILI LEGAMI CON IL TERRITORIO ITALIANO

In aggiunta alle specie italiane citate negli elenchi precedenti, sulle quali sono state elaborate le schede di approfondimento, altre specie di artropodi inserite negli Allegati II e IV della Direttiva sono state in passato oggetto di segnalazioni relative al territorio italiano. In alcuni casi si è trattato di probabili errori di determinazione, come ad esempio nel caso dei lepidotteri *Nymphalis vaualbum* (Denis & Schiffermüller 1775), *Phengaris nausithous* (Bergstrasser 1779) e *Cucullia mixta* Freyer 1841 (Van Helsdingen et al. 1996; Rákosy & Vodá 2008; Balletto et al. 1995); in altri casi si tratta di dati dubbi o riconducibili a reperti occasionali: i lepidotteri *Leptidea morsei* Fenton 1882, *Lycaena helle* (Denis & Schiffermüller 1775) e *Graellsia isabellae* (Graëlls 1849) (Balletto et al. 1995); i coleotteri *Limoniscus violaceus* (P. W. J. Muller 1821) e *Stephanopachys linearis* Kugelann 1792 (Löbl & Smetana 2007; Ballerio 2008; Gouix et al. 2012); infine, l'odonato *Coenagrion ornatum* (Selys 1850).

Per quanto riguarda tutte le specie sopra citate, non sussistendo la certezza che in Italia siano ad oggi residenti delle popolazioni naturali, si è preferito non includere nel presente contributo le relative schede di approfondimento.

Allo stesso modo, si è scelto di non considerare tutte le specie, effettivamente presenti nella fauna italiana, per le quali negli Allegati della Direttiva siano però inserite esclusivamente alcune sottospecie assenti dal nostro territorio: i lepidotteri *Agriades glandon aquilo*, *Erebia medusa polaris*, *Gortyna borelii lunata*, *Hesperia comma catena* e *Polymixis rufocincta isolata*.

Infine, un discorso a parte merita l'aracnide *Macrothele calpeiana* (Walckenaer 1805), incluso negli Allegati della Direttiva ed endemico della Penisola Iberica e dell'Africa nord occidentale. Infatti, le segnalazioni relative a questo ragno per il territorio italiano sono tutte verosimilmente legate all'importazione accidentale di esemplari dalla Spagna, insieme con olivi ornamentali. Trattandosi quindi di una specie alloctona per l'Italia, è stata conseguentemente esclusa dal presente contributo.



## PARTE SPECIALE

Schede delle specie italiane di Artropodi  
inserite negli Allegati II e IV  
della Direttiva Habitat 92/43/CEE



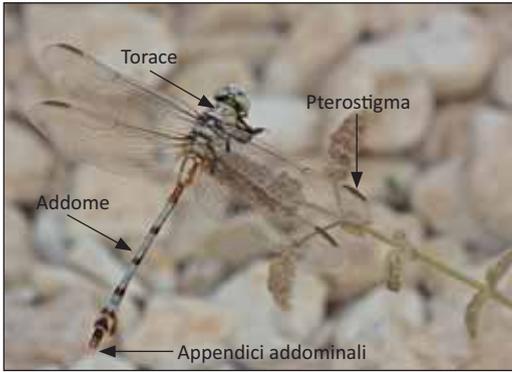


Fig. 1. Terminologia utilizzata per le descrizioni degli Odonati (*Lindenia tetraphylla*, foto A. Karatash).

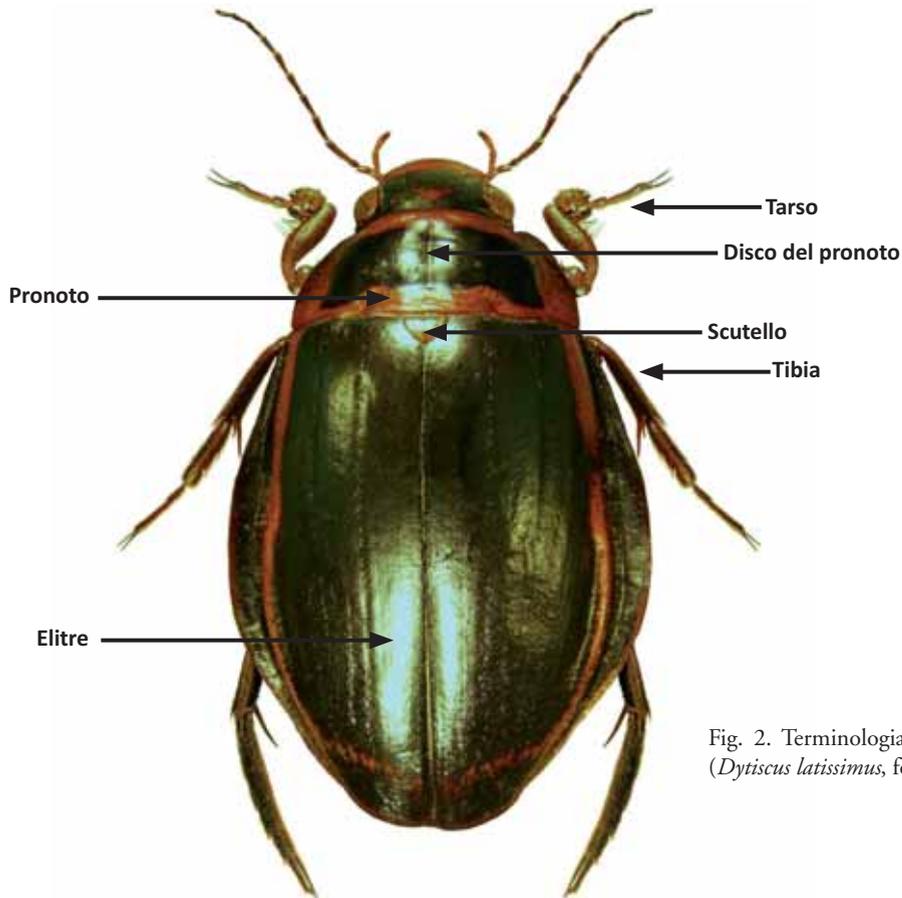


Fig. 2. Terminologia utilizzata per le descrizioni dei Coleotteri (*Dytiscus latissimus*, foto R. Sejcora).



Fig. 3. Terminologia utilizzata per le descrizioni delle ali dei Lepidotteri (*Papilio hospiton*, foto P. Groendijk).



# *Austropotamobius pallipes* s. l. (Lereboullet 1858)

# *Austropotamobius torrentium* (Schrank 1803)

Nome comune italiano: Gambero dai piedi bianchi

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Decapoda

Famiglia: Astacidae

Genere: *Austropotamobius* Skorikow 1908

## Il genere *Austropotamobius* Skorikow 1908

In Europa, il genere *Austropotamobius* è rappresentato formalmente da due specie: *A. torrentium* (Schrank 1803) e *A. pallipes* s. l. Considerato che in Italia *A. torrentium* è noto di sole due piccole popolazioni in provincia di Udine (Morpurgo et al. 2010), e considerato che le due specie sono quasi indistinguibili sulla base della morfologia esterna (fatta eccezione per la colorazione ventrale e pochi altri caratteri), per quanto concerne l'identificazione generica si rimanda direttamente alla diagnosi morfologica della specie *A. pallipes* s. l.

## Diagnosi morfologica della specie *Austropotamobius pallipes*

**Adulto.** Lunghezza totale: 60–120 mm (De Luise 2006). Colorazione corporea bruno-verdastra su dorso e fianchi di cefalotorace e addome. Sul carapace addominale sono talvolta visibili due strisce longitudinali parallele scure (fig. 4), il ventre e le zampe sono invece di colore biancastro. Nel maschio, le prime due appendici addominali sono modificate in organi sessuali, che durante l'accoppiamento si uniscono a formare un unico organo copulatore, mentre nelle femmine le appendici addominali sono tutte uguali (De Luise 2006; Porcellotti 2011; fig. 5). Le chele sono più robuste nei maschi che nelle femmine e sono dorsalmente di colore bruno, generalmente più scure rispetto al resto del corpo, e chiare sul lato ventrale. Le antenne sono filiformi e tendenti all'arancione (fig. 4).

Il carapace è liscio, cosparso di minuscoli avvallamenti, più o meno profondi. Generalmente è presente un solo paio di creste orbitali, anche se talvolta se ne osserva un secondo appena percettibile (De Luise 2006; Porcellotti 2011). Su entrambe le superfici laterali superiori del carapace, anteriormente al solco cervi-

cale, è presente un numero variabile di spine, una in particolare può essere avvertita al tatto strisciando un dito sopra il solco in direzione antero-posteriore (De Luise 2006; Porcellotti 2011). Non sono invece presenti spine epatiche davanti al solco cervicale. È marcatamente evidente l'areola tra i solchi branchio-cardiaci. Fine della pleura dei somiti 2–4 arrotondata, senza spine sub-terminali (De Luise 2006; Porcellotti 2011).

La forma del rostro presenta molte variazioni su scala geografica, generalmente è a base larga con bordi lisci, gradualmente affusolato fino a terminare con un acumen piccolo e triangolare o lungo ed acuminato. Normalmente presenta un paio di spine sub-apicali laterali ed una carena mediana semplice sulla parte inferiore, spesso poco pronunciata. La superficie superiore del rostro è coperta da piccoli peli (De Luise 2006; Porcellotti 2011).

Le chele sono relativamente robuste, con superficie superiore finemente granulosa, due tubercoli sul bordo interno del ramo fisso, con il primo spesso appena abbozzato. Assenza di speroni sul margine inferiore dei chelipedi. La precoxa delle antennule è provvista di spine, le squame delle antenne non sono denticolate (De Luise 2006; Porcellotti 2011).

*Austropotamobius torrentium* si differenzia da *A. pallipes* per i seguenti caratteri morfologici macroscopici (De Luise 2006): carapace robusto, terminante con un rostro a forma leggermente allungata i cui bordi convergono restringendosi leggermente verso la parte anteriore a forma di triangolo equilatero. In proporzione il rostro è più sviluppato di quello di *A. pallipes*. Sulla parte anteriore non sono presenti creste medio-dorsali; tra i peduncoli oculari sono visibili, solo dopo l'ablazione degli stessi, due creste post orbitali semplici che terminano anteriormente con una spina; dietro il solco cervicale, lateralmente, non sono mai presenti

spine, ma solo delle leggere protuberanze smussate di forma tubercolare. Sono inoltre noti diversi altri micro-caratteri distintivi che non si ritiene opportuno presentare in questa sede, rimandando all'esauriente monografia sui crostacei d'acqua dolce italiani di De Luise (2006).

### Problematiche tassonomiche

Nell'ultimo decennio sono stati condotti diversi studi di carattere genetico mirati a chiarire gli aspetti riguardanti la sistematica e la tassonomia di *A. pallipes*, con particolare riferimento alle popolazioni italiane (Santucci et al. 1997; Paolucci et al. 2004; Baric et al. 2005; Fratini et al. 2005; Cataudella et al. 2006; Bertocchi et al. 2008).

Tali lavori hanno evidenziato come in Italia siano presenti due linee evolutive nettamente separate: *A. pallipes* s. str., presente in Italia nord-occidentale e "*A. italicus*" (taxon non ancora formalizzato da un punto di vista tassonomico), diffuso nel resto della penisola. Tra le due entità sembrerebbe esistere una zona di sovrapposizione degli areali nell'Appennino Ligure e nell'Alessandrino (Morpurgo et al. 2010). Da un punto di vista della morfologia, studi preliminari non hanno ancora evidenziato caratteri solidi e supportati per la diagnosi delle due entità (Morpurgo et al. 2010). Nel caso in cui, in futuro, il rango specifico per la forma "*A. italicus*" sarà formalizzato da un punto di vista tassonomico, la specie di nuova istituzione dovrà essere considerata a sua volta protetta, secondo le normative della Direttiva Habitat (1992).

### Ecologia, biologia e fenologia

*Austropotamobius pallipes* è in grado di colonizzare un'ampia gamma di habitat acquatici differenti, come fiumi, torrenti a corrente rapida, canali, laghi, dighe e campi inondatai, purché con acque fresche e pulite ed ossigenazione costante, a quote variabili ma comprese tra i 350 m e gli 800-1000 m, sebbene occasionalmente possa arrivare a quote superiori (De Luise 2006; Porcellotti 2011). È un crostaceo stenotermo (non sopporta grosse variazioni di temperatura), e ottimizza la sua attività ad un range termico compreso tra i 15°C e i 18°C (De Luise 2006).

È fondamentale che nell'alveo siano presenti aree ripariali costituite da radici, pietre o detriti vegetali (De Luise 2006; Porcellotti 2011). I fondali non devono presentare eccessi di fango e limo, e sono privilegiati fondali con ciottoli e ghiaia. Come la maggioranza degli Astacidae, *Austropotamobius pallipes* s. l. è onnivoro, sebbene gli stadi immaturi sembrerebbero essere maggiormente orientati verso una dieta carnivora e gli adulti verso una dieta detritivora, con predilezione per

detriti organici di vario tipo (De Luise 2006; Porcellotti 2011).

Gli accoppiamenti si verificano in autunno, le femmine svernano gravide e le uova si schiudono tra l'inizio di marzo e la fine di maggio. Per raggiungere la maturità completa sono di solito necessari tre anni, con sei-otto mute per anno (De Luise 2006; Porcellotti 2011).

Sono animali di abitudini crepuscolari e notturne, mentre di giorno sono soliti riposare nelle aree ripariali dell'alveo (De Luise 2006).

### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Austropotamobius pallipes* s. l. è diffuso in tutta la porzione occidentale del continente europeo, incluse la Gran Bretagna e l'Irlanda. È assente in Scandinavia e nei Balcani meridionali. In Italia la specie è presente lungo tutta la penisola, è segnalato in Sardegna mentre risulta assente in Sicilia (Morpurgo et al. 2010).

Oltre al generale deterioramento degli ecosistemi dulciacquicoli, il principale fattore di minaccia per questa specie è rappresentato dalla competizione con le diverse specie alloctone di crostacei di acqua dolce presenti sulla nostra penisola, ed in particolare il gambero della Louisiana *Procambarus clarkii* (Girard 1852), importato in Europa negli anni '90 per le sue carni prelibate e per la facilità di allevamento, e *Orconectes limosus* (Rafinesque 1817), importato in Europa, sempre dagli USA, alla fine del diciannovesimo secolo.

### Monitoraggio

**Background.** Nel corso degli ultimi anni sono stati condotti, in ambito europeo, diversi studi mirati al monitoraggio di *A. pallipes* (Romanò & Riva 2002; Sibley et al. 2002; Peay 2003; AA. VV. 2004; De Luise 2006; Nowicki et al. 2008; Fea et al. 2009; O'Connor et al. 2009).

Nel dettaglio, a diverse tipologie ambientali corrispondono specifiche tecniche di monitoraggio.

È di recente pubblicazione (Reynolds et al. 2010) una review delle differenti metodologie utilizzabili per il monitoraggio di *Austropotamobius pallipes* in acque lacustri. Per ecosistemi di questo tipo viene proposta, come metodologia maggiormente idonea, la raccolta manuale dei gamberi in seguito a ricerca visiva diretta effettuata da un operatore munito di attrezzatura da *snorkelling*. In alternativa, in presenza di fondali limosi, poco profondi, e particolarmente ricchi di vegetazione, la raccolta può essere effettuata utilizzando una rete per macroinvertebrati. Infine, come terza metodologia, è proposta la raccolta notturna a mano di

gamberi attivi sulle rive. In tutti e tre i casi le dimensioni delle popolazioni possono essere stimate tramite cattura-marcatura-ricattura (Nowicki et al. 2008). Per quanto riguarda gli ecosistemi caratterizzati da acque di natura lotica, la metodologia di cattura maggiormente idonea prevede una raccolta visiva manuale nelle ore notturne (Romanò & Riva 2002). In alternativa, è possibile utilizzare trappole a imbuto (“nasse”), utilizzando come esca brandelli di carne di pollo o maiale, da collocare all'interno di potenziali rifugi (cfr. Nowicki et al. 2008). Infine, per la cattura dei gamberi in torrenti di media portata, si può utilizzare una draga entomologica per macro-invertebrati acquatici [la lunghezza del manico ideale è di circa 1 m, il diametro della rete di 30 cm, e le maglie non superiori a 0,5 mm] (cfr. Nowicki et al. 2008). Anche in tutti questi casi, le dimensioni delle popolazioni possono essere stimate tramite cattura-marcatura-ricattura (cfr. Nowicki et al. 2008).

**Proposta operativa CNBFVR.** Nel presente contributo sono proposti due protocolli alternativi per il monitoraggio di *A. pallipes*, uno per gli ecosistemi lacustri e uno per gli ecosistemi di tipo fluviale. Entrambi i metodi sono stati precedentemente testati da diversi autori (cfr. sezione “Background”).

In entrambi i casi, il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio (cfr. capitolo riguardante la diagnosi morfologica della specie *A. pallipes*).

**Per ecosistemi a carattere lacustre** il metodo proposto prevede la cattura-marcatura-ricattura dei gamberi campionati manualmente dopo osservazione diretta mediante *snorkelling*.

L'operatore deve selezionare un'area di studio dove la profondità non sia superiore ad un metro; una volta selezionato il sito, dovranno essere delimitate, lungo un tratto di spiaggia non inferiore a 100 m, una serie di patches di circa 10 m<sup>2</sup> ciascuna (idealmente distanziate 5 m l'una dall'altra). Per delimitare le patches l'operatore può utilizzare una rete a maglie fini fissata al substrato con uno o più picchetti.

Una volta delimitata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di sei uscite nel periodo incluso tra l'1 giugno e il 15 agosto, senza vincoli di orario.

Durante ogni uscita, l'operatore, munito di muta da sub, maschera, boccaglio e pinne deve ispezionare le singole patches, sollevando eventuali sassi e ispezionando tutti i possibili “rifugi”, effettuando un percorso che consenta di coprire tutta l'area della patch, ma evitando di passare due volte per uno stesso punto.

Tutti gli esemplari catturati dovranno essere marcati, conteggiati e immediatamente rilasciati.

La marcatura non deve influire sulla fitness dell'individuo, sulle sue capacità dispersive e riproduttive. Esistono varie tecniche di marcatura (Méndez 2008), ed è quindi consigliabile privilegiare la meno invasiva possibile. Nel caso particolare si possono colorare o numerare zone specifiche, preferibilmente nel lato ventrale del gambero in modo da limitarne al minimo la visibilità. Il colorante non deve essere tossico e deve essere resistente all'acqua. È importante utilizzare colori differenti per siti diversi ma adiacenti, in modo da non confondere individui marcati in siti di studio eterogenei.

Come marcatore è consigliabile utilizzare uno dei seguenti coloranti: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori (testato da Campanaro et al. 2011a); 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco (Hawes 2008). Questa casa produttrice presenta in listino dei marcatori colorati che sembrano rispondere meglio ai requisiti di non tossicità per l'animale (Campanaro et al. 2011a); 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori (Méndez 2008).

Il codice scelto per la marcatura deve prevedere un numero sufficiente di combinazioni per poter marcare in modo univoco tutti gli esemplari catturati durante il periodo di monitoraggio (Campanaro et al. 2011a). I risultati ottenuti dalle sessioni di CMR, effettuate in uno stesso sito in anni differenti, permetteranno di ottenere informazioni circa l'andamento demografico delle popolazioni nel tempo.

**Per ecosistemi a carattere fluviale** il metodo proposto prevede la cattura-marcatura-ricattura dei gamberi campionati manualmente dopo osservazione diretta in orari notturni.

L'operatore deve selezionare un torrente dove la presenza del gambero è accertata, e dovrà delimitarne un tratto di 500 m dove la profondità non sia superiore a 1 metro (raramente *A. pallipes* si trova in tratti con

profondità molto superiori).

Una volta delimitata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di sei uscite nel periodo incluso tra l'1 giugno e il 15 agosto, nell'orario 21.00–24.00. Durante ogni uscita, l'operatore, munito di stivali da pescatore e di una buona torcia elettrica, dovrà percorrere il tratto prescelto, da valle verso monte, ispezionando con accuratezza sia il fondale sia le rive, sollevando eventuali sassi e ciottoli.

Tutti gli esemplari catturati dovranno essere marcati, conteggiati e immediatamente rilasciati.

La marcatura non deve influire sulla fitness dell'individuo, sulle sue capacità dispersive e riproduttive. Esistono varie tecniche di marcatura (Méndez 2008), ed è quindi consigliabile privilegiare la meno invasiva possibile. Nel caso particolare si possono colorare o numerare zone specifiche, preferibilmente nel lato ventrale del gambero in modo da limitarne al minimo la visibilità. Il colorante non deve essere tossico e deve essere resistente all'acqua. È importante utilizzare colori differenti per siti diversi ma adiacenti, in modo da non confondere individui marcati in siti di studio eterogenei. Come marcatore è consigliabile utilizzare uno dei seguenti coloranti: 1) Permapaque, Sakura

Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori (testato da Campanaro et al. 2011a); 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco (Hawes 2008). Questa casa produttrice presenta in listino dei marcatori colorati che sembrano rispondere meglio ai requisiti di non tossicità per l'animale (Campanaro et al. 2011a); 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori (Méndez 2008). Il codice scelto per la marcatura deve prevedere un numero sufficiente di combinazioni per poter marcare in modo univoco tutti gli esemplari catturati durante il periodo di monitoraggio (Campanaro et al. 2011a). I risultati ottenuti dalle sessioni di CMR, effettuate in uno stesso sito in anni differenti, permetteranno di ottenere informazioni circa l'andamento demografico delle popolazioni nel tempo.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Austropotamobius pallipes* in un determinato sito è lo stesso descritto per il monitoraggio, e prevede una ricerca diretta in siti idonei in orari notturni (cfr. paragrafo "Monitoraggio di *A. pallipes*").



Fig. 4. Adulto di *Austropotamobius pallipes* (foto C. Morelli).



Fig. 5. *Austropotamobius pallipes*, femmina con uova (foto C. Morelli).

# *Sympecma paedisca* (Brauer 1877)

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Odonata (Zygoptera)

Famiglia: Lestidae

Genere: *Sympecma* Burmeister 1839

## Il genere *Sympecma* Burmeister 1839

Le libellule appartenenti al genere *Sympecma*, nella fase adulta, sono caratterizzate da una colorazione del corpo marrone chiara e da macchie dorsali bronzee, tipicamente allungate nella porzione dorsale dei segmenti addominali S3–6 (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 6).

Lo pterostigma è rettangolare, peculiarmente allungato, occupante la lunghezza di due cellule alari. Nelle ali anteriori, esso è collocato in prossimità dell'apice anteriore destro dell'ala, mentre nelle posteriori è leggermente spostato verso la porzione centrale, determinando quindi un'asimmetria tra le due coppie di ali: questo carattere, tipico del genere *Sympecma*, è facilmente visibile quando le ali sono chiuse a riposo, poiché, a differenza di quanto avviene normalmente negli altri Zygoptera, gli pterostigmi anteriori e posteriori non si sovrappongono se non in maniera parziale (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

Tra gli altri caratteri che permettono di distinguere *Sympecma* dagli altri generi affini (in particolare *Lestes* Leach, 1815) troviamo: le cellule alari sub-pentagonali e non rettangolari, il margine anteriore dorsale del protorace dotato di due marcate incisioni che lo suddividono in tre lobi, di cui uno centrale maggiormente pronunciato, e due laterali, più piccoli. Infine, nelle femmine di *Sympecma*, l'ovopositore è caratterizzato da una lunghezza inferiore (si estende per circa la metà del segmento addominale S10) rispetto alle femmine del genere *Lestes* (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

## Diagnosi morfologica di *Sympecma paedisca*

**Adulto.** Lunghezza totale 36–39 mm. Lunghezza dell'addome 25–29 mm. Strettamente affine alla specie *S. fusca* Vander Linden 1820, dalla quale si distingue per il margine laterale della porzione dorsale scura del torace, che in *S. paedisca* è caratterizzato da una netta protuberanza sub-rettangolare sul bordo

inferiore, leggermente dentellata, mentre in *S. fusca* è dritto e privo di qualsiasi sinuosità (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 6).

Inoltre, le appendici addominali inferiori del maschio sono nettamente più corte in *S. paedisca* che in *S. fusca*.

**Ninfa.** La morfologia ninfale degli Odonati appartenenti alla famiglia Lestidae è piuttosto omogenea, con corpi allungati, dotati di capo prolungato trasversalmente, arti sottili e lamelle caudali notevolmente sviluppate (Carchini 1983; fig. 7).

Nello specifico, la ninfa di *S. paedisca* è caratterizzata da un premento di forma trapezoidale e dalla branca aborale del primo articolo dei palpi dotata di dente ad apice appuntito nell'angolo latero-distale (Carchini 1983).

## Ecologia, biologia e fenologia

Le libellule del genere *Sympecma* sono associate a numerose tipologie di acque ferme, anche artificiali. Gli adulti utilizzano, come siti riproduttivi, praterie allagate o aree di brughiera ricche di vegetazione morta galleggiante, sulla quale sono deposte le uova (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; Boano et al. 2007; fig. 8). Raramente, le uova sono rilasciate su piante vive. In Piemonte, *S. paedisca* ha utilizzato come siti riproduttivi anche le risaie.

Il ciclo è sempre univoltino, l'ovideposizione ha luogo tra aprile e maggio e le uova si schiudono in un periodo compreso tra le tre e le sei settimane (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

I primi adulti compaiono all'inizio dell'estate e, caso raro tra gli Odonati europei, sono talora osservabili in volo sino ad inverno inoltrato, quando entrano in ibernazione fino alla primavera successiva (fig. 9).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*S. paedisca* è caratterizzata da un'ampia distribuzione Eurasiatica, ad est fino al Giappone (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006). L'estre-

mo occidentale dell'areale è rappresentato dall'Italia, dove è nota di poche località in Piemonte nord orientale, Lombardia e Trentino (Utzeri & D'Antonio 2005). Per quanto riguarda la Lombardia, questa specie è stata segnalata in una singola località (cfr. Nielsen & Conci 1951), dove non è più stata avvistata (Hardersen, dati inediti), mentre in Trentino *S. paedisca* è stata segnalata esclusivamente negli anni '40 e '50 del secolo scorso nei dintorni di Rovereto (e.g. Conci & Galvagni 1946; Conci & Nielsen 1956), e da più di 50 anni non vi sono segnalazioni per questa regione.

Le popolazioni piemontesi, peraltro localizzate in un'area limitata, contrattasi ulteriormente negli ultimi 30–40 anni (ad es. Boano et al. 2007 riportavano un unico dato recente in Piemonte), rappresentano probabilmente le ultime popolazioni italiane certe di questa specie, la cui conservazione risulta quindi fortemente a rischio, soprattutto in seguito alla distruzione dei biotopi idonei alla riproduzione e alla drastica riduzione delle superfici a brughiera operate negli anni '70 per far posto alle risaie. Ricerche successive, condotte soprattutto da C. Grieco e R. Sindaco (dati inediti), hanno confermato la presenza della specie in una ventina di località distribuite in una ristretta area di 40 x 10 km tra le province di Biella, Vercelli e Novara (in quest'ultima un'unica località). È stata inoltre scoperta una località disgiunta nel basso Vercellese (N. Scatassi obs.), confermata per più anni consecutivi.

### Monitoraggio

**Background.** Fino ad ora, il monitoraggio di *S. paedisca* è stato approfondito soprattutto per quanto riguarda gli aspetti concernenti l'ibernazione degli adulti nel periodo compreso tra dicembre e aprile. In un recente studio condotto in Olanda (Manger & Dingemanse 2009), è stata monitorata un'area di 4 ha di brughiera durante il periodo dicembre–aprile, con 2–8 campionamenti al mese della durata di 1.5 ore per giorno. Gli individui catturati sono stati marcati con un numero su una delle ali e subito rilasciati, con un classico approccio di cattura-marcatura-ricattura. Lo scopo principale di questo studio era quello di monitorare e calcolare, all'interno di una determinata popolazione, la percentuale di adulti in grado di sopravvivere al periodo di ibernazione fino alla primavera successiva. È emerso che poco meno della metà degli adulti è sopravvissuto fino alla primavera.

Non sono invece stati pubblicati studi mirati ad approfondire gli aspetti puramente demografici per questa specie.

**Proposta operativa CNBFVR.** Per il monitoraggio di *S. paedisca*, un grosso limite è rappresentato dal fatto che non si conosce l'habitat utilizzato dalla specie per la riproduzione, sebbene, Capra & Galletti (1978) citino le risaie come siti riproduttivi almeno in Piemonte. Considerati i metodi colturali applicati nelle risaie negli ultimi decenni, è da ritenersi improbabile che tali tipologie ambientali possano attualmente essere idonee alla riproduzione della specie. L'unica osservazione primaverile presso un potenziale sito riproduttivo è stata riportata recentemente da M. Pavesi presso uno stagno ubicato in un piccolo terreno incolto circondato da risaie. La concentrazione di osservazioni estive e autunnali nell'area delle Baragge fa ritenere che la specie si riproduca nelle numerose raccolte d'acqua, più o meno temporanee, che si creano in questi suoli argillosi (R. Sindaco in litt.), mentre l'habitat dove la specie è stata recentemente scoperta nel basso Vercellese è rappresentato da stagni artificiali con ricca vegetazione ripariale e acquatica.

Considerata l'estrema scarsità di osservazioni per questa specie nel periodo riproduttivo, paragonata alla relativa frequenza nelle osservazioni alla fine dell'estate, per progetti mirati al monitoraggio di *S. paedisca* suggeriamo quindi di privilegiare gli habitat di maturazione, costituiti da ambienti di brughiera (molini) e boschivi (anche di ridotte dimensioni). Il protocollo proposto nel presente contributo si basa sul metodo dell'avvistamento e conteggio degli adulti all'interno di un'area di studio delimitata. Si tratta di un protocollo in fase di messa a punto da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata. Tutte le località recenti scoperte in Piemonte sono state georeferenziate con GPS, e pertanto sono facilmente raggiungibili (C. Grieco e R. Sindaco in litt.).

Il periodo ideale per effettuare il monitoraggio di questa specie è compreso tra l'1 e il 15 settembre.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *S. paedisca*").

Il primo *step* consiste nel delimitare un'area di studio quadrata di 100 x 100 m, all'interno di una tipologia

di habitat ritenuta idonea per la specie.

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco delle due settimane. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00, ed è fondamentale che si tratti di giornate soleggiate e con poco vento.

Durante ogni uscita l'operatore deve camminare lentamente per un'ora all'interno del transetto, effettuando un percorso che consenta di coprire tutta l'area del quadrato, ma evitando di passare due volte per uno stesso punto.

Il rilevatore dovrà quindi segnare su un quaderno da campo il numero di adulti di *S. paedisca* avvistati du-

rante il transetto. Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo il monitoraggio nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *S. paedisca* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *S. paedisca*).



Fig. 6. Adulto di *Sympecma paedisca* (foto S. Hardersen).

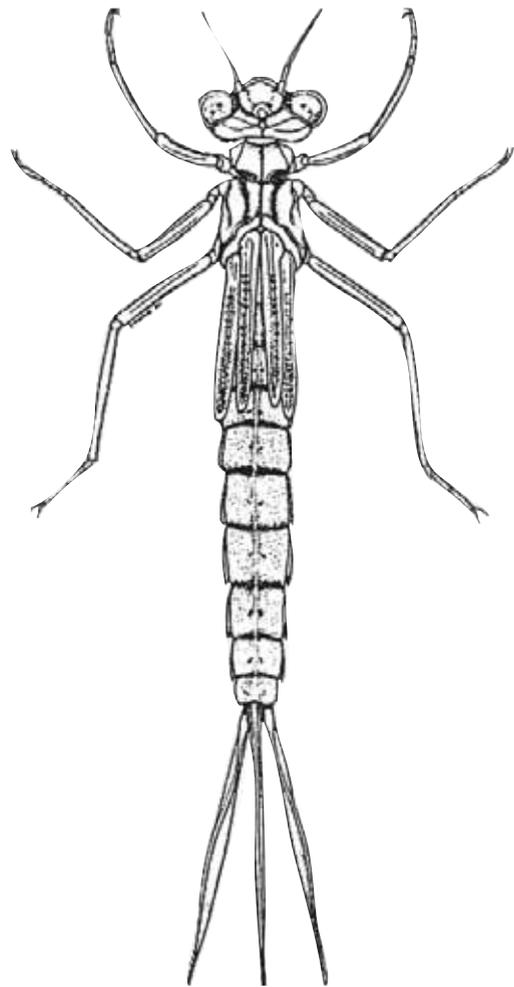


Fig. 7. Ninfa di Lestidae (disegno tratto da G. Carchini 1983).



Fig. 8. Potenziale habitat riproduttivo di *Sympecma paedisca* (foto R. Manger).



Fig. 9. Habitat invernale di *Sympecma paedisca* (foto R. Manger).

# *Coenagrion mercuriale* (Charpentier 1840)

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Odonata (Zygoptera)

Famiglia: Coenagrionidae

Genere: *Coenagrion* Kirby 1890

## Il genere *Coenagrion* Kirby 1890

Nella fase adulta, le libellule appartenenti al genere *Coenagrion* sono caratterizzate da una colorazione corporea azzurra tendente al blu nei maschi, marrone-verdastra nelle femmine. Le macchie dorsali sono tipicamente nere (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 10).

Lo pterostigma è di forma romboidale, non particolarmente elaborato, normalmente corto, occupante la lunghezza di una singola cellula alare e negli esemplari sessualmente maturi assume una tonalità nerastra con il bordo più chiaro (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 10).

Tra i caratteri che permettono di distinguere *Coenagrion* dagli altri generi affini (in particolare *Ischnura* Charpentier 1840, *Enallagma* Charpentier 1840 ed *Erythromma* Charpentier 1840) troviamo: la presenza di macchie post-oculari tondeggianti, la presenza di due corte linee nere nella porzione laterale del torace, e le caratteristiche strisce, posizionate anteriormente alla sutura omerale, più strette rispetto alla linea nera sottostante (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 10).

## Diagnosi morfologica della specie *Coenagrion mercuriale*

**Adulto.** Lunghezza totale 27–31 mm. Lunghezza dell'addome 19–27 mm. Colorazione del corpo azzurra, tendente al blu. Il maschio si riconosce facilmente grazie alla macchia dorsale del segmento addominale S2, peculiarmente a forma di "elmetto" dotato di corna (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 10).

La metà apicale dell'addome (in particolare i segmenti S3–6) è meno sviluppata rispetto a quella prossimale, conferendo alla specie un aspetto meno affusolato rispetto alle affini congeneriche. Inoltre, il segmento addominale S7 è sempre caratterizzato da una colorazione blu nella porzione basale dorsale (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington

2006; fig. 10).

Nel maschio, le appendici addominali superiori sono solitamente della stessa lunghezza rispetto a quelle inferiori, e sono caratterizzate da un apice tipicamente uncinato e da una coppia di denti lungo la porzione basale del margine interno (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

Le femmine si riconoscono grazie alla colorazione uniformemente scura di torace e addome.

In Italia, la specie *Coenagrion mercuriale* è caratterizzata da una colorazione del maschio più scura rispetto alla norma, a causa dei disegni addominali nettamente più ampi, al punto che alcuni specialisti considerano le popolazioni italiane come una sottospecie distinta (*C. mercuriale castellani* Roberts 1948).

Un'altra specie del genere *Coenagrion* – *C. ornatum* (Sélys-Longchamps 1850) – è inclusa nell'Allegato II della Direttiva Habitat: tuttavia, per quanto riguarda il nostro paese, la presenza di tale specie è perlomeno dubbia, in quanto sono note solamente alcune vecchissime segnalazioni per il Friuli-Venezia Giulia e la Puglia, e non esistono dati di presenza della specie successivi al 1949 (Hardersen, dati inediti). Non si ritiene quindi necessario trattare per esteso la specie *C. ornatum* nel presente contributo.

**Ninfa.** La morfologia ninfale degli Odonati appartenenti alla famiglia Coenagrionidae è piuttosto omogenea, con dimensioni inferiori rispetto agli altri Zygoptera. In tutte le specie italiane le antenne sono generalmente formate da sette articoli, almeno nell'ultima età; l'addome è conico e le zampe sono di lunghezza tipicamente ridotta, ed in particolare le meta-toraciche non raggiungono l'estremità apicale dell'addome. (Carchini 1983; fig. 11).

Nello specifico, la ninfa di *C. mercuriale* è di colore giallo opaco, il premento è caratterizzato da due file di lunghe setole e da due gruppi di setole corte spiniformi nella porzione prossimale (fig. 12). Le lamelle caudali presentano un apice prolungato ed appun-

tito, e generalmente pigmentato di bruno, mentre quelle prossimali sono dotate di una fila di grosse setole spiniformi nella porzione ventrale (Carchini 1983; fig. 11).

### **Ecologia, biologia e fenologia**

Le libellule del genere *Coenagrion* sono associate ad acque correnti, anche a quote medio-alte, ed in particolare a ruscelli e sorgenti, spesso di natura carsica, e sempre coperti da vegetazione ripariale, attraverso la quale i maschi volano bassi, e da cui raramente si allontanano (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

Tale vegetazione è utilizzata come sito riproduttivo, le uova sono rilasciate sulle piante galleggianti, e spesso la femmina si immerge totalmente nell'acqua per l'ovideposizione (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

In Spagna, sulla Cordigliera Cantabrica, questa specie è frequentemente associata anche ad acque stagnanti eutrofiche, a condizione che siano ricoperte da vegetazione ripariale.

Le uova si schiudono in 2–6 settimane e lo sviluppo si completa in circa un anno. La stagione di volo è compresa tra l'inizio di maggio e la metà di agosto, anche se talvolta, negli estremi meridionali dell'areale, si protrae fino a settembre inoltrato, suggerendo quindi l'esistenza di due generazioni l'anno (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

### **Distribuzione geografica e fattori minaccianti**

*C. mercuriale* ha una distribuzione limitata all'Europa sud-occidentale ed al nord Africa. In Italia la presenza di questa specie è confinata alle regioni centro-meridionali, inclusa la Sicilia, con poche segnalazioni in Emilia-Romagna, Piemonte e Liguria (Conci & Nielsen 1956; Utzeri & D'Antonio 2005; Dijkstra & Lewington 2006; Boano et al. 2007).

I principali fattori che minacciano la sopravvivenza di questa specie sono l'inquinamento e l'eutrofizzazione dei biotopi ad essa maggiormente congeniali, la captazione o la distruzione dei corsi d'acqua, nonché la diradazione della vegetazione ripariale.

### **Monitoraggio**

**Background.** Watts et al. (2007) hanno recentemente condotto un monitoraggio mirato ad effettuare la stima delle dimensioni di alcune popolazioni di *C. mercuriale* in Inghilterra meridionale.

In questo studio, in tutti i giorni compresi tra l'11 giugno e il 14 luglio, periodo in cui solitamente si riscontra il picco massimo di esemplari adulti in volo, tutti gli individui catturati tra le 9.30 e le 16.00

sono stati marcati, conteggiati e subito rilasciati. Per ogni giorno è stata quindi calcolata la dimensione giornaliera di popolazione, utilizzando il modello proposto da Jolly-Seber (cfr. capitolo su analisi dati monitoraggio). Tale modello assume che gli individui non risentano in alcun modo della marcatura, e che gli esemplari marcati siano panmittici con il resto della popolazione. Rapportando i censimenti giornalieri con la durata media della fase adulta degli individui di questa specie, è stata quindi calcolata la dimensione totale della popolazione (che nel caso specifico è risultata essere composta da quasi 40.000 esemplari).

Considerato che, dopo una prima analisi, le femmine risultavano essere assai più rare dei maschi, le stime per la dimensione totale della popolazione sono state effettuate esclusivamente sulla base degli esemplari maschi.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo si basa sul metodo di avvistamento e conteggio degli adulti lungo un tratto delimitato di ruscello ed è simile al metodo proposto da Thompson et al. (2003). Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme ulteriori.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare il monitoraggio di questa specie è compreso tra il 10 giugno e il 10 luglio.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *C. mercuriale*").

Questo metodo sfrutta la territorialità degli adulti di *C. mercuriale*, che sovente restano fermi a difendere il territorio, o al più volano per tratti brevissimi.

Il primo *step* consiste nel selezionare un ruscello dove la presenza della specie target sia nota, e delimitarne un tratto di 100 m in cui non ci sia eccessiva vegetazione circostante.

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente

distribuite nell'arco del periodo proposto. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00, ed è fondamentale che si tratti di giornate soleggiate e con poco vento.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente lungo il tratto delimitato, effettuando un percorso di sola andata, e solamente lungo una delle due sponde.

L'operatore segnerà su un quaderno da campo il numero di adulti di *C. mercuriale* avvistati in 30 minuti di cammino. Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi

la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo il monitoraggio nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *C. mercuriale* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi, ispezionando accuratamente la vegetazione ripariale (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *C. mercuriale*).



Fig. 10. Adulto di *Coenagrion mercuriale* (foto S. Hardersen).

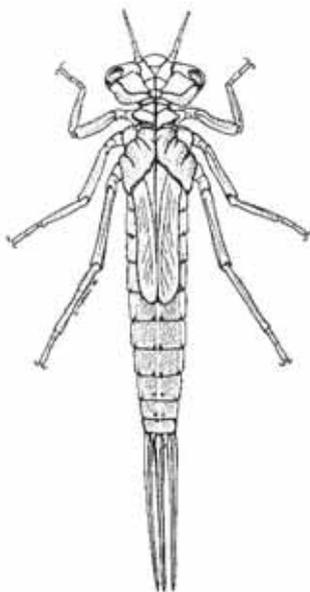


Fig. 11. Ninfa di Coenagrionidae (disegno tratto da G. Carchini 1983).



Fig. 12. Dettaglio del premento della larva di *Coenagrion mercuriale* (disegno tratto da G. Carchini 1983).



## *Cordulegaster trinacriae* (Waterston 1976)

## *Cordulegaster heros* (Theischinger 1979)

### INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Odonata (Anisoptera)

Famiglia: Cordulegastridae

Genere: *Cordulegaster* Leach 1815

### Il genere *Cordulegaster* Leach 1815

Le libellule del genere *Cordulegaster* sono facilmente riconoscibili grazie alle notevoli dimensioni (70–100 mm), alla colorazione corporea nera con fasce gialle lungo il torace e l'addome, e infine grazie alla peculiare morfologia degli occhi, che si uniscono in un unico punto sul margine dorsale del capo (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 13).

Le femmine presentano inoltre l'appendice vulvare, che funge da ovopositore, distintamente allungata ed estroflessa verso l'apice dell'addome (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

### Diagnosi morfologica delle specie *Cordulegaster trinacriae* e *C. heros*

**Adulto.** Lunghezza totale 73–93 mm. Lunghezza dell'addome 55–72 mm. *C. trinacriae* si distingue dalle affini congeneriche in primis per la colorazione peculiare del capo: infatti, il margine anteriore della fronte è giallo con alcune macchie nere nel maschio, mentre è giallo ma con una sottile striscia longitudinale nera nella femmina. Inoltre, in entrambi i sessi, anche il triangolo occipitale, nella porzione posteriore del capo, presenta una colorazione giallastra (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

In *C. trinacriae* le macchie addominali gialle a forma di anello caratteristiche del genere *Cordulegaster* sono peculiarmente ridotte, talvolta non connesse dorsalmente nei segmenti da S2 a S4, mentre non raggiungono il margine ventrale nei segmenti da S4 a S7 (fig. 13). Il segmento S9 presenta delle piccole macchie giallastre nella porzione basale dorsale (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 13). Nel maschio, le appendici addominali superiori sono relativamente lunghe, fusiformi e leggermente più lunghe del segmento S10, mentre le appendici inferiori presentano una profonda incisione lungo il margine posteriore, caso unico in tutti i Cordulegastridae (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 13).

*C. heros* si distingue facilmente da tutte le altre congeneriche presenti in Italia per la presenza di un triangolo occipitale di colore nero e di una banda gialla a forma di "C" lungo il margine posteriore del primo segmento addominale che, osservando l'insetto in senso antero-posteriore, si apre verso sinistra.

**Ninfa.** Le specie appartenenti alla famiglia Cordulegastridae sono caratterizzate da ninfe di grandi dimensioni (40–45 mm), di forma allungata, con il capo peculiarmente largo – approssimativamente quanto il torace – e dotato di occhi piccoli e spostati verso il margine dorsale (Carchini 1983; fig. 14). Inoltre, il margine distale del primo articolo dei palpi è dotato di una serie di dentelli piccoli e grandi alternati, mentre l'estremità distale del premento presenta una protuberanza bifida.

L'addome e le zampe sono ricoperte da pubescenza, e queste ultime sono solitamente robuste e corte; in particolare le zampe metatoraciche non raggiungono l'estremità addominale (Carchini 1983; fig. 14).

Nello specifico, la ninfa di *C. trinacriae* è molto simile alla specie sibling *C. boltonii* (Donovan 1807) ed è caratterizzata dalla presenza di spine laterali lungo gli uriti VIII–IX. Nelle ninfe di *C. trinacriae* le spine del segmento IX sono lunghe quasi metà della lunghezza dell'urite IX. Invece in *C. boltonii* le spine laterali del segmento IX sono distintamente più corte di metà della lunghezza (Gerken & Sternberg 1999).

### Ecologia, biologia e fenologia

*Cordulegaster trinacriae*, così come la sua sibling species *C. heros*, è solitamente associata ad acque correnti, soprattutto torrenti e piccoli fiumi, dotate di pozze con fondale sabbioso o fangoso, e caratterizzate da copertura vegetazionale di carattere boschivo o, più raramente, di brughiera (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

Gli adulti non si allontanano molto dai siti di sviluppo delle ninfe, i maschi competono per il territorio

lungo torrenti e ruscelli e l'individuo che prevale sugli altri pattuglia incessantemente il corso d'acqua alla ricerca di femmine (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

Le uova, che non presentano diapausa, sono deposte a piccoli gruppi nel limo lungo le sponde, utilizzando il peculiare ovopositore. Le ninfe vivono parzialmente sotterrate nelle anse a corrente ridotta e lo sviluppo completo fino alla fase adulta richiede da tre a quattro anni (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

La stagione di volo è compresa tra la metà di giugno e la fine di agosto.

### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Cordulegaster trinacriae* presenta un areale molto ridotto: è infatti endemica dell'Italia meridionale, inclusa la Sicilia (Conci & Nielsen 1956; Utzeri & D'Antonio 2005; Dijkstra & Lewington 2006).

Nel Lazio, tra Bracciano e Frosinone, gli individui del complesso *C. boltonii* s.l. spesso mostrano caratteri di tipo intermedio tra le due specie sibling *C. trinacriae* e *C. boltonii* (Hardersen & Antonini, in prep).

Il principale fattore che minaccia la sopravvivenza di questa specie è rappresentato dalle precise necessità ecologiche in relazione alle dimensioni ridotte dell'areale. Sono quindi fonte di minaccia l'inquinamento e l'eutrofizzazione dei biotopi ad essa maggiormente congeniali, la captazione o la distruzione dei corsi d'acqua, nonché la diradazione della vegetazione circostante.

*C. heros*, specie ampiamente distribuita nei Balcani, per l'Italia è nota solamente della porzione orientale del Friuli Venezia Giulia, dove è stata recentemente segnalata (Beedjanic e Šalamun 2003; Uboni et al. 2007).

### Tassonomia molecolare della specie *C. trinacriae*

Nell'ambito del presente progetto, il CNBFVR di Bosco della Fontana, in collaborazione con il gruppo di ricerca coordinato dal Prof. Paolo Audisio e dalla Dr. ssa Gloria Antonini dell'Università di Roma "Sapienza", ha realizzato un protocollo di monitoraggio mirato a valutare da un lato il livello di variabilità genetica intraspecifica della specie *C. trinacriae*, e dall'altro la soglia di differenziamento molecolare nei confronti della sibling *C. boltonii*.

A questo scopo sono stati selezionati come marcatori molecolari il gene mitocondriale della Citocromo c Ossidasi (COI) e il gene nucleare codificante per il Fattore di Allungamento 1 (EF-1). Quest'ultimo è stato scelto per investigare possibili fenomeni di ibri-

dazione tra le due specie nelle zone di simpatria.

Sono stati analizzati 89 campioni provenienti da tutta Italia, utilizzando come *outgroup* di confronto per le analisi filogenetiche la specie *Cordulegaster bidentata* Selys 1843.

Il gene della COI è risultato essere un ottimo marcatore per la discriminazione delle due specie che sembrerebbero filogeneticamente ben distinte. Il gene EF-1 ha invece messo in evidenza delle sovrapposizioni di basi nucleotidiche in siti specifici sia in *C. trinacriae* che in *C. boltonii*, dovute ad introgressione genica come conseguenza di una possibile ibridazione.

### Monitoraggio

**Background.** Sebbene *C. trinacriae* sia inclusa negli allegati II e IV della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è stato condotto alcuno studio mirato al monitoraggio di questa specie.

In Slovenia è stato invece condotto uno studio sulla specie *C. heros*, basato sulla conta delle ninfe (Šalamun et al. 2010). Il monitoraggio è stato realizzato su tratti di fiume di 100 m, eseguendo un campionamento ogni 10 m (metodo "10/100").

Sono stati selezionati siti prevalentemente in foresta. Dopo un'iniziale fase di rodaggio, l'attività di campo è stata svolta tra marzo e luglio. Come strumento per campionare è stato usato un retino per invertebrati acquatici con manico di 1 m di lunghezza, e rete del diametro di 0,3 m. I singoli campionamenti sono stati realizzati inizialmente su tratti di circa 1 m<sup>2</sup> mentre in una seconda fase, per risparmiare tempo, è stato scelto di non misurare con esattezza la superficie delle singole ripetizioni.

È stato raccolto un massimo di 72 ninfe in dieci campionamenti, con una media generale di 16 ninfe per sito. Nel 15% dei casi sono state raccolte più di 20 ninfe, nel 10% più di 25.

**Proposta operativa CNBFVR.** Un grosso limite per il monitoraggio di *C. trinacriae* è rappresentato dalla particolare etologia degli adulti di questa specie: i maschi, infatti, sono soliti pattugliare un tratto di fiume volando bassi per alcune centinaia di metri, per poi tornare rapidamente indietro. In questo caso è quindi impossibile monitorare la specie con il metodo di conteggio a vista proposto per *Sympetma pedisca* e *Coenagrion mercuriale*, in quanto sarebbero elevate le probabilità di contare più volte lo stesso esemplare.

Nel presente contributo sono proposti due protocolli differenti: il primo si basa sul metodo di cattura temporanea, conteggio e successivo rilascio degli adulti,

all'interno di un'area di studio delimitata; il secondo protocollo si basa invece sulla conta delle ninfe, sulla base di quanto realizzato in Slovenia per *C. heros* da Šalamun et al. (2010).

In entrambi i casi il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

**1) Cattura–conteggio–rilascio degli adulti.** Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme ulteriori.

Il periodo ideale per effettuare questo tipo di studio è il mese di luglio.

Il monitoraggio deve essere condotto da un operatore in grado di riconoscere sul campo la specie oggetto di studio (cfr. capitolo “Diagnosi morfologica delle specie *C. trinacriae* e *C. heros*”). Rispetto ai casi precedenti (*Sympetma paedisca* e *Coenagrion mercuriale*) la diagnosi specifica può essere effettuata dopo la cattura ed è quindi superfluo l'utilizzo del binocolo.

Il primo step consiste nel selezionare un ruscello dove la presenza della specie target sia nota e delimitarne un tratto di 100 m.

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco del periodo proposto. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 11.00 e le 15.00, ed è fondamentale che si tratti di giornate soleggiate e con poco vento.

Durante ogni uscita l'operatore, munito di retino entomologico telescopico, si posiziona al centro del tratto delimitato e rimane fermo per due ore, catturando con il retino gli adulti di *C. trinacriae* che passano in volo.

Gli esemplari catturati saranno provvisoriamente collocati all'interno di gabbiette di cotone (e.g. il cestino in rete con coperchio “KUSINER” di Ikea), che saranno conservate in una zona ombreggiata fino alla fine del monitoraggio.

Al termine delle due ore, gli adulti di *C. trinacriae* presenti nelle gabbiette saranno conteggiati dall'operatore e successivamente liberati.

Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con

punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo il monitoraggio nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

**2) Conteggio delle ninfe.** Il periodo ideale per effettuare questo tipo di studio è compreso tra marzo e i primi di giugno, sebbene i mesi migliori siano quelli primaverili, in quanto d'estate frequentemente si riversa in acqua un eccesso di vegetazione.

Il monitoraggio deve essere condotto da un operatore in grado di riconoscere sul campo la ninfa della specie oggetto di studio (cfr. capitolo “Diagnosi morfologica delle specie *C. trinacriae* e *C. heros*”). Il primo step consiste nel selezionare un corso d'acqua dove la presenza della specie target sia nota e quindi delimitarne un tratto di 100 m.

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco del periodo proposto. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 9.00 e le 17.00, per avere la giusta luminosità per lo smistamento del materiale campionato. È opportuno che nella settimana precedente il campionamento non abbia piovuto in maniera consistente, di modo che la portata del ruscello non sia eccessiva.

L'operatore, munito di draga entomologica per macro-invertebrati acquatici (la lunghezza del manico ideale è di circa 1 m, il diametro della rete di 30 cm, e le maglie non superiori a 0,5 mm), effettuerà dieci campionamenti lungo il tratto delimitato, distribuendoli uno ogni 10 m, cercando di campionare su biotopi omogenei. Il singolo campionamento deve essere realizzato su circa un 1 m<sup>2</sup> di substrato.

La draga deve essere posizionata perpendicolarmente alla direzione della corrente; l'operatore con una mano deve smuovere con vigore il substrato, che sarà trasportato dalla corrente rimanendo intrappolato nelle maglie del retino.

Al termine del campionamento il substrato presente nella draga sarà svuotato e smistato in una bacinella bianca delle dimensioni di almeno 80 x 30 x 5 cm, riempita con acqua prelevata dal torrente.

L'operatore conterà il totale delle ninfe di *C. trinacriae* presenti nella bacinella e, dopo la serie di dieci campionamenti, tutto il contenuto di quest'ultima sarà riversato delicatamente nel torrente.

Per ogni giornata di campionamento sarà calcolata la somma delle ninfe catturate nelle dieci ripetizioni, mentre per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripe-

tizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

È opportuno che l'operatore segni su un quaderno da campo le caratteristiche geologiche ed ecologiche del corso d'acqua campionato (es. tipo di substrato, copertura vegetazionale, temperatura dell'acqua, etc...). Ripetendo il monitoraggio nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico

della popolazione in quel determinato sito.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Cordulegaster* spp. in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi.



Fig. 13. Adulto di *Cordulegaster trinacriae* (foto P. Boudot).

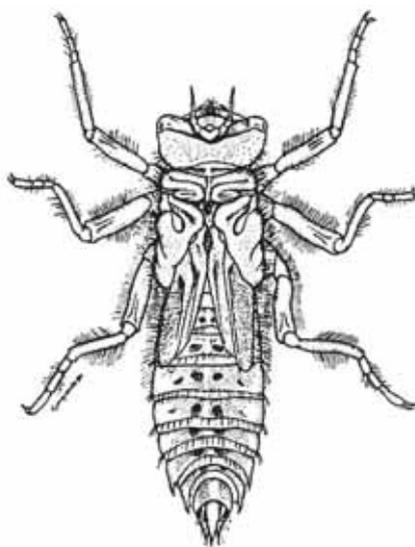


Fig. 14. Ninfa di Cordulegastridae (disegno tratto da G. Carchini 1983).

# *Ophiogomphus cecilia* (Fourcroy 1785)

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Odonata (Anisoptera)

Famiglia: Gomphidae

Genere: *Ophiogomphus* Selys 1854

## Il genere *Ophiogomphus* Selys 1854

Le libellule appartenenti al genere *Ophiogomphus* (unica specie europea: *O. cecilia*), nella fase adulta, sono caratterizzate da una colorazione verde mela di capo e torace, mentre l'addome è tipicamente giallo e nero, conferendo quindi alla libellula un aspetto "tricolore" (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 15).

Rispetto all'affine genere *Gomphus* Leach 1815, gli *Ophiogomphus* sono di dimensioni e robustezza maggiori e sono dotati di un torace tipicamente rigonfio. Inoltre, nel genere *Ophiogomphus* le appendici addominali superiori del maschio sono gialle mentre in *Gomphus* sono nere (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 15).

## Diagnosi morfologica della specie *Ophiogomphus cecilia*

**Adulto.** Lunghezza totale 50–60 mm. Lunghezza dell'addome 37–42 mm. Come precedentemente sottolineato, *O. cecilia* è facilmente riconoscibile per il suo aspetto "tricolore" grazie alla colorazione verde di capo, torace e dei primi due segmenti addominali, mentre il resto dell'addome è giallo con macchie nere di forma sub-triagonale e non lineare (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 15). Le zampe sono gialle e dotate di sottili strisce nere. Nelle ali posteriori è presente un anello ("anal loop"), della grandezza di 2–3 cellule, che interrompe il corso delle venature trasversali nella porzione prossimale dell'ala. Nel maschio i segmenti addominali S8–9 sono rigonfi, conferendo alla porzione apicale dell'addome un aspetto peculiarmente sub-clavato (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 15). Sempre nel maschio, le appendici addominali sono diritte, parallele e tipicamente corte, approssimativamente quanto il segmento addominale S10. Le femmine si riconoscono grazie all'occipite (parte posteriore del capo) dotato di due caratteristiche creste irregolarmente dentellate, che sono utilizzate per

prendere contatto con i cerci del maschio durante l'accoppiamento.

**Ninfa.** Le ninfe di tutte le specie appartenenti alla famiglia Gomphidae sono caratterizzate da un appiattimento dorso-ventrale e da antenne composte da soli quattro articoli, con il terzo, anch'esso appiattito dorso-ventralmente, più lungo della somma degli altri tre (Carchini 1983).

Ciuffi di setole piliformi ricoprono sia il corpo sia le antenne. Le zampe sono adattate allo scavo grazie allo sviluppo di un dente fossorio all'estremità della tibia e grazie ai peculiari tarsi ripiegabili posteriormente (Carchini 1983; fig. 16).

Nello specifico, la ninfa di *O. cecilia* si distingue per i metatarsi composti da tre segmenti, per il quarto articolo antennale cortissimo e tondeggiante e per il terzo articolo antennale lungo e stretto, con un rapporto lunghezza/larghezza di circa 3 (Carchini 1983; fig. 17).

## Ecologia, biologia e fenologia

*O. cecilia* è una specie di basse quote, ma piuttosto esigente da un punto di vista ecologico. Predilige come habitat il basso corso di fiumi e torrenti con acque limpide e fresche. La copertura della vegetazione deve essere adeguata e i fondali, in cui vivono le ninfe, ricchi di detrito sabbioso (fig. 19).

L'accoppiamento dura pochi minuti, successivamente la femmina depone le uova sulla superficie dell'acqua, rilasciando un gruppo di uova ogni volta che l'estremità dell'addome entra in contatto con l'acqua.

Solitamente le uova presentano diapausa, schiudendosi solo la primavera successiva e sono necessari 2 o 3 anni per lo sviluppo completo.

La stagione di volo è compresa tra la fine di maggio e la fine di settembre, ma talvolta può protrarsi anche fino ad ottobre.

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*O. cecilia* è abbastanza ampiamente distribuita nell'Eu-

ropa centro-orientale, con isolate popolazioni relitte in Italia e Francia. Nella nostra penisola la presenza di questa specie è limitata principalmente a Piemonte e Lombardia. Sono inoltre note poche segnalazioni per Toscana, Emilia-Romagna, Trentino e Veneto (Utzeri & D'Antonio 2005). Purtroppo, le segnalazioni per il Trentino risalgono a fine '800 e non sono mai state confermate (Utzeri & D'Antonio 2005; Hardersen, dati inediti). Questa specie risente in maniera considerevole del rimaneggiamento delle sponde attualmente in corso lungo tutta la nostra penisola.

### Monitoraggio

**Background.** Sebbene *O. cecilia* sia inclusa negli allegati II e IV della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è stato ancora condotto alcuno studio mirato al monitoraggio di questa specie anche in relazione alla sua rarità.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto si basa sul metodo di avvistamento e raccolta delle *exuviae* lungo la riva di fiumi e torrenti (cfr. Riservato 2009). Infatti, come molti altri Gomphidae, gli adulti di *O. cecilia* tendono ad allontanarsi molto rapidamente dal luogo di sfarfallamento e hanno un comportamento elusivo (Riservato 2009), ed è quindi poco indicato mettere a punto un protocollo di monitoraggio incentrato sugli adulti.

Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme ulteriori.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare il monitoraggio di questa specie è compreso tra metà di giugno e la metà

di agosto.

Il monitoraggio deve essere condotto da un operatore in grado di riconoscere sul campo le *exuviae* della specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *O. cecilia*"; fig. 18).

Il primo *step* consiste nel selezionare un fiume dove la presenza della specie target sia nota e delimitare un tratto di sponda, caratterizzato da substrato sabbioso e poca vegetazione circostante, di 500 m di lunghezza.

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco del periodo proposto. È inoltre importante che nella settimana precedente al campionamento il livello dell'acqua non si sia alzato, ad esempio a causa di piogge consistenti, in quanto l'acqua può trascinare via le *exuviae* che si trovano in prossimità dell'alveo. Problematiche analoghe possono essere causate dal vento molto forte, quindi si consiglia di effettuare i campionamenti in seguito a giornate di bel tempo.

Durante ogni uscita l'operatore deve camminare lentamente lungo il tratto delimitato, effettuando un percorso di sola andata, e solamente su una delle due sponde.

L'operatore raccoglierà tutte le *exuviae* avvistate e segnerà su un quaderno da campo il numero di *exuviae* di *O. cecilia* raccolte in mezz'ora di cammino. Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo il monitoraggio nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *O. cecilia* è l'avvistamento delle *exuviae* ai margini di corsi d'acqua in siti idonei (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" e "Monitoraggio" di *O. cecilia*) come suggerito anche da Riservato (2009).



Fig. 15. Adulto di *Ophiogomphus cecilia* (foto Varen).

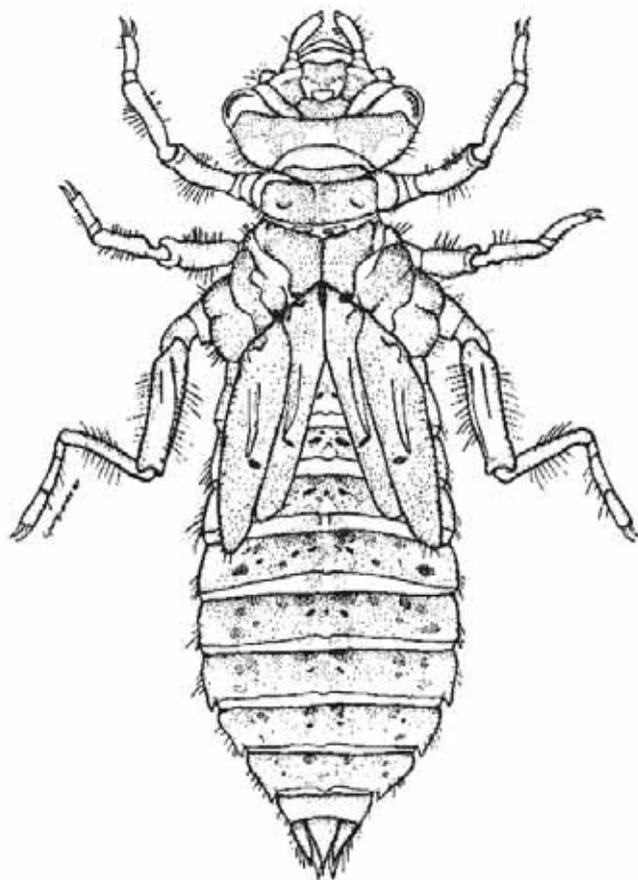


Fig. 16. Ninfa di Gomphidae (disegno tratto da G. Carchini 1983).



Fig. 17. Dettaglio delle appendici del capo della larva di *Ophiogomphus cecilia* (disegno tratto da G. Carchini 1983).



Fig. 18. Sfarfallamento di *Ophiogomphus cecilia* (foto S. Hardersen).



Fig. 19. Habitat tipico di *Ophiogomphus cecilia* (foto R. Manger).

# *Gomphus flavipes* (Charpentier 1825)

## INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

**Ordine:** Odonata (Anisoptera)  
**Famiglia:** Gomphidae  
**Genere:** *Gomphus* Charpentier 1825  
(= *Stylurus* Needham 1897)

### Il genere *Gomphus* Charpentier 1825

Le libellule appartenenti al genere *Gomphus* (il genere *Stylurus* Needham 1897, cui la specie afferiva nei documenti ufficiali della Direttiva Habitat, è stato recentemente messo in sinonimia con *Gomphus*; si veda Tol 2004), nella fase adulta, sono caratterizzate da una colorazione variabile tra il giallo e il verde, con macchie solitamente nere (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 20).

Gli occhi sono distintamente separati; un carattere distintivo è rappresentato da una lunga linea gialla dorsale che copre i segmenti addominali da S1 a S7. In molte specie la porzione apicale dell'addome è rigonfia, conferendo all'addome stesso una forma sub-clavata. Le appendici addominali superiori dei maschi sono generalmente corte e divergenti.

Rispetto all'affine genere *Ophiogomphus*, i *Gomphus* sono di dimensioni e robustezza inferiori e non presentano la classica colorazione "tricolore". Inoltre, nel genere *Gomphus*, le appendici addominali superiori del maschio sono nere, mentre in *Ophiogomphus* sono gialle (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 20).

### Diagnosi morfologica della specie *Gomphus flavipes*

**Adulto.** Lunghezza totale 50–55 mm. Lunghezza dell'addome 37–42 mm. Questo Gomphidae è identificabile grazie alla particolare colorazione: capo e torace sono gialli, quest'ultimo con fasce nere ai lati, gli occhi verdi (nelle femmine) o azzurri (nei maschi), mentre l'addome è nero con una lunga e spessa striscia dorsale gialla. Le zampe, da cui deriva il nome della specie, sono tipicamente gialle e attraversate da linee nere (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 20). Il torace, nella porzione dorsale, è caratterizzato da una cresta dorsale longitudinale gialla, che forma una "T" con il collare dorsale, anch'esso giallo (Conci & Nielsen 1956;

Dijkstra & Lewington 2006; fig. 20).

L'addome è fusiforme, ma si allarga peculiarmente nella porzione apicale, conferendo all'apice addominale una forma clavata (fig. 20).

Le appendici addominali superiori nel maschio sono corte, relativamente dritte e divergenti (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

**Ninfa.** Le ninfe di tutte le specie appartenenti alla famiglia Gomphidae sono caratterizzate da un appiattimento dorso-ventrale, e da antenne composte da soli quattro articoli. Il terzo articolo, appiattito dorso-ventralmente, è più lungo della somma degli altri tre (Carchini 1983).

Ciuffi di setole piliformi ricoprono sia il corpo sia le antenne e le zampe sono adattate allo scavo, grazie allo sviluppo di un dente fossorio all'estremità della tibia e grazie ai peculiari tarsi ripiegabili posteriormente (fig. 16).

Nello specifico, la ninfa di *G. flavipes* è di dimensioni maggiori rispetto alla media (30–35 mm) ed è caratterizzata dal primo articolo dei palpi a forma di uncino, e dal IX urite più lungo che largo (Carchini 1983).

### Ecologia, biologia e fenologia

*G. flavipes* vive principalmente nel tratto medio e inferiore di grandi fiumi a lento corso, poco inquinati, con acque profonde e fondali sabbiosi o limosi, e con sponde sostanzialmente prive di vegetazione. In casi particolari questa specie può colonizzare canali artificiali, anche con sponde in cemento (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; Riser-vato 2009).

I maschi spesso pattugliano la parte centrale del fiume. Dopo l'accoppiamento la femmina depone le uova a piccoli gruppi sul filo dell'acqua, rilasciando un gruppo di uova ogni volta che l'apice addominale sfiora lo specchio d'acqua.

Le uova schiudono solitamente in 20–30 giorni, ma

nel caso di deposizione tardiva possono entrare in diapausa e schiudere la primavera seguente (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

Le ninfe vivono semisepolte nella sabbia o nel limo del fondale. Lo sviluppo ninfale è lento e richiede in genere dai 3 ai 4 anni. Al momento dello sfarfallamento la ninfa si arrampica sulla vegetazione, su sassi e sulla sabbia, dove abbandona le *exuviae*.

Il periodo di volo degli adulti è compreso fra la metà di giugno e i primi di ottobre.

#### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

Questa specie è distribuita in Europa centrale ed orientale, inclusi i Balcani e la Turchia centro-occidentale (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006). In Italia, *G. flavipes* è relativamente diffusa lungo tutto il corso del fiume Po e dei suoi principali affluenti (Oglio, Adda, ecc.) (Utzeri & D'Antonio 2005, Hardersen dati inediti). La presenza della specie è stata recentemente confermata anche presso il fiume Adige (Hardersen dati inediti). È inoltre nota una singola segnalazione nei dintorni di Roma risalente al giugno dell'anno 1948 (Consiglio 1950).

Il principale fattore di minaccia per questa specie è rappresentato dall'inquinamento di cui tipicamente soffrono tutti i fiumi nel loro tratto terminale. Inoltre, gli interventi di regolazione idraulica hanno ripercussioni negative sulla specie poiché scompaiono le zone ripariali con acque più calme ed inoltre sono asportati i fondali melmosi, in cui vivono le ninfe.

#### Monitoraggio

**Background.** Sebbene *G. flavipes* sia inclusa negli allegati II e IV della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è stato ancora condotto alcuno studio mirato al monitoraggio di questa specie, anche in relazione alla sua rarità.

**Proposta operativa CNBFVR.** Gli adulti di *G. flavipes*, come quelli di molti altri Gomphidae, tendono ad allontanarsi dal luogo di sfarfallamento, sono elusivi (Riservato 2009), e si presume che trascorrono gran parte della loro vita adulta tra le chiome degli alberi. Per questo motivo risulta poco indicato mettere a punto un protocollo di monitoraggio incentrato sull'avvistamento degli adulti ed il protocollo proposto nel presente contributo si basa sul metodo dell'avvistamento e conteggio delle *exuviae* lungo la riva del fiume (Riservato 2009).

Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme ulteriori.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie è compreso tra metà maggio e la metà di luglio.

Il monitoraggio deve essere condotto da un operatore in grado di riconoscere sul campo le *exuviae* della specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *G. flavipes*"; figg. 20–21).

Il primo step consiste nel selezionare un fiume dove la presenza della specie target sia nota, e delimitare un tratto di sponda, caratterizzato da substrato sabbioso e poca vegetazione circostante, di 500 m di lunghezza.

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco del periodo proposto. È inoltre indispensabile che nella settimana precedente al campionamento il livello dell'acqua non si sia alzato, ad esempio a causa di piogge consistenti, in quanto l'acqua può trascinare via le *exuviae* che si trovano in prossimità dell'alveo. Problematiche simili possono essere causate da vento molto forte, quindi si consiglia di effettuare i campionamenti in seguito a giornate di bel tempo.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente lungo il tratto delimitato, effettuando un percorso di sola andata e solamente lungo una delle due sponde.

L'operatore raccoglierà tutte le *exuviae* avvistate e segnerà su un quaderno da campo il numero di *exuviae* di *G. flavipes* raccolte in mezz'ora di cammino. Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo il monitoraggio nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *G. flavipes* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi delle *exuviae* ai margini di corsi d'acqua in siti idonei (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" e "Monitoraggio" di *G. flavipes*).



Fig. 20. Adulto di *Gomphus flavipes* (foto S. Hardersen).



Fig. 21. Exuvia di *Gomphus flavipes* (foto R. Manger).



# *Lindenia tetraphylla* (Vander Linden 1825)

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Odonata (Anisoptera)

Famiglia: Gomphidae

Genere: *Lindenia* de Haan 1826

## Il genere *Lindenia* de Haan 1826

Il genere *Lindenia* è monospecifico, quindi per la descrizione dei caratteri diagnostici rimandiamo al capitolo riguardante la diagnosi morfologica della specie *L. tetraphylla* (Vander Linden 1825), il più grande Gomphidae europeo.

## Diagnosi morfologica della specie *Lindenia tetraphylla*

**Adulto.** Lunghezza totale 69–80 mm. Lunghezza dell'addome 49–57 mm. Questo grande Gomphidae, dall'aspetto slanciato e affusolato, è caratterizzato da una colorazione piuttosto variabile, passando da individui di colore giallo chiaro ad altri quasi interamente neri (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 22).

Lo pterostigma, di colore marrone-giallastro, è peculiarmente allungato e ricopre la lunghezza di 5–6 cellule alari (fig. 22). *Lindenia tetraphylla* è l'unico Gomphidae in cui sia presente nelle ali una grossa cellula discoidale e in cui le venature trasversali formino regioni triangolari composte da 3–4 cellule e non da una singola cellula come in tutti i generi affini (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

L'addome del maschio di questa specie è estremamente caratteristico, in quanto i segmenti S7–8 presentano due notevoli espansioni fogliacee (“flaps”; fig. 23), che sono generalmente assenti nelle specie affini o, se presenti, sono molto più ridotte e collocate nei segmenti successivi (S9 in *Paragomphus* Cowley 1934). Inoltre, l'addome del maschio è ricoperto da una serie di spine microscopiche nei segmenti da S3 a S7 (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

Sempre nel maschio, le appendici addominali superiori sono digitiformi, diritte e lunghe circa il doppio del segmento addominale S10 (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

**Ninfa.** Le ninfe di tutte le specie della famiglia Gomphidae sono caratterizzate da un appiattimento dorso-ventrale e da antenne composte da soli quattro ar-

ticoli. Il terzo articolo, appiattito dorso-ventralmente, è più lungo della somma degli altri tre (Carchini 1983). Ciuffi di setole piliformi ricoprono sia il corpo sia le antenne e le zampe sono adattate allo scavo, grazie allo sviluppo di un dente fossorio all'estremità della tibia e grazie ai peculiari tarsi ripiegabili posteriormente (Carchini 1983; fig. 16).

Nello specifico, la ninfa di *L. tetraphylla* si distingue per le dimensioni notevoli (40–45 mm di lunghezza), per i metatarsi composti da due segmenti, per l'addome molto meno allungato che nelle altre specie della famiglia e per la presenza di spine nella porzione medio-dorsale degli uriti III–IX (Carchini 1983).

## Ecologia, biologia e fenologia

*L. tetraphylla* è una delle poche specie europee della famiglia Gomphidae associate ad acque ferme ed in particolare a laghi costieri o, più raramente, a bassi corsi di fiumi con alveo particolarmente grande e circondato da fasce di canneti del genere *Phragmites*. Le femmine solitamente stazionano in prossimità delle fasce ripariali, mentre i maschi difendono il territorio nell'arco di 30–50 m (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

Data la particolare rarità di questa specie, le modalità di ovideposizione e l'ecologia delle ninfe sono sostanzialmente sconosciute, anche se si suppone che queste ultime siano legate allo strato detritico di fondo del corso d'acqua (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

La stagione di volo è compresa tra la fine di maggio e il termine dell'estate, protraendosi in alcuni casi fino ad ottobre (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

Questa specie è in forte declino, nonostante ciò il suo areale è ampio e si estende dalla penisola Iberica fino al Pakistan, incluso il nord Africa. In Europa occidentale sono conosciute solo poche popolazioni relitte, la maggior parte delle quali tra Grecia, Montenegro

e Turchia (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

In Italia, *L. tetraphylla* è nota di pochissime località tra Toscana (Appennino Tosco Emiliano, dintorni di Lucca; Terzani 2002), Campania (versante Tirrenico e due località Appenniniche) e Sardegna (Conci & Nielsen 1956; Utzeri & D'Antonio 2005; Dijkstra & Lewington 2006; Utzeri et al. 2006; Hardersen & Leo 2011).

Il fatto che questa specie sia un'ottima volatrice e abbia tendenze migratorie, caso raro nei Gomphidae, rende ottimisti riguardo possibili ricolonizzazioni future di habitat idonei, sia in Italia che nel resto dell'areale.

### Monitoraggio

**Background.** Sebbene *L. tetraphylla* sia inclusa negli allegati II e IV della Direttiva Habitat, allo stato at-

tuale non è stato ancora condotto alcuno studio mirato al monitoraggio di questa specie, anche in relazione alla sua estrema rarità.

**Proposta operativa CNBFVR.** Considerata l'estrema rarità e le poche conoscenze sull'ecologia e la biologia di questa specie, è al momento impossibile proporre un protocollo di monitoraggio specifico per la specie in Italia.

### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *L. tetraphylla* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *L. tetraphylla*).



Fig. 22. Adulto di *Lindenia tetraphylla* (foto A. Karatash).



Fig. 23. Adulto di *Lindenia tetraphylla*, in visione laterale. Si noti il dettaglio dei "flaps" (foto C. Utzeri).

# *Oxygastra curtisii* (Dale 1834)

## INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

**Ordine:** Odonata (Anisoptera)  
**Famiglia:** Corduliidae  
**Genere:** *Oxygastra* Selys 1870

### Il genere *Oxygastra* Selys 1870

Il genere *Oxygastra* è monospecifico: per la descrizione dei caratteri diagnostici rimandiamo quindi al capitolo riguardante la diagnosi morfologica della specie *O. curtisii*.

### Diagnosi morfologica della specie *Oxygastra curtisii*

**Adulto.** Lunghezza totale 47–54 mm. Lunghezza dell'addome 33–39 mm. Questo slanciato Corduliidae può essere facilmente identificato grazie al colore verde brillante degli occhi e grazie alla peculiare striscia gialla orientata longitudinalmente sulla porzione dorsale dell'addome, che è invece caratterizzato da una colorazione variabile tra il marrone e il verde smeraldo, così come il torace (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 24).

Le ali posteriori presentano due caratteristiche venature oblique comprese tra la venatura mediana e quella anale; inoltre, in entrambe le coppie di ali, tutte le aree triangolari non sono percorse da venature trasversali (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 24).

Nel maschio, i segmenti addominali S7 e S8 sono tipicamente rigonfi, conferendo alla porzione apicale dell'addome un aspetto sub-clavato, mentre il segmento S10 presenta una cresta gialla in posizione dorsale (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 24).

Sempre nel maschio, le appendici addominali superiori sono smussate, divergenti e presentano un prolungamento spiniforme lungo la porzione prossimale del margine ventrale. Le appendici inferiori sono invece caratterizzate da una lieve incisione nella porzione prossimale (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

Le femmine, di dimensioni leggermente inferiori rispetto ai maschi, sono dotate di ali di tonalità giallastra, soprattutto nella porzione basale.

**Ninfa.** Le ninfe delle specie appartenenti alla fami-

glia Corduliidae sono di medie dimensioni (20–30 mm), generalmente di aspetto glabro e caratterizzate da zampe peculiarmente allungate. Le antenne sono più lunghe rispetto a tutti gli altri Anisoptera, mentre gli occhi sono marcatamente piccoli e sporgenti dorsalmente (Carchini 1983; fig. 25).

Nello specifico, la ninfa di *O. curtisii* si distingue per la lieve pubescenza (in contrasto quindi con la maggior parte degli altri Corduliidae) e per l'assenza di spine nella porzione medio-dorsale degli uriti (Carchini 1983; fig. 26).

### Ecologia, biologia e fenologia

*O. curtisii* è associata ad acque correnti di moderata velocità, circondate da fasce di alberi, soprattutto ontani (*Alnus glutinosa*) (Ott et al. 2007).

I maschi difendono il territorio nell'arco di circa 20 m e si accoppiano con le femmine che entrano nella zona "pattugliata" (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

Le uova sono deposte dalle femmine nelle vicinanze delle sponde, spesso all'interno di fenditure e radici degli ontani che maggiormente sporgono verso il fiume, ma anche dentro altre radici, muschi o masse di vegetazione galleggiante (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

Lo sviluppo completo richiede dai due ai tre anni e le ninfe stazionano tra le radici di alberi o sul fondo del corso d'acqua, immerse nel limo, ma non sono fossorie (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

Il periodo di volo è compreso tra la metà di maggio e la metà di agosto.

### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

Questa specie è distribuita in Europa occidentale, con poche isolate popolazioni in Marocco settentrionale (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; Ott et al. 2007).

In Italia *O. curtisii* è nota di siti in Liguria, Piemonte e Lombardia, e di una serie di località lungo il ver-

sante Tirrenico tra Liguria e Campania (Conci & Nielsen 1956; Utzeri & D'Antonio 2005; Dijkstra & Lewington 2006).

Questa libellula è in forte declino soprattutto a causa dell'alterazione dei corsi d'acqua a scopo agricolo, che comporta l'inquinamento dei piccoli fiumi di pianura e l'eliminazione delle fasce alberate circostanti, habitat molto importante per gli adulti.

### Monitoraggio

**Background.** Un importante contributo sul monitoraggio di questa specie è stato recentemente pubblicato da Ott e collaboratori (2007). Tale studio è stato realizzato in Germania ed è stato basato sul conteggio delle *exuviae*, nel periodo incluso tra il 13 maggio e il 27 luglio 2005, con la perlustrazione, dall'interno del greto, di entrambe le sponde dell'intero torrente. La maggiore concentrazione di *exuviae* è stata riscontrata tra il 19 maggio e il 2 luglio.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il monitoraggio di *O. curtisii* è caratterizzato da problematiche simili a quelle descritte per *C. trinacriae*, in quanto i maschi delle due specie presentano comportamenti simili. Inoltre, gli adulti di *O. curtisii* volano tra le chiome della vegetazione e quindi, soprattutto se disturbati, sono estremamente difficili da avvistare e studiare.

In base ai dati pubblicati da Ott et al. (2007), proponiamo un protocollo di monitoraggio basato sulla conta delle *exuviae*.

È importante rimarcare come, rispetto ad altre specie (es. *Ophiogomphus cecilia*), l'habitat di *O. curtisii* sia meno idoneo per la ricerca ed il ritrovamento delle *exuviae*: si tratta infatti spesso di rive non libere, ricche di vegetazione e con substrato melmoso.

La ninfa, prima di sfarfallare, si arrampica lungo la vegetazione, in particolare sulle radici di ontani, ma anche su rami o tronchi di altre piante (spesso rovi secchi). In base a quanto descritto da Ott et al. (2007), lo sfarfallamento ha luogo tra 30 cm e 1 m di altezza e raramente può anche raggiungere altezze superiori ai 3 m. Ne consegue che per l'operatore il ritrovamento delle *exuviae* non sarà agevole, ma considerate la difficoltà nell'avvistamento degli adulti, e la particolare ecologia delle ninfe, tale metodo è a nostro avviso l'unico proponibile per il monitoraggio di questa specie.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la

presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare il monitoraggio di questa specie è compreso tra metà maggio e fine giugno.

Il monitoraggio deve essere condotto da un operatore in grado di riconoscere sul campo le *exuviae* della specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *O. curtisii*").

Il primo *step* consiste nel selezionare un fiume dove la presenza della specie target sia nota, e delimitare un tratto di sponda di 200 m di lunghezza, caratterizzato da abbondanza di ontani circostanti e in prossimità di punti in cui l'acqua rallenta formando delle pozze. È stato infatti osservato che le *exuviae* si trovano più facilmente dove il flusso dell'acqua rallenta (Ott et al. 2007).

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco del periodo proposto. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 9.00 e le 17.00 ed è opportuno che si tratti di giornate soleggiate e senza vento. È inoltre indispensabile che nella settimana precedente al campionamento il livello dell'acqua non si sia alzato, ad esempio a causa di piogge consistenti, in quanto l'acqua può trascinare via le *exuviae* che si trovano in prossimità dell'alveo. Problematiche analoghe possono essere causate dal vento.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente nell'acqua lungo il tratto delimitato, effettuando un percorso di sola andata e solamente lungo una delle due sponde.

L'operatore raccoglierà tutte le *exuviae* avvistate e segnerà su un quaderno da campo il numero di *exuviae* di *O. curtisii* raccolte in un'ora di cammino. Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo il monitoraggio nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *O. curtisii* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *O. curtisii*).



Fig. 24. Adulto di *Oxygastra curtisii* (foto C. Morelli).

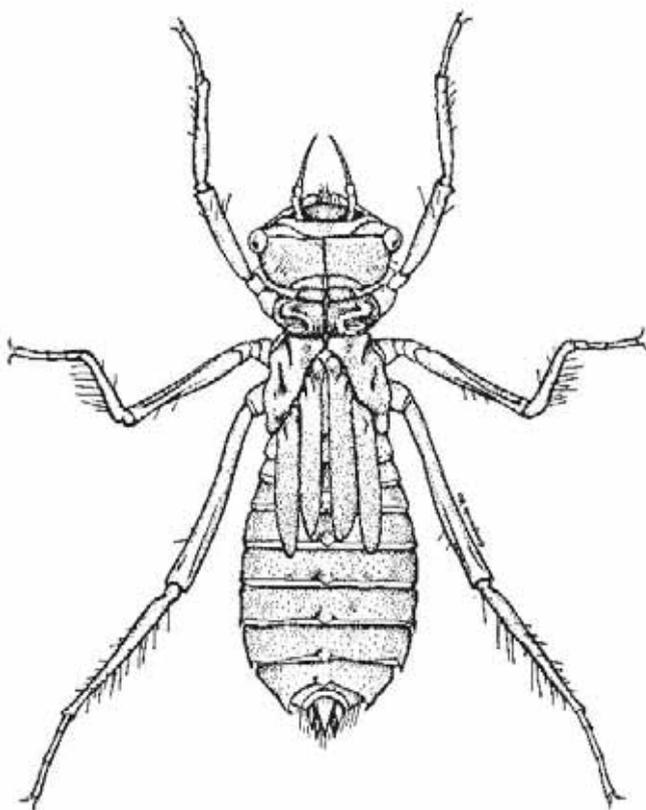


Fig. 25. Ninfa di Corduliidae (disegno tratto da G. Carchini 1983).

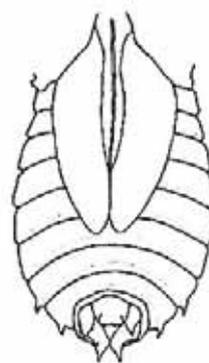


Fig. 26. Dettaglio dell'addome della ninfa di *Oxygastra curtisii* (disegno tratto da G. Carchini 1983).



# *Leucorrhinia pectoralis* (Charpentier 1825)

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

**Ordine:** Odonata (Anisoptera)

**Famiglia:** Libellulidae

**Genere:** *Leucorrhinia* Brittinger 1850

## Il genere *Leucorrhinia* Brittinger 1850

Le libellule appartenenti al genere *Leucorrhinia* sono facilmente riconoscibili grazie al contrasto tra la colorazione della porzione anteriore del capo, tipicamente bianca o in ogni caso chiara, e quella di torace e addome, che sono quasi interamente neri. Inoltre, le ali presentano marcate macchie scure nella porzione prossimale e lo pterostigma è marrone scuro o nero, di forma rettangolare e tipicamente corto (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 27). L'addome, che come precedentemente sottolineato è di colore nero, presenta una singola serie di macchie dorsali di colorazione variabile tra il giallo scuro e il rosso (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 27).

## Diagnosi morfologica della specie *Leucorrhinia pectoralis*

**Adulto.** Lunghezza totale 32–39 mm. Lunghezza dell'addome 23–27 mm. Questo Libellulidae è distinguibile dagli affini congenerici grazie alla macchia dorsale del segmento addominale S7: infatti, in tutti i maschi e nella maggior parte delle femmine di questa specie, tale macchia è molto estesa e tipicamente più chiara (di solito di colore giallo limone) rispetto a quelle degli altri segmenti addominali, che sono tendenzialmente bruno-rossastre o giallo scuro (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 27). Inoltre, l'addome di *L. pectoralis* è più largo e robusto che nelle specie affini e le macchie sono generalmente più estese (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; fig. 27).

Lo pterostigma è nero, mentre nelle altre specie del genere è solitamente marrone scuro.

Nel maschio le appendici addominali superiori sono caratterizzate da una marcata pubescenza, in particolare nella porzione apicale della lamina anteriore (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

Le appendici vulvari presentano due espansioni di

forma sub-triagonale che rappresentano l'unico carattere diagnostico per la distinzione tra le femmine di *L. pectoralis* e quelle dell'affine *L. rubicunda* Linnaeus 1758 (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

**Ninfa.** Le ninfe delle specie appartenenti alla famiglia Libellulidae (con l'eccezione dei generi *Libellula* Linnaeus 1758 e *Orthetrum* Newmann 1833, che presentano una morfologia leggermente differente) sono di dimensioni ridotte (15–20 mm), snelle, con occhi grandi e sporgenti lateralmente, e con lobi post-oculari ridotti (Carchini 1983). Il torace è peculiarmente stretto e l'addome si restringe particolarmente negli uriti IX e X. Le zampe sono lunghe e sottili e i femori tipicamente diritti. La pubescenza è generalmente assente o marcatamente ridotta (Carchini 1983; fig. 28).

Nello specifico, la ninfa di *L. pectoralis* si distingue per la porzione ventrale dell'addome caratterizzata da disegni scuri e per le spine laterali presenti sull'urite VIII lunghe circa la metà rispetto a quelle dell'urite IX (Carchini 1983).

## Ecologia, biologia e fenologia

*L. pectoralis* è associata ad acque ferme, stagnanti, acide e mesotrofiche, con vegetazione abbondante. L'habitat ideale sono quindi aree di torbiera, laghetti o paludi senza pesci e circondate da zone boschive (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006; Wildermuth 2007).

I maschi difendono il territorio in maniera stazionaria, rimanendo spesso fermi sulla porzione emergente di piante parzialmente sommerse, dove attendono il passaggio delle femmine per l'accoppiamento (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

Le uova, che non presentano diapausa, sono deposte a piccoli gruppi ogni volta che l'addome della femmina entra in contatto con la superficie dell'acqua. La schiusa avviene nell'arco di poche settimane, le ninfe

vivono tra la vegetazione acquatica e lo sviluppo completo richiede solitamente due anni (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

La stagione di volo è compresa tra l'inizio di maggio e la metà di agosto (Wildermuth et al. 2005).

#### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

Questa specie è distribuita in Europa centrale ed orientale, inclusi i Balcani e la Turchia centro-occidentale, dove si trovano alcune isolate popolazioni (Conci & Nielsen 1956; Dijkstra & Lewington 2006).

In Italia, *L. pectoralis* è nota di pochissimi siti in Lombardia, Veneto e Friuli (Conci & Nielsen 1956; Utzeri & D'Antonio 2005). Si tratta però, nella quasi totalità dei casi, di segnalazioni ormai datate: ad esclusione di un singolo dato del 2003, la specie non è stata ritrovata in Italia per diversi decenni (Balestrazzi, dati inediti) fino all'anno 2012, in cui *L. pectoralis* è stata rilevata nelle province di Bolzano e Trento (Festi 2012, Macagno et al. 2012).

Questa libellula è in forte declino a causa sia dell'eccessiva eutrofizzazione degli habitat ad essa maggiormente congeniali, sia del drenaggio di torbiere e paludi.

#### Monitoraggio

**Background.** In Svizzera sono attualmente in corso azioni di recupero delle torbiere che furono interrate nel secondo dopoguerra, volte a favorire fenomeni di

ricolonizzazione da parte di specie, come *L. pectoralis*, strettamente associate a questo tipo di ambiente (Baumgartner 2002). Al di fuori di tale progetto, sebbene *L. pectoralis* sia inclusa negli allegati II e IV della Direttiva Habitat, non è stato ancora condotto, allo stato attuale, alcuno studio mirato al monitoraggio di questa specie.

**Proposta operativa CNBFVR.** Come descritto nel capitolo sulla distribuzione geografica di questa specie, in Italia *L. pectoralis* è ad un passo dall'estinzione. Svariati specialisti hanno campionato diverse volte nella Torbiere del Sebino, anche in anni recenti, senza mai trovare la specie (Hardersen, dati inediti). Sarà in ogni caso importante preservare il sito ospitante quella che potrebbe essere una delle ultime popolazioni italiane di *L. pectoralis*.

Come già evidenziato nel paragrafo precedente, sembrerebbe che la specie sia ancora presente nelle province Bolzano e Trento, ma le conoscenze attuali sono così frammentarie che è chiaramente impossibile proporre un protocollo di monitoraggio specifico per la specie in Italia.

#### Come verificare la presenza della specie

Considerata l'estrema rarità di questa specie, non è al momento proponibile un metodo per accertarne la presenza in un determinato sito.



Fig. 27. Adulto di *Leucorrhinia pectoralis* (foto R. Manger).

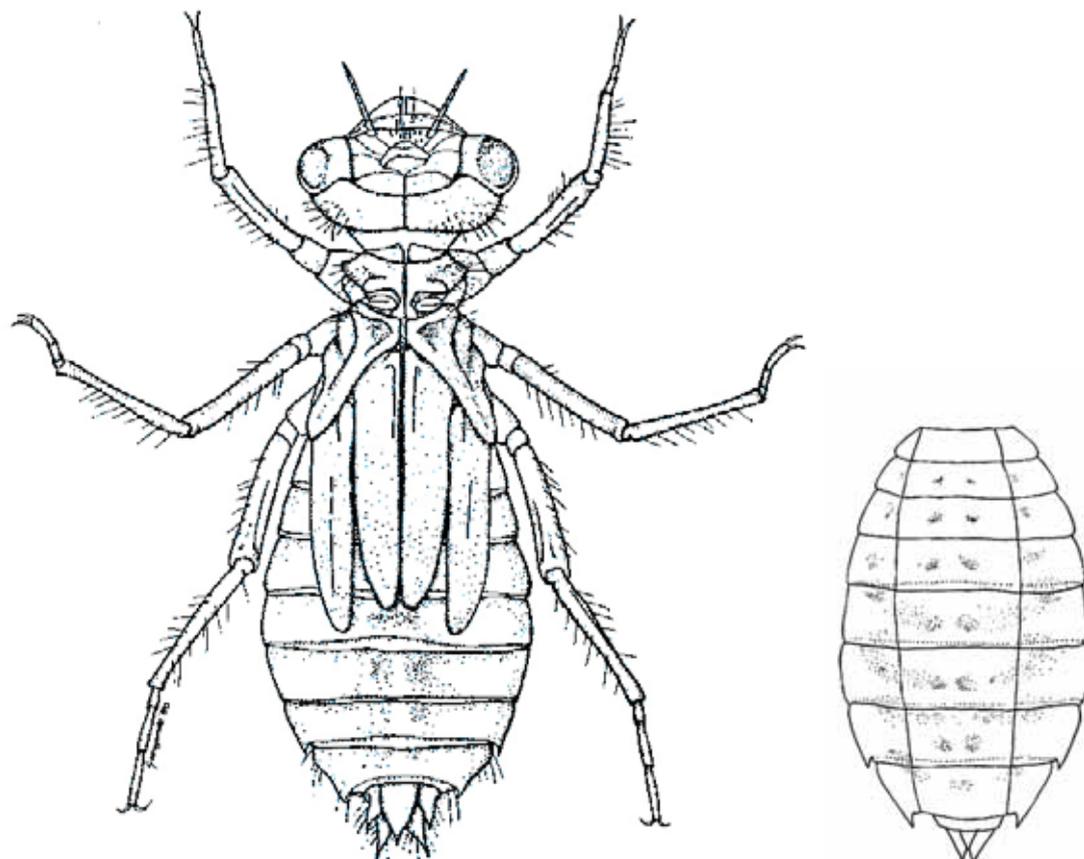


Fig. 28. Ninfa di Libellulidae e dettaglio degli uriti addominali della larva di *Leucorrhinia pectoralis* (disegno tratto da G. Carchini 1983).



# *Saga pedo* (Pallas 1771)

Nome comune italiano: Stregona dentellata

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Orthoptera

Famiglia: Tettigonidae

Genere: *Saga* Charpentier 1825

## Il genere *Saga* Charpentier 1825

Sebbene il genere *Saga* includa una dozzina di specie distribuite in ambito Paleartico, *S. pedo* è l'unica specie nota per la fauna italiana e le citazioni di *S. hellenica* Kaltenbach 1967 e *S. natoliae* Serville 1839 in Italia sono da ritenersi errate (Galvagni & Prosser 2004; Massa et al. 2012). Di conseguenza, e considerata anche l'estremamente peculiare morfologia di questo ortottero, per quanto riguarda l'identificazione generica si rimanda direttamente alla diagnosi morfologica della specie *Saga pedo*.

## Diagnosi morfologica della specie *Saga pedo*

**Adulto.** Lunghezza totale: 100–120 mm, incluso l'ovopositore. Specie attera, il più grande ortottero europeo, di cui ad oggi è nota solamente la femmina (si pensa sia partenogenetica, cfr. capitolo su "Ecologia, biologia e fenologia"), si riconosce facilmente grazie alle grandi dimensioni, grazie al capo allungato e dotato di apparato masticatore marcatamente ipognato, con le mandibole rivolte verso il basso, e grazie alle robuste formazioni spiniformi presenti su femori e tibie anteriori e mediani (Fontana et al. 2002; Buzzetti & Fontana 2004; figg. 29–30). Il corpo è uniformemente di colore verde chiaro, incluse le zampe, e su entrambi i margini laterali di torace e addome è visibile una striscia più chiara, bianco-giallastra. Le antenne sono filiformi, lunghe e sottilissime, l'ovopositore lungo e robusto, a forma di sciabola. Le zampe sono estremamente sviluppate e slanciate (Fontana et al. 2002; Buzzetti & Fontana 2004; figg. 29–30).

## Ecologia, biologia e fenologia

Come suggerito da diversi autori, *S. pedo* è partenogenetica, e ad oggi non è stato ancora rinvenuto alcun esemplare maschio della specie (Galvagni & Prosser 2004; Warchałowska-Sliwa et al. 2007). Si nutre di altri invertebrati, soprattutto altri ortotteroidei, ed è

caratterizzata da un comportamento peculiarmente aggressivo ed intimidatorio (Galvagni & Prosser 2004). È una specie xerotermofila di medie quote (in Italia non supera i 950 m di altitudine; Fontana et al. 2002; Galvagni & Prosser 2004), di abitudini prevalentemente notturne. Colonizza ambienti più o meno aperti con vegetazione erbacea e cespugli, dove si muove con poca agilità, senza compiere salti particolarmente lunghi.

Le uova si schiudono in primavera e la neanide effettua nove mute prima di raggiungere la forma adulta definitiva (Fontana et al. 2002).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

Tra le specie del genere *Saga*, *S. pedo* è quella con areale più ampio, occupando una larga fascia che, dalla parte centrale della Penisola Iberica, si estende a Francia meridionale, Corsica, Italia peninsulare, Sicilia, Sardegna, e poi tutta l'Europa centrale, la Russia e la Cina nord-occidentale (Galvagni & Prosser 2004; Massa et al. 2012). È assente in Grecia ed in Anatolia, dove è sostituita da altre entità del genere.

In Italia la specie è presente in maniera sporadica e rara in quasi tutte le regioni, incluse le isole maggiori (Fontana & Cussigh 1996; Galvagni & Prosser 2004). Lungo l'arco alpino *S. pedo* è presente prevalentemente con popolazioni di pochissimi esemplari in aree di rifugio pedemontane, caratterizzate da microclimi xerotermici e fioriture di stampo mediterraneo ("oasi xerotermiche"; Magistretti & Ruffo 1959; Fontana & Cussigh 1996; Galvagni & Prosser 2004).

In Italia *S. pedo*, sebbene sia piuttosto rara, non sembra essere particolarmente minacciata. Tuttavia, un fattore di minaccia potrebbe essere rappresentato dal degrado delle aree xeriche dove tipicamente vive.

## Monitoraggio

**Background.** Un progetto mirato al monitoraggio di

*Saga pedo* è stato condotto in Slovacchia, nel periodo 2003–2006, in 36 siti ritenuti idonei alla presenza della specie (Krištín & Kaňuch 2007). Il monitoraggio è stato realizzato con il metodo del conteggio e rilascio degli individui, all'interno di singoli transetti delle dimensioni di 2 ettari ciascuno. Ogni sito è stato ispezionato 2–6 volte all'anno, tra maggio e ottobre, nell'orario 11.00–18.00. All'interno dei transetti la specie è stata cercata con diverse metodologie: retino entomologico, utilizzato sia per lo sfalcio (50 sfalciate per sito) sia per la percussione dei rami di arbusti (50 percussioni per sito), ricerca diretta a vista, e richiami acustici per ortotteri (non specificati). Gli individui di *S. pedo* catturati sono stati misurati, pesati con una bilancia da campo (TANITA 1479V) e immediatamente rilasciati senza alcun tipo di marcatura.

La specie è stata trovata in 20 dei 36 siti (in 13 dei quali era già nota), con densità massime di 3 individui per quanto riguarda gli adulti, e di 12 per quanto riguarda gli stadi ninfali, in entrambi i casi ad inizio luglio.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo si basa sul metodo della cattura conteggio e rilascio degli adulti, all'interno di un'area di studio delimitata, sulla base di quanto realizzato in Slovacchia, con buoni risultati, da Krištín & Kaňuch (2007).

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modificano sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio (cfr. capitolo riguardante la diagnosi morfologica della

specie *Saga pedo*).

L'operatore deve organizzare uno o più transetti quadrati, delle dimensioni massime di due ettari ciascuno, in cui sia rappresentato l'habitat idoneo per questa specie.

Una volta delimitata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di sei uscite nel periodo incluso tra il 15 giugno e il 15 agosto, nell'orario 11.00–18.00. Sebbene questa specie sia maggiormente attiva di notte, una sua ricerca in orari notturni può risultare assai difficile, anche considerata l'estrema rarità e i numeri ridotti.

La cattura deve essere effettuata mediante retino entomologico da sfalcio, da utilizzare sia per “sfalciare” la componente erbacea sia per percuotere i rami di eventuali arbusti, e mediante cattura diretta a vista. Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente per due ore all'interno del transetto, effettuando un percorso che consenta di coprire tutta l'area del quadrato, ma evitando di passare due volte per uno stesso punto.

Considerati i bassi numeri e la scarsa motilità di questi ortotteri, la marcatura non è necessaria.

L'operatore dovrà quindi segnare su un quaderno da campo il numero di individui di *S. pedo* catturati all'interno del transetto nell'arco delle due ore di cammino.

Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo l'esperimento nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

#### **Come verificare la presenza della specie**

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Saga pedo* in un determinato sito è lo stesso descritto per il monitoraggio, e prevede una ricerca diretta in siti idonei (cfr. paragrafo “Monitoraggio di *S. pedo*”).



Fig. 29. Adulto di *Saga pedo* (foto C. Morelli).



Fig. 30. Adulto di *Saga pedo*, in visione ravvicinata. Si notino i dettagli del capo e le file di spine sulle zampe (foto C. Morelli).



# *Brachytrupes megacephalus* (Lefèvre 1827)

Nome comune italiano: nessuno

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Orthoptera

Famiglia: Gryllidae

Genere: *Brachytrupes* Serville 1839

## Il genere *Brachytrupes* Serville 1839

Gli ortotteri appartenenti al genere *Brachytrupes* sono caratterizzati da corpo molto robusto, taglia grande e testa molto grossa. Gli ocelli laterali sono disposti in posizione superiore rispetto a quelli centrali. I cerci sono notevolmente lunghi e raggiungono gli apici alari; le spine apicali delle tibie anteriori sono marcatamente ingrossate, così come quelle delle tibie mediane. L'ovopositore è corto, la colorazione è generalmente tendente al giallo, con frequenti macchie brune (Massa et al. 2012).

## Diagnosi morfologica della specie *Brachytrupes megacephalus*

**Adulto:** Lunghezza totale: 31–38 mm (Massa et al. 2012). Questo grande ortottero ensifero è l'unica specie europea di un genere rappresentato da circa una decina di specie tutte africane. Per la diagnosi della specie si rimanda quindi alla diagnosi del genere riportata nel paragrafo precedente.

## Ecologia, biologia e fenologia

Vive in terreni sabbiosi, prevalentemente nella fascia retrodunale costiera. L'attività canora è limitata a primavera, sebbene siano noti anche rari canti autunnali; il canto solitamente inizia all'imbrunire e dura per circa un'ora (Massa et al. 2012). Negli altri periodi dell'anno, è possibile individuare la presenza della specie solo attraverso le caratteristiche gallerie che questo ortottero scava nella sabbia.

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

La specie è endemica di Sicilia, dove è distribuito con una certa continuità lungo le spiagge sabbiose delle coste meridionali e orientali, e le zone sabbiose interne del Nisseno, oltre che di Sardegna meridionale (Massa et al. 2012).

Un tempo questa specie era frequente anche lungo le

coste settentrionali della Sicilia, dove in molte località sembra ormai estinto.

La specie è presente anche in nord Africa e nelle isole Maltesi.

Questo ortottero è in forte rarefazione a causa del continuo degrado e disturbo degli ecosistemi sabbiosi costieri e retrodunali (Audisio et al. 2002; Massa et al. 2012).

## Monitoraggio

**Background:** Non sono ad oggi stati condotti studi specifici mirati al monitoraggio della presente specie.

**Proposta operativa CNBFVR:** Per questo ortottero si propone un monitoraggio basato sul canto, da condurre in primavera. Tale protocollo è in fase di sperimentazione, si tratta quindi di una proposta operativa, basata sulle caratteristiche biologiche, ecologiche e fenologiche della specie, la cui efficacia dovrà essere testata sul campo.

Come per le altre specie, il metodo deve essere applicato in aree di studio dove la presenza della specie sia documentata su base bibliografica o da esperienze pregresse, o perlomeno dove sia riscontrato un habitat idoneo.

Durante le giornate sul campo, le variabili climatiche fondamentali possono essere rilevate mediante un *data logger*, uno strumento elettronico che permette di rilevare in tempi brevissimi temperatura e umidità dell'aria. I *data logger* devono essere programmati per rilevare quotidianamente l'andamento di temperatura e umidità, per tutta la durata del monitoraggio. Vanno selezionate stazioni di ascolto fisse, georeferenziate tramite un GPS. Come riferimento per il riconoscimento del canto di *Brachytrupes megacephalus* si suggerisce di utilizzare il CD fornito insieme al volume della Fauna d'Italia degli Ortotteri (Galvagni 2010, Massa 2011, Massa et al. 2012).

Il monitoraggio dovrà essere condotto in primavera, tra l'inizio di aprile e la metà di maggio, con cinque repliche da realizzare a cadenza settimanale. L'orario ideale è all'imbrunire, quando questo grillo canta per circa un'ora.

È importante rimarcare che questo metodo, a causa dell'attività canora molto intensa della specie, non sempre è idoneo per riconoscere il numero di individui presenti, ma è comunque da ritenersi valido per avere un'idea della presenza e dell'abbondanza di questo ortottero in un determinato sito. Inoltre, solitamente, *B. megacephalus* canta rimanendo fermo

davanti alla sua tana, sebbene sia pronto a fuggire al minimo disturbo (Massa et al. 2012).

#### **Come verificare la presenza della specie**

Il metodo migliore per accertare la presenza di *Brachytrupes megacephalus* in un determinato sito è lo stesso suggerito per il monitoraggio, e si basa quindi sul canto degli adulti (cfr. "Monitoraggio" di *B. megacephalus*). In alternativa, è possibile individuare la sua presenza solo attraverso le caratteristiche gallerie che questo grillo scava nella sabbia (Massa et al. 2012) (fig. 31).



Fig. 31. Adulto di *Brachytrupes megacephalus* (foto M. Romano).

# *Myrmecophilus baronii* Baccetti 1966

Nome comune italiano: nessuno

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Orthoptera

Famiglia: Gryllidae

Genere: *Myrmecophilus* Berthold 1827

## Il genere *Myrmecophilus* Berthold 1827

Gli ortotteri appartenenti al genere *Myrmecophilus* sono caratterizzati da modeste dimensioni (2–4 mm), forma generalmente ovale, e colorazione generale bruno rossastra. I femori posteriori sono peculiarmente rigonfi e gli occhi regrediti (Massa et al. 2012). Il sottogenere *Myrmecophilus*, di cui fa parte *M. baronii*, è caratterizzato da specie con tibie anteriori e intermedie dotate di due spine apicali interne e dal capo del maschio privo di lunghi peli chiari. La femmina è invece caratterizzata da ovopositore privo di una porzione membranosa, e con la parte apicale marcatamente sclerificata e allungata (Massa et al. 2012).

## Diagnosi morfologica della specie *Myrmecophilus baronii*

**Adulto:** Lunghezza totale: 2–4 mm (Massa et al. 2012). Questo piccolo ortottero ensifero, come riportato da Massa et al. (2012), è indistinguibile da altre specie congeneriche [es. *M. acervorum* (Panzer 1799) e *M. aquisquina* Chopard 1923] sulla base della morfologia esterna, e l'identificazione si basa soprattutto sulla forma dell'ovopositore e sulla distribuzione geografica (Massa et al. 2012).

## Ecologia, biologia e fenologia

Specie mirmecofila, vive come parassita di colonie di formiche, nutrendosi del rigurgito delle operaie, di detriti, o aggredendo larve e uova di formica (Massa et al. 2012). Lo sviluppo si verifica in due anni, e gli adulti possono vivere per un periodo altrettanto lungo (Massa et al. 2012). Non emette suoni.

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

La specie è endemica di Malta e dell'isola di Pantelleria (Massa et al. 2012).

## Monitoraggio

**Background:** Non sono ad oggi stati condotti studi specifici mirati al monitoraggio della presente specie.

**Proposta operativa CNBFVR:** In considerazione della scarsità di conoscenze sull'ecologia della specie, delle modeste dimensioni, e delle difficoltà di campionamento, non si ritiene opportuno proporre un protocollo di monitoraggio.

## Come verificare la presenza della specie

Per i motivi citati nel paragrafo precedente, non esiste un metodo affidabile per accertare la presenza della specie, se non la ricerca diretta a vista all'interno di formicai.



# *Carabus olympiae* Sella 1855

Nome comune italiano: Carabo di Olimpia

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Coleoptera

Famiglia: Carabidae

Genere: *Carabus* Linnaeus 1758

## Il genere *Carabus* Linnaeus 1758 e il sottogenere *Chrysocarabus* Thomson 1875

Il vasto genere *Carabus* comprende oltre 550 specie (Casale et al. 1982), di cui 53 presenti in Italia (Negro 2005), raggruppate in una serie di sottogeneri, tra i quali *Chrysocarabus*, cui è attribuibile la specie *C. olympiae*.

I coleotteri inclusi in tale sottogenere sono di relativamente grandi dimensioni (possono superare i 40 mm), presentano un profilo corporeo ovoidale allungato, con avancorpo robusto, non particolarmente ristretto e una colorazione dorsale metallica, spesso con colori brillanti (Casale et al. 1982). Le antenne sono molto lunghe, con articoli mediani semplici e nodosi all'apice. Il pronoto è allungato, più stretto delle elitre, e presenta setole marginali. Le elitre sono ovalari, non prolungate all'angolo apicale, con quattordici strie per elitra, congiunte da fini ponti trasversali che concorrono a determinare la profonda punteggiatura e scultura elitrale (Casale et al. 1982).

Nel maschio i tarsi anteriori sono composti da quattro articoli dilatati, il quarto in modo rudimentale (Casale et al. 1982).

## Diagnosi morfologica della specie *Carabus olympiae*

**Adulto.** Lunghezza totale: 28–37 mm (Casale et al. 1982). Questo coleottero è caratterizzato da un profilo generale allungato. Il capo è nero, talvolta con riflessi viola sull'occipite, il pronoto nero-violaceo nella zona discale, verde o porpora ai margini (fig. 32). Le elitre possono essere verdi o dorato-purpuree a seconda degli individui (Casale et al. 1982). La colorazione è in generale variabile: non sono rari individui con capo e pronoto purpurei, con bordo rosso o dorato, nonché esemplari con i margini del pronoto violetti e le elitre verdi, o ancora individui interamente rosso porpora, o neri melanici (Casale et al. 1982). Le zampe sono

robuste e totalmente nere o al più marrone scuro, con antenne, palpi e mandibole rossicci o neri.

Il capo è normale, con mandibole falciformi, le antenne sono lunghe e raggiungono, talvolta superandolo, il terzo anteriore dell'elitra (fig. 32; Casale et al. 1982). Il pronoto è subquadrato, appena ristretto e sinuato nel terzo basale, notevolmente convesso nella porzione discale; il disco è finemente striato trasversalmente. Le elitre sono ovali, generalmente più allargate nel terzo posteriore, in particolare nella femmina; le strie elitrati sono fortemente punteggiate (fig. 32; Casale et al. 1982).

I tarsi anteriori maschili presentano quattro pulvilli, organi accessori inseriti sotto le unghie utilizzati come ventose per aderire a superfici lisce, di cui tre normali ed uno ridotto (Casale et al. 1982).

**Larva.** Le larve dei *Chrysocarabus* sono di tipo rostri-labro, ossia con il labbro superiore sporgente, sono caratterizzate da antenne di lunghezza comparabile alle mandibole, e presentano una colorazione scura, tendenzialmente nera, e zampe sviluppate, sebbene corte e tozze (figg. 33–35).

La larva di *C. olympiae* è nera, ed è caratterizzata dalla seguente combinazione di caratteri: antenne appena meno lunghe delle mandibole, queste ultime provviste di una setola lungo il margine esterno; ultimo articolo dei palpi labiali più lungo del primo e dilatato distalmente; urotergiti (margine dorsale dei segmenti addominali) ampi, con lobi grandi, arrotondati posteriormente, ad eccezione del segmento IX che presenta angoli acuminati (figg. 33–35; Casale et al. 1982). Infine, le appendici addominali (urogonfi) sono divergenti, lunghe e robuste, con spine forti ed aguzze (figg. 33–35; Casale et al. 1982).

## Ecologia, biologia e fenologia

Come suggerito da diversi autori (Malausa 1978; Ca-

sale et al. 1982; Negro 2005; Negro et al. 2007, 2008), *C. olympiae* è sopravvissuto, dopo le glaciazioni, in biotopi ristretti con particolari condizioni favorevoli. Si nutre di altri invertebrati, in particolare molluschi gasteropodi (*Helix* spp., *Arianta* spp., *Arion* spp. e *Limax* spp.), nonché artropodi e anellidi oligocheti.

La specie sembrerebbe essere associata ad ambienti forestali: in alta quota vive nell'intrico dei rododendri o tra gli sfasciumi dioritici, in faggeta si comporta da vero silvicolo, mentre nei pascoli aperti è sublapidicolo (Casale et al. 1982; Negro 2005).

La copula si verifica tra fine giugno e inizio luglio (Sturani 1947; Negro 2005), le uova sono deposte singolarmente all'interno di piccole cellette a circa 2 cm di profondità (Negro 2005). L'intero periodo di ovideposizione può durare oltre un mese, con un numero medio di uova deposte di circa trenta unità, sebbene le ultime deposizioni siano spesso non fertili (Malausà 1978; Negro 2005).

L'adulto è attivo da maggio a fine settembre, si iberna a ottobre e ricompare dopo le prime piogge a cavallo tra primavera ed estate. Il periodo riproduttivo è compreso tra giugno ed agosto, lo sviluppo larvale comprende tre stadi e dura dai sessanta ai settantacinque giorni, la fase pupale è di due-tre settimane (Negro 2005). La larva di regola non sverna, e la ninfosi avviene, all'interno di cellette a 10–30 cm di profondità, in tarda estate o al massimo in autunno (Casale et al. 1982; Negro 2005).

#### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Carabus olympiae* è un endemita italiano, caratterizzato da una distribuzione geografica puntiforme: è infatti noto solamente della località tipica, in Alta Val Sessera (Prealpi del Biellese), sul versante settentrionale della cresta Marca-Moncerchio-Rocca di Argimonia, tra i 1300 e i 1660 m di quota.

Pochi decenni fa, è stata ritrovata una popolazione apparentemente isolata delle specie, all'interno di una faggeta presso Caulera, sempre in Val Sessera. La popolazione di Caulera sembrerebbe essere legata esclusivamente al Fagetum puro, a quote comprese tra gli 800 e i 1200 m (Casale et al. 1982; Negro 2005; Negro et al. 2007, 2008).

Sebbene estremamente confinata, la specie è localmente abbastanza abbondante.

I principali fattori di minaccia per questo coleottero sono chiaramente legati alla distribuzione limitata: eccesso di raccolta da parte di collezionisti, pulizia del sottobosco e riduzione dell'habitat forestale.

#### Monitoraggio

**Background.** Due importanti studi sul monitoraggio di *C. olympiae* sono stati pubblicati dal gruppo di ri-

cerca coordinato dal Prof. Casale, dell'Università di Sassari, in collaborazione con l'Università di Torino (Negro et al. 2007, 2008): nel primo è stata condotta un'analisi sull'intera carabidofauna dell'Alta Val Sessera (Negro et al. 2007), mentre il secondo è stato incentrato solamente su *C. olympiae* (Negro et al. 2008). In entrambi i casi, i coleotteri sono stati catturati con trappole a caduta (pitfall traps) a base di aceto, costruite in modo da non uccidere gli esemplari catturati (cfr. capitolo successivo con proposta operativa CNBFVR per dettagli su costruzione trappola) controllate quotidianamente e sono stati marcati con vernici atossiche, o con una piccola incisione sull'elitra, e successivamente rilasciati (classico approccio di cattura-marcatura-ricattura).

Le catture sono state effettuate tra maggio e settembre negli anni 2004 e 2005, posizionando un totale di centoventi trappole nelle tre tipologie di habitat normalmente associate alla specie (aree arbustive ricche di intrichi di rododendri, faggete e zone di pascolo). L'esperimento è stato ripetuto anche nel 2006, ma con sole quindici trappole.

Negli anni 2005 e 2006, alcuni degli individui catturati sono stati successivamente seguiti per tre settimane mediante radiotracking, utilizzando trasmettenti *Micro-Pip transmitters* del peso di circa 0,3 grammi, prodotte da Biotrack Ltd, (Wareham, England, [www.biotrack.co.uk](http://www.biotrack.co.uk); cfr. Negro et al. 2007, 2008).

Gli obiettivi del progetto erano molteplici: 1) individuare l'habitat preferenziale per la specie, fra le tre tipologie ad essa normalmente associate; 2) ottenere una stima delle dimensioni di popolazione; 3) monitorare le capacità dispersive; 4) individuare il periodo di maggiore attività e abbondanza.

Un totale di ventuno esemplari è stato catturato, nei due anni di monitoraggio, mediante le trappole a caduta, e gli studi telemetrici hanno evidenziato come questi coleotteri si spostino poco, meno di tre metri al giorno, non abbandonando in nessun caso l'habitat preferenziale.

In base ai risultati pubblicati si può affermare che la specie frequenta indifferentemente faggete, soprattutto se ricche di materiale litico, e aree arbustive (con rododendri e mirtilli), mentre tendenzialmente evita le zone aperte convertite al pascolo.

I picchi stagionali di attività per gli adulti di *C. olympiae* sono riscontrabili nel mese di luglio.

**Proposta operativa CNBFVR.** Tenendo conto dell'esito indubbiamente positivo dello studio condotto da Negro e collaboratori (Negro et al. 2007, 2008), il protocollo proposto nel presente contributo si basa sul metodo di cattura-marcatura-ricattura

(CMR) degli adulti di *C. olympiae*, mediante l'utilizzo di trappole a caduta non letali, e con controllo giornaliero. Questa classica metodologia consiste nel catturare esemplari di una determinata popolazione, marcarli, rilasciarli e successivamente effettuare una serie di ricatture. In base al rapporto tra individui marcati ricatturati e individui catturati non marcati è possibile quantificare la consistenza numerica della popolazione (Amstrup et al. 2005; Hill et al. 2005; Campanaro et al. 2011a).

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

I risultati ottenuti dalle sessioni di CMR, effettuate in uno stesso sito in anni differenti, permetteranno di ottenere informazioni circa l'andamento demografico delle popolazioni nel tempo.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

In base a quanto descritto da Negro e collaboratori (2007, 2008), il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie coincide con il mese di luglio.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio (cfr. capitolo riguardante la diagnosi morfologica di *C. olympiae*).

Considerata la distribuzione puntiforme della specie, l'area di studio è necessariamente confinata nei circa quaranta ettari in cui questo carabo vive, in Alta Val Sessera.

L'operatore deve organizzare uno o più transetti quadrati in cui siano rappresentati sia l'habitat "rododendri" sia l'habitat "faggeta".

La cattura deve essere effettuata mediante trappole a caduta, disposte in maniera casuale all'interno dei transetti. Si consiglia un numero totale di trappole non inferiore a cento per tutta l'area di studio (Negro et al. 2008).

Una volta delimitata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di svuotare le trappole al massimo ogni due giorni nell'arco del mese di luglio.

Come trappole possono essere utilizzati recipienti che abbiano una profondità di almeno 15 cm, e un diametro di 8–10 cm (ad esempio un bicchiere di plastica della capienza di 0.5 l), riempiendoli con aceto fino ad una profondità di 6 cm. Per evitare che l'insetto muoia annegato, è indispensabile inserire

una rete a maglie fini (massimo 2x2 mm) immediatamente sopra il livello del liquido attrattivo, e predisporre un piccolo foro di tracimazione sul bicchiere immediatamente al di sotto della retina, per evitare che dell'eventuale acqua piovana possa provocare l'innalzamento del liquido.

La trappola deve essere coperta con un sasso, in modo da prevenire l'intervento di micromammiferi ed evitando che il contenitore si allaghi a causa di piogge consistenti.

In alternativa al bicchiere di plastica munito di retina, sulla base di quanto realizzato da Negro e collaboratori (2007, 2008, 2011), è possibile utilizzare una trappola costituita da una bottiglia di plastica del latte da 1 litro, tagliata all'altezza del collo, a circa 15 cm dalla base, con il tappo perforato con una decina di buchi con diametro di circa 2 mm.

La porzione basale della bottiglia funzionerà da contenitore per il liquido attrattivo, mentre la porzione superiore, munita di tappo finemente forato, dovrà essere collocata al rovescio dentro la base cilindrica, e riempita quindi di ghiaia fine per circa 4 cm. Si possono versare circa 0,3 litri di aceto nella trappola: l'aceto, dopo aver riempito il cilindro inferiore, fluirà nella porzione superiore grazie ai fori sul tappo, impregnando quindi lo strato di ghiaia.

Gli insetti, attratti dall'aceto, confluiranno nella trappola sulla retina (nel primo caso) o sulla ghiaia (nel secondo caso), senza essere in grado di fuggire. Infatti, come ricordato anche da Negro et al. (2008), questo carabide è brachittero, con ali corte ed inefficienti. La marcatura non deve influire sulla fitness dell'individuo, sulle sue capacità dispersive e riproduttive. Esistono varie tecniche di marcatura (Méndez 2008), ed è quindi consigliabile privilegiare la meno invasiva possibile. Nel caso particolare si possono colorare o numerare zone specifiche, preferibilmente nel lato ventrale dell'insetto in modo da limitarne al minimo la visibilità. Il colorante non deve essere tossico e deve essere resistente all'acqua. È importante utilizzare colori differenti per siti diversi ma adiacenti, in modo da non confondere individui marcati in siti di studio eterogenei. In alternativa si possono anche effettuare piccole incisioni su una delle elitre, utilizzando un semplice taglierino: questo metodo è però molto invasivo, e il suo utilizzo è quindi sconsigliato.

Come marcatore è consigliabile utilizzare uno dei seguenti coloranti: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori (testato da Campanaro et al. 2011a); 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco (Hawes 2008). Questa

casa produttrice presenta in listino dei marcatori colorati che sembrano rispondere meglio ai requisiti di non tossicità per l'animale (Campanaro et al. 2011a); 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori (Méndez 2008). Il codice scelto per la marcatura deve prevedere un numero sufficiente di combinazioni per poter marcare in modo univoco tutti gli esemplari catturati durante il

periodo di monitoraggio (Campanaro et al. 2011a).

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Carabus olympiae* in un determinato sito è lo stesso descritto per il monitoraggio, e prevede l'utilizzo di trappole a caduta non letali (cfr. paragrafo "Monitoraggio di *C. olympiae*").



Fig. 32. Adulto di *Carabus olympiae* (foto A. Vigna Taglianti).



Fig. 33. Larva di *Carabus olympiae* (foto M. Negro).

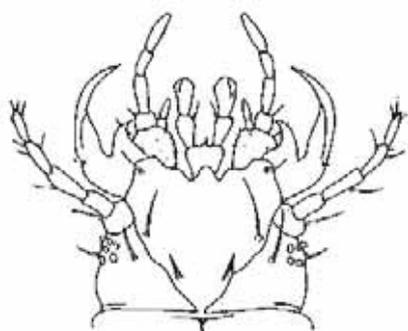


Fig. 34. Dettaglio del capo della larva di *Carabus olympiae* (disegno da A. Casale et al., 1982).

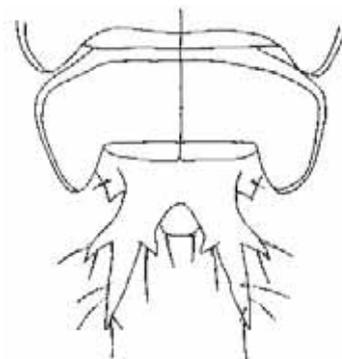


Fig. 35. Dettaglio della porzione distale dell'addome della larva di *Carabus olympiae* (disegno da A. Casale et al., 1982).

# *Rhysodes sulcatus* (Fabricius 1787)

Nome comune italiano: Risode solcato

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Coleoptera

Famiglia: Carabidae (subfam. Rhysodinae)

Genere: *Rhysodes* Dalman 1823

## Il genere *Rhysodes* Dalman 1823

Il genere *Rhysodes* a livello europeo è monospecifico, per la descrizione dei caratteri diagnostici si rimanda di conseguenza al paragrafo successivo riguardante la diagnosi morfologica di *R. sulcatus* (Fabricius 1787).

## Diagnosi morfologica della specie *Rhysodes sulcatus*

**Adulto.** Lunghezza totale: 6.5–8 mm (Porta 1923). Questo coleottero, caratterizzato da colorazione corporea uniforme castano-ferruginea, si distingue grazie alle peculiari sculture dorsali: il capo, di forma triangolare, e il pronoto, stretto e allungato, sono attraversati rispettivamente da due e tre solchi longitudinali (Porta 1923; Fabbri 2010; fig. 36). Le elitre sono particolarmente lunghe, parallele fino all'apice acuminato, e sono attraversate da sette marcate strie di punti (Porta 1923; Fabbri 2010).

Le zampe sono di colore rossastro, nel maschio le metatibie sono dilatate nel margine interno del terzo posteriore, e con una spina all'apice. Le antenne sono rosse e moniliformi (Porta 1923; Fabbri 2010).

**Larva.** Larva come in fig. 37.

## Ecologia, biologia e fenologia

*Rhysodes sulcatus* è una specie micetofaga (si nutre di Myxomyceti) esclusiva delle foreste primarie ben conservate, preferibilmente latifoglie (soprattutto grossi faggi cariati) ma anche conifere. Vive a medie quote, unicamente nel legno morto, in particolare nei tronchi degli alberi morti e marcescenti caduti a terra all'interno dei quali le larve scavano gallerie (Porta 1923; Fabbri 2003, 2010; Vigna Taglianti 2005). L'adulto si trova sotto le cortecce, ed è attivo, soprattutto in orari notturni, tra maggio e settembre (Vrezec et al. 2012).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

Questo raro coleottero è diffuso in buona parte del continente europeo: non è mai stato segnalato in Gran Bretagna, Norvegia, Finlandia, Austria, Slovenia, Portogallo e Balcani meridionali, nonché negli stati dell'Europa nord-orientale (Vigna Taglianti 2010).

La specie è segnalata di diverse regioni italiane (Lombardia, Lazio, Emilia Romagna, Toscana, Campania e Basilicata) ma la sua distribuzione è estremamente localizzata (Fabbri 2003; Cianferoni et al. 2009).

Come per tutte le specie saproxiliche, il principale fattore di minaccia è rappresentato dalla distruzione e frammentazione dell'habitat forestale sia a causa di incendi, sia, soprattutto, a causa dell'impatto antropico (disboscamento).

## Monitoraggio

**Background.** Uno studio mirato al monitoraggio di *Rhysodes sulcatus* è stato condotto in Slovenia, nell'anno 2009, da Vrezec e collaboratori (2012). Il monitoraggio è stato realizzato tra maggio e settembre, e sono state testate tre diverse metodologie di cattura: (1) trappole ad intercettazione sul suolo; (2) *fence-traps* (una particolare tipologia di trappole a caduta); (3) cattura diretta con osservazione notturna dei tronchi.

La prima metodologia (trappole ad intercettazione) non si è rivelata idonea per la cattura di *R. sulcatus*, e non si ritiene di conseguenza necessario approfondirla nel presente contributo.

Le trappole a caduta sono state realizzate applicando un semicerchio di plastica intorno ad un tronco caduto: al semicerchio è stato poi collegato un contenitore di plastica privo di sostanze attrattive (cfr. fig. 4 in Vrezec et al. 2012). Sono state posizionate 10 trappole per sito e sono state controllate dopo 14 giorni dall'attivazione. L'efficacia del metodo è stata misurata calcolando il numero di esemplari catturati per

100 trap nights.

Il monitoraggio con osservazione notturna è stato invece condotto tra maggio e luglio, sorvegliando con una torcia, a partire dalle 21.30, le cortecce marcescenti sia cadute sia in piedi di diverse tipologie di latifoglie e conifere, soffermandosi 10 minuti su ciascun tronco. L'efficacia del metodo è stata misurata calcolando il numero di esemplari catturati per 10 tronchi ispezionati.

Le due metodologie hanno fornito un'efficienza di cattura comparabile, piuttosto bassa in entrambi i casi, e la specie è stata catturata in egual misura sia su *Fagus sylvatica* sia su *Abies alba*.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo si basa sui dati empirici recentemente pubblicati per la Slovenia (cfr. paragrafo precedente; Vrezec et al. 2012); sebbene le metodologie di cattura testate in Slovenia abbiano garantito un'efficienza bassa, al momento non sono stati messi a punto protocolli basati su metodologie più efficienti per la cattura di questo coleottero, anche in considerazione del fatto che i Rhysodinae non sono generalmente attratti dalle sostanze alcoliche o zuccherine comunemente usate per la cattura di altre specie.

Il protocollo si basa sul metodo di cattura-marcatura-ricattura (CMR) degli adulti di *Rhysodes sulcatus* catturati utilizzando *fence-traps* (Vrezec et al. 2012). Questo classico approccio consiste nel catturare esemplari di una determinata popolazione, marcarli, rilasciarli e successivamente effettuare una serie di ricatture. In base al rapporto tra individui marcati ricatturati e individui catturati non marcati è possibile quantificare la consistenza numerica della popolazione (Amstrup et al. 2005; Hill et al. 2005; Campanaro et al. 2011a).

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

I risultati ottenuti dalle sessioni di CMR, effettuate in uno stesso sito in anni differenti, permetteranno di ottenere informazioni circa l'andamento demografico delle popolazioni nel tempo.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

In base a quanto descritto da Vrezec e collaboratori (2012), il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie è compreso tra maggio e luglio.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio (vedi capitolo riguardante la diagnosi morfologica di *R. sulcatus*).

Una volta individuata l'area da monitorare, l'operatore deve impostare un transetto (o patch) di dimensioni prestabilite (la dimensione del patch deve essere tale da permettere ad un singolo operatore di coprirne l'intera superficie in un tempo limitato). All'interno del patch l'operatore deve individuare i tronchi potenzialmente idonei per la presenza della specie, e posizionare una trappola in corrispondenza di ciascun tronco.

Per la costruzione della trappola si può utilizzare una bottiglia di plastica da 1 litro, tagliata all'altezza del collo, a circa 15 cm dalla base. La porzione basale della bottiglia fungerà da contenitore. La porzione superiore della bottiglia, sprovvista di tappo, deve essere collocata al rovescio dentro la base cilindrica nella trappola. La bottiglia dovrà essere legata al tronco utilizzando dello spago.

La trappola deve essere posizionata alla base del tronco, sotto l'estremità di un tubo di gomma per irrigazione (diametro 15 mm) posizionato in modo da avvolgere il tronco come fosse un collare (lunghezza tubo di gomma = circonferenza tronco + 10 cm). Il tubo deve essere fissato al tronco applicando dello stucco sul lato ventrale in modo che i coleotteri non possano passare sotto al tubo stesso. I *Rhysodes* tenderanno a seguire il percorso "indicato" dal tubo di gomma, che funzionerà come un muro che i coleotteri tenteranno di aggirare, e saranno così indirizzati verso la trappola. Eventualmente può essere utile rendere scivolosa la superficie del tubo utilizzando del lubrificante. Una volta delimitata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di svuotare le trappole al massimo ogni tre giorni.

La marcatura non deve influire sulla fitness dell'organismo, sulle sue capacità dispersive e riproduttive. Esistono varie tecniche di marcatura (Méndez 2008), ed è quindi consigliabile privilegiare la meno invasiva possibile. Nel caso particolare si possono colorare o numerare zone specifiche, preferibilmente sul lato ventrale dell'insetto in modo da limitarne al minimo la visibilità. Il colorante non deve essere tossico e deve essere resistente all'acqua. È fondamentale utilizzare colori differenti per siti diversi ma adiacenti, in modo da non confondere individui marcati in siti di studio eterogenei.

Come marcatore è consigliabile utilizzare un pennarello Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a

base alcol, disponibile in vari colori (Méndez 2008). Il codice scelto per la marcatura deve prevedere un numero sufficiente di combinazioni per poter marcare in modo univoco tutti gli esemplari catturati durante il periodo di monitoraggio (cfr. fig. 48 per un possibile schema di codice; Campanaro et al. 2011a).

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'even-

tuale presenza di *Rhysodes sulcatus* in un determinato sito è lo stesso descritto per il monitoraggio, e prevede l'utilizzo di *fence-traps* non letali (cfr. paragrafo "Monitoraggio di *R. sulcatus*"). In alternativa si può cercare esemplari adulti attivi di questo coleottero, sollevando brandelli di corteccia marcescenti da tronchi caduti. I frammenti di corteccia asportati devono essere successivamente riposizionati in modo da non alterare il micro-habitat.



Fig. 36. Adulto di *Rhysodes sulcatus* (foto C. Mancini).



Fig. 37. Larva, con ingrandimenti di dettagli morfologici, di *Rhysodes sulcatus* (foto C. Mancini).



# *Dytiscus latissimus* Linnaeus 1758

Nome comune italiano: nessuno

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Coleoptera

Famiglia: Dytiscidae

Genere: *Dytiscus* Linnaeus 1758

## Il genere *Dytiscus* Linnaeus 1758

I coleotteri acquatici appartenenti al genere *Dytiscus* sono di grandi dimensioni (22–44 mm), e sono caratterizzati da una colorazione generalmente marrone verdastra, sebbene i margini laterali di pronoto ed elitre siano spesso più chiari, così come il lato ventrale, che solitamente ha una colorazione giallastra (cfr. Roughley 1990).

La forma generale è sub-ovale, il pronoto non presenta spigolosità laterali (fig. 38), le elitre sono convergenti, e caratterizzate da una punteggiatura diffusa; soprattutto nelle femmine, sono spesso presenti marcate strie elitrali (Nilsson & Holmen 1995).

Le antenne sono filiformi e tendono ad assottigliarsi nella porzione apicale (Nilsson & Holmen 1995). Le zampe posteriori, essendo adattate al nuoto, sono peculiarmente allungate e ricche di setole natatorie.

Le femmine sono di dimensioni inferiori rispetto ai maschi, e si distinguono da questi ultimi in quanto generalmente sono caratterizzate dalla presenza di strie sulle elitre: ogni elitra è attraversata da dieci strie raggiungenti la porzione pre-apicale (Nilsson & Holmen 1995). I maschi presentano inoltre i tarsi tipicamente dilatati (Franciscolo 1979; Nilsson & Holmen 1995): quelli anteriori e mediani presentano rispettivamente circa 1500 e 2250 setole adesive, utilizzate come ventose durante l'accoppiamento per aderire alla femmina (Nilsson & Holmen 1995).

**Note.** In Italia la specie è verosimilmente estinta. Era nota solamente di due siti, entrambi in Veneto: il lago di Fimon, nei Colli Berici, dove però l'ultima segnalazione risale al 1865 (Disconzi 1865), e Mirano, nella Laguna di Venezia, dove un singolo individuo è stato raccolto nel 1900 (Ratti 1989). Successivamente la specie non è più stata rinvenuta sul territorio italiano. Anche l'Unione Zoologica Italiana, nell'ottica della

rendicontazione sessennale prevista per la Direttiva Habitat (art. 17), ha recentemente dichiarato la specie come localmente estinta. Tuttavia si ritiene di trattare comunque la specie nel presente contributo, nell'ottica di eventuali futuri ritrovamenti sul territorio italiano, nonché di possibili ricolonizzazioni.

## Diagnosi morfologica della specie *Dytiscus latissimus*

**Adulto.** Lunghezza totale: 38–44 mm (Nilsson & Holmen 2005). Questo grande ditisco si riconosce per il margine laterale delle elitre peculiarmente allargato (“latissimo”) ed appiattito in entrambi i sessi (fig. 38), e per il labbro superiore recante una debolissima sinuosità mediana nel margine anteriore (Franciscolo 1979; Nilsson & Holmen 2005). Il capo è nero con una macchia centrale più chiara, il pronoto marrone scuro nella porzione discale, giallo ai margini. Le elitre, che centralmente sono castane, presentano una colorazione giallo testacea nelle zone laterali (fig. 38), e occasionalmente in alcune delle striature dorsali delle femmine. Lo stesso colore giallo testaceo caratterizza anche le parti ventrali del corpo (Nilsson & Holmen 1995).

**Larva.** Le larve mature della famiglia Dytiscidae (fig. 39) sono di dimensioni variabili a seconda dei generi (possono superare i 60 mm in alcuni *Dytiscus*), e si possono riconoscere per la seguente combinazione di caratteri (cfr. Franciscolo 1979): 1) mandibole sviluppate, talvolta enormi, appuntite e adattate alla predazione: cave internamente e utilizzate per iniettare enzimi proteolitici che pre-digeriscono le prede; 2) addome allungato ed incurvato verso l'alto, caratterizzato, generalmente, da due appendici apicali con cui la larva “rompe” la superficie per andare a “prendere” l'ossigeno (fig. 39); 3) zampe completamente

sviluppate, anche se corte (fig. 39).

Nell'ambito della famiglia, le larve di *Dytiscus* sono di grandi dimensioni, hanno mandibole estremamente sviluppate e cerci lunghi. La larva di *D. latissimus* ha il clipeo con il margine anteriore pressoché piatto ed arti, antenne e palpi peculiarmente corti (Franciscolo 1979).

### **Ecologia, biologia e fenologia**

Questa specie vive in grandi stagni o piccoli laghi perenni, profondi almeno 1 metro, con acque pulite, chiare, oligotrofiche e ricche di vegetazione riparia, soprattutto carici (*Carex* spp.) ed equiseti (*Equisetum* spp.) (Guignot 1947; Franciscolo 1979; Nilsson & Holmen 1995).

Come in tutti i Dytiscidae italiani, la respirazione in acqua degli adulti è resa possibile da una bolla d'aria "conservata" sotto le elitre, che permette al ditisco di rimanere in apnea per diversi minuti.

Si tratta di coleotteri predatori sia allo stato larvale, sia allo stato adulto. L'accoppiamento avviene nell'acqua, in autunno, gli adulti sopravvivono tutto l'inverno e le uova sono deposte in primavera. La maturità larvale è raggiunta con tre mute, dall'inizio di aprile alla metà di luglio e la ninfa ha luogo sottoterra nelle rive di stagni e laghi (Nilsson & Holmen 1995).

La larva si nutre esclusivamente di larve di tricoteri, mentre l'adulto è un voracissimo predatore di pesci (Johansson & Nilsson 1992).

### **Distribuzione geografica e fattori minaccianti**

*D. latissimus* è diffuso in ambito Sibirico-Europeo, più abbondante nella porzione boreale dell'areale, mentre è estremamente raro a Sud e ad Ovest. Ad occidente la specie non oltrepassa le Ardenne, ed è assente in Gran Bretagna (Franciscolo 1979; Nilsson 2004). Apparentemente è estinta in diverse regioni dove un tempo era relativamente frequente (Franciscolo 1979; Nilsson & Holmen 1995).

Come suggerito da Franciscolo (1979), *D. latissimus* sembrerebbe aver contratto il proprio areale ritirandosi verso gli estremi settentrionali, come avvenuto per altre specie affini (es. *D. lapponicus* Gyllenhal 1808).

I principali fattori di minaccia per questa specie sono individuabili nella riduzione delle zone umide nell'Europa centrale, e nell'aumento progressivo delle temperature, cui *D. latissimus* potrebbe essere particolarmente sensibile a causa delle sue notevoli dimensioni.

### **Monitoraggio**

**Background.** Studi recenti su *D. latissimus* sono stati effettuati nella Repubblica Ceca (Hájek 2004), in Germania (Hendrich & Balke 2000, 2005), Olanda

(Cuppen et al. 2006a), Polonia (cfr. Makomaska-Juchiewicz & Baran 2012), Estonia, Lettonia e Lituania (Aliukonis & Švitra 2009; Vahruševsa 2009; Vahruševsa & Kalniņšb 2013); in quest'ultima nazione, la specie è nota di diverse località, una delle quali è il Labanoras Regional Park. I monitoraggi sono stati per lo più effettuati con l'ausilio di trappole ad imbuto contenenti esche a base di pesce vivo o frammenti di carne di maiale e manzo, oppure utilizzando delle ampie nasse (Cuppen et al. 2006a, fig. 4).

Le trappole sono costruite utilizzando bottiglie di plastica da 1 o 1,5 litri e comunque dall'imboccatura larga (tra 3 e 4 cm; gli individui più grandi di *D. latissimus* possono infatti avere una larghezza massima di circa 28 mm), tagliate a circa 15 cm dalla base (cfr. fig. 52). La porzione basale della bottiglia funge da contenitore per l'esca, mentre la porzione superiore viene re-inserita rovesciata, con il tappo rimosso; per facilitare l'esame degli esemplari catturati anche il fondo della bottiglia può essere tagliato e sostituito con una rete rimovibile a maglie sottili (Cuppen et al. 2006a, fig. 2). Le trappole vanno collocate orizzontalmente in prossimità della riva, sommerse e legate a grosse pietre in modo che ne sia garantita la stabilità. Nel Parco lituano sopraccitato (Aliukonis & Švitra 2009) tali trappole, in numero compreso tra 10 e 20 per sito, sono state posizionate a 10 m di distanza l'una dall'altra e controllate ogni 1-2 giorni.

I campionamenti sono stati condotti in 21 laghi, all'interno del Parco, nel periodo compreso tra il 27 giugno e il 26 dicembre 2008, con singole giornate di campionamento nei diversi laghi.

Uno di questi laghi (Lago Minelis) è stato selezionato per effettuare studi sulle dinamiche demografiche della specie, ed è stato quindi ricampionato l'anno successivo, con nove giornate di campionamento tra il 25 aprile ed il 14 ottobre, sistemando dieci trappole esattamente nelle stesse posizioni dell'anno precedente, e marcando gli esemplari catturati con piccole incisioni sulle epipleure. Nel 2008 la specie è stata trovata in dieci dei 21 laghi studiati, con un massimo di quattro individui catturati nel Lago Minelis. Inoltre, il monitoraggio condotto in quest'ultimo sito, dove in totale, tra il 2008 e il 2009, sono stati catturati cinquanta esemplari, ha messo in evidenza come il picco di abbondanza degli individui sia riscontrabile nel mese di maggio.

**Proposta operativa CNBFVR.** Come scritto nel capitolo riguardante la distribuzione geografica di questa specie, in Italia *D. latissimus* è verosimilmente estinto poichè non vi è stato più raccolto dopo il 1900. Ne consegue che, sebbene sia certamente importante

preservare i due siti dove la specie è stata trovata in passato, è di fatto impossibile proporre un protocollo di monitoraggio specifico per essa.

Nell'eventualità che in futuro sia trovata in Italia una nuova popolazione della specie, il metodo più idoneo per attuare un monitoraggio potrebbe essere sostanzialmente lo stesso utilizzato da Aliukonis & Švitra (2009; cfr. paragrafo precedente), utilizzando un maggior numero di trappole con un'esca rigorosamente standardizzata, per es.: pezzi di carne di trota iridea da allevamento di 10 g ciascuno, lasciati 48 ore a temperatura ambiente prima dell'immissione nella trappola. Infatti, il potere attrattivo delle esche a base di carne è influenzato da diverse variabili (stato di conservazione e natura della carne, temperatura dell'acqua, etc...) e un monitoraggio, per essere attendibile, deve prevedere che le tecniche di cattura utilizzate siano costanti nei diversi anni di studio. In alternativa alle trappole a bottiglia sopra descritte,

si potrebbero utilizzare delle nasse per gamberi di dimensioni e maglie idonee e standardizzate (cfr. Vahruševsa 2009, fig. 2; Cuppen et al. 2006a, fig. 4), innescate o no, rispondenti ai criteri operativi sopra descritti.

#### Come verificare la presenza della specie

Considerando la probabile estinzione di *Dytiscus latissimus* in Italia, accertare la presenza di questo coleottero in un determinato sito non è semplice. L'unico metodo attuabile è la cattura diretta di esemplari adulti mediante l'utilizzo di trappole ad imbuto o nasse da gamberi contenenti esche (cfr. paragrafo "Monitoraggio"). Un'alternativa potrebbe essere una raccolta diretta con canne da pesca, utilizzando le stesse esche previste per le trappole a imbuto. Tuttavia, quest'ultimo metodo potrebbe compromettere la sopravvivenza e/o la fitness degli esemplari catturati, ed è di conseguenza sconsigliato.

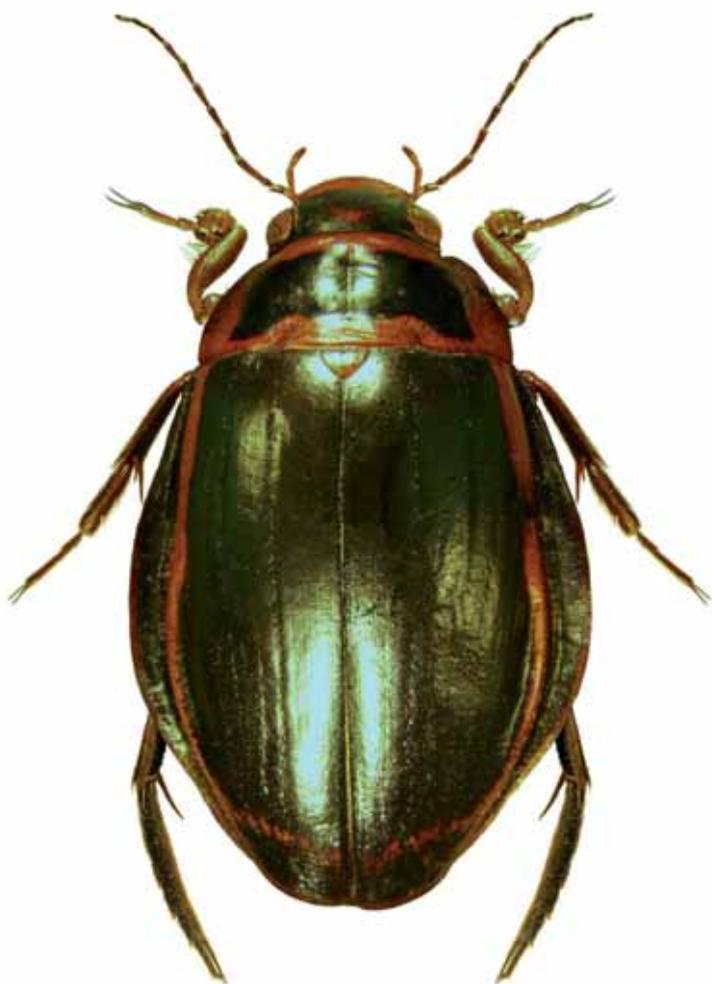


Fig. 38. Adulto maschio di *Dytiscus latissimus* (foto R. Sejcora).



Fig. 39. Larva di *Dytiscus* sp. (foto G. Giovagnoli).



## *Graphoderus bilineatus* (De Geer 1774)

Nome comune italiano: nessuno

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Coleoptera

Famiglia: Dytiscidae

Genere: *Graphoderus* Dejan 1833

### Il genere *Graphoderus* Dejan 1833

I coleotteri acquatici appartenenti al genere *Graphoderus* sono di medie dimensioni (11–16 mm di lunghezza), e sono caratterizzati da una colorazione dorsale generalmente testacea o rossastra, con piccole macchie scure disruptive. I margini laterali di pronoto ed elitre sono spesso neri. Le parti ventrali sono generalmente testacee o gialle.

La forma generale è sub-ovale, il pronoto non presenta spigolosità laterali (fig. 40), le elitre non sono parallele e divergono nella metà posteriore (Nilsson & Holmen 1995; fig. 40).

Le antenne filiformi, come nella maggior parte dei Dytiscidae, tendono ad assottigliarsi nella porzione apicale (Nilsson & Holmen 1995).

Come in quasi tutti i Dytiscidae, le zampe posteriori, adattate al nuoto, sono peculiarmente allungate e ricche di setole natatorie; nel maschio, i tarsi anteriori sono dilatati e presentano, nella parte ventrale, una serie di strutture adesive di forma circolare utilizzate come ventose durante l'accoppiamento (Nilsson & Holmen 1995; fig. 40).

Rispetto alle specie appartenenti all'affine genere *Acilius* Leach 1817, le specie di *Graphoderus* si distinguono grazie alla punteggiatura finissima di pronoto ed elitre in entrambi i sessi. In *Acilius* la punteggiatura è invece grossolana sia sul pronoto sia sulle elitre; inoltre, nelle femmine delle specie di *Acilius*, le elitre presentano quattro solchi longitudinali ricchi di setole (Nilsson & Holmen 1995). Un'unica eccezione è rappresentata da *A. duvergeri* Gobert 1874, specie Ovest-Mediterranea segnalata di Sardegna (Rocchi 2005), in cui la femmina presenta elitre lisce. Tuttavia, in Sardegna non è al momento stata segnalata alcuna specie di *Graphoderus*, ed i caratteri diagnostici sopraelencati possono quindi essere considerati validi per tutta la fauna italiana.

Si tratta di un genere che in ambito Asiatico-Europeo comprende solamente sei specie (Löbl & Smetana

2003), cinque delle quali risultano presenti anche in Italia (Franciscolo 1979; Rocchi 2005; Nilsson 2004).

### Diagnosi morfologica della specie *Graphoderus bilineatus*

**Adulto.** Lunghezza totale: 14–16 mm. Questo Dytiscidae presenta una fascia trasversale giallo-testacea sul pronoto che ne occupa quasi l'intera superficie, con le caratteristiche bande scure lungo i margini pronotali anteriori e posteriori ridotte a due sottili linee nere: *G. bilineatus* è l'unica specie del genere *Graphoderus* in cui la linea nera del margine pronotale posteriore è larga meno di 1/2 della fascia gialla centrale (Franciscolo 1979; Nilsson & Holmen 1995; fig. 40).

Il capo è nero nella metà posteriore, testaceo nella metà anteriore; nella sua porzione posteromediale sono presenti due macchie chiare. I segmenti 1–3 delle antenne sono testacei, i successivi sono marroni (Nilsson & Holmen 1995).

Le elitre, castane chiare con sfumature nere, presentano una colorazione giallo-testacea lungo i margini laterali (fig. 40). La porzione dorsale delle elitre è liscia, con punteggiatura estremamente fine. I tarsi anteriori del maschio sono caratterizzati da tre ventose principali, e da circa trenta più piccole, distribuite ventralmente (Nilsson & Holmen 1995).

**Larva.** Le larve mature dei Dytiscidae, famiglia cui appartiene anche *Graphoderus*, hanno a seconda dei generi, il corpo di lunghezza variabile da 1,5 mm sino, in alcuni *Dytiscus*, ad oltre 60 mm, e si possono riconoscere per la seguente di combinazione di caratteri: 1) mandibole sviluppate, talvolta enormi, appuntite e adattate alla predazione: cave internamente e utilizzate per iniettare enzimi proteolitici che predigeriscono le prede; 2) addome allungato ed incurvato verso l'alto, caratterizzato, nella maggior parte dei generi, da due appendici apicali con cui la larva "rompe" la superficie dell'acqua per accedere all'ossi-

geno dell'aria; 3) zampe completamente sviluppate, anche se talvolta corte.

Le larve di *Graphoderus* sono di dimensioni inferiori rispetto a quelle di *Dytiscus*, presentano mandibole meno sviluppate e una caratteristica linea nera trasversale, lungo il margine dorsale del capo (Galewski 1974). Nell'ambito del genere *Graphoderus*, la larva di *G. bilineatus* è caratterizzata da mandibole peculiarmente corte, palpi mascellari corti e tozzi, margine anteriore del clipeo lievemente incurvato e ultimo segmento addominale con cerci corti e leggermente divergenti (Galewski 1974).

### Ecologia, biologia e fenologia

*G. bilineatus* vive in grandi stagni o piccoli laghi perenni di vario tipo, solitamente in terreni aperti (Franciscolo 1979; Nilsson & Holmen 1995; Hendrich & Balke 2000; Hájek 2004; Kalniņš 2006; Cuppen et al. 2006b). Nelle porzioni meridionali dell'areale, la specie si trova anche in ambienti di foresta, bosco, o talvolta in torbiere con acque chiare e pulite (Nilsson & Holmen 1995; Mazzoldi et al. 2009; Hendrich et al. 2011).

La respirazione sott'acqua è resa possibile da una bolla d'aria "conservata" sotto le elitre, che permette alla specie di rimanere in apnea per diversi minuti.

L'accoppiamento avviene in acqua, le uova sono deposte tra la tarda primavera e l'inizio dell'estate, lo sviluppo di uovo, larva e pupa richiede complessivamente circa sessanta giorni, e gli adulti probabilmente sopravvivono tutto l'inverno (Franciscolo 1979; Nilsson & Holmen 1995; Kalniņš 2006).

Come in tutti i Dytiscidae, la ninfa si verifica a terra, all'interno di cellette sotterranee sulle rive di stagni e laghi. La larva e l'adulto si nutrono di altri macroinvertebrati, soprattutto efemeroteri, crostacei e ditteri chironomidi (Brancucci 1979; Nilsson & Holmen 1995).

### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*G. bilineatus* è diffuso in ambito Sibirico-Europeo, più frequente nelle regioni settentrionali dell'areale, inclusa la Gran Bretagna, mentre è assente nella Penisola Iberica (Franciscolo 1979; Nilsson 2004).

In Italia questo Dytiscidae è noto di poche localizzate stazioni tra Lombardia, Piemonte, Trentino, Toscana ed Emilia-Romagna, in molte delle quali la specie non è segnalata da trent'anni a questa parte (Rocchi 2005; Mazzoldi 2009; Mazzoldi et al. 2009).

I principali fattori di minaccia per questo coleottero sono individuabili nell'eutrofizzazione degli specchi d'acqua ad esso idonei, nella riduzione delle zone umide in Europa centrale, e nell'aumento progres-

sivo delle temperature. Inoltre, è stato accertato che il Gambero della Louisiana, *Procambarus clarkii* (Girard, 1852) (Decapoda, Cambaridae), specie aliena ora ampiamente diffusa anche in Italia, può provocare la scomparsa di popolazioni di *G. bilineatus* (Bamuel 2013).

### Monitoraggio

**Background.** Sebbene *G. bilineatus* sia incluso negli allegati II e IV della Direttiva Habitat, allo stato attuale studi mirati per il suo monitoraggio sono stati condotti solo in Olanda (cfr. Cuppen & Koese 2005; Cuppen et al. 2006b; Koese & Cuppen 2006) e in Polonia (cfr. Makomaska-Juchiewicz & Baran 2012).

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo non è stato sperimentato su questa specie. Si tratta quindi di una proposta operativa, basata sulle caratteristiche biologiche, ecologiche e fenologiche della specie, che dovrà essere testata sul campo nell'immediato futuro.

Il protocollo si basa sul metodo di cattura-marcatura-ricattura (CMR) degli adulti di *G. bilineatus*. Questa classica metodologia consiste nel catturare esemplari di una determinata popolazione, marcarli, rilasciarli e successivamente effettuare una serie di ricatture. In base al rapporto tra individui marcati ricatturati e individui catturati non marcati è possibile quantificare la consistenza numerica della popolazione (Amstrup et al. 2005; Hill et al. 2005; Campanaro et al. 2011a). Questa metodologia è utilizzata frequentemente anche per altri coleotteri acquatici (cfr. Davy-Bowker 2002; Aliukonis & Švitra 2009).

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

I risultati ottenuti dalle sessioni di CMR, effettuate in uno stesso sito in anni differenti, permetteranno di ottenere informazioni sull'andamento demografico delle popolazioni nel tempo.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore o che l'area, in base ai parametri ambientali, sia presumibilmente idonea ad ospitare la specie (cfr. Sierdsema & Cuppen 2006).

Gli adulti di questa specie probabilmente svernano nell'acqua e si rinvergono durante tutti i mesi dell'anno; il periodo ideale per effettuarne il monitoraggio in Europa centrale è compreso tra aprile e settembre (cfr. Nilsson & Holmen 1995; Cuppen et al. 2006b; Kalniņš 2006). Tale periodo può presumibilmente

essere considerato idoneo anche per monitorare la specie in Italia settentrionale.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio (vedi capitolo riguardante la diagnosi morfologica della specie). Il primo step consiste nel selezionare un ambiente acquatico dove la presenza della specie target sia nota. Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuarne non meno di tre, equamente distribuite nell'arco del periodo proposto.

È opportuno che nella settimana precedente il campionamento non siano state segnalate piogge consistenti, in modo che il livello di stagni e/o laghi non sia eccessivo.

Per la cattura si possono utilizzare diverse strategie: 1) classica rete surber da macroinvertebrati disposta da un estremo all'altro dello stagno (consigliata per profondità non superiori ai 50 cm, in siti con almeno una leggera corrente); 2) campionamento standard con retino immanicato [diametro del retino non superiore a 30 cm; diametro delle maglie inferiore ad 1 millimetro] in ambienti idonei (cfr. Cerretti et al. 2004: 68), senza uccisione degli esemplari: in questo caso è sufficiente smuovere il substrato e poi pescare in maniera casuale con il retino; 3) trappole ad imbuto. Queste trappole si possono costruire molto facilmente utilizzando una bottiglia di plastica da 1 o 1,5 litri con imboccatura di circa 2 cm di diametro, tagliata a circa 15 cm dalla base. La porzione superiore viene re-inserita rovesciata (cfr. fig. 52), con il tappo rimosso, utilizzando esche idonee (fegato di pollo, pezzi di carne, ecc.) (cfr. Koese & Cuppen 2005). In questo caso le trappole vanno collocate orizzontalmente in prossimità della riva, sommerse e legate a grosse pietre o incastrate tra la vegetazione sommersa (cfr. Kalniņš 2006, fig.1) in modo che restino fer-

me oppure fissate verticalmente sul fondo, lasciando emersa la parte terminale contenente aria (Koese & Cuppen 2006, fig. 1). In ogni sito si consiglia di posizionare un numero di trappole sufficiente a coprire l'intero perimetro del corpo d'acqua, collocandole a 3 m di distanza l'una dall'altra (cfr. Cuppen & Koese 2005: 48). Se si decide di utilizzare le trappole, queste ultime andranno controllate quotidianamente.

La marcatura non deve influire sulla fitness dell'animale, sulle sue capacità dispersive e riproduttive. Esistono varie tecniche di marcatura (Méndez 2008), ed è quindi consigliabile privilegiare la meno invasiva possibile. Il colorante non deve essere tossico e deve essere resistente all'acqua. È fondamentale utilizzare colori differenti per siti diversi ma adiacenti, in modo da non confondere individui marcati in siti di studio eterogenei. Come marcatore sarà necessario utilizzare un pennarello con la punta sufficientemente fine per un insetto di tali dimensioni.

Il codice scelto per la marcatura deve prevedere un numero sufficiente di combinazioni per poter marcare in modo univoco tutti gli esemplari catturati durante il periodo di monitoraggio (Campanaro et al. 2011a). Le aree del corpo dell'insetto potenzialmente utilizzabili per la marcatura sono molteplici ma sono probabilmente da preferire quelle poste nella parte dorsale dell'animale in modo da non aumentarne la visibilità ad occhi di eventuali predatori sommersi e in agguato sul fondo dello specchio d'acqua (cfr. Campanaro et al. 2011a per un possibile schema di marcatura).

#### **Come verificare la presenza della specie**

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *G. bilineatus* in un determinato sito prevede la cattura diretta degli esemplari adulti mediante una delle metodologie descritte per il monitoraggio della specie (cfr. paragrafo "Monitoraggio").



Fig. 40. Adulto di *G. bilineatus* (foto G. Fiumi) (da Mazzoldi et al. 2009).

## *Lucanus cervus* (Linnaeus 1758)

Nome comune italiano: Cervo volante

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Coleoptera

Famiglia: Lucanidae

Genere: *Lucanus* Scopoli 1763

### Il genere *Lucanus* Scopoli 1763

I coleotteri del genere *Lucanus* sono di grandi dimensioni (anche oltre 90 mm), caratterizzati da antenne genicolate, ad angolo retto, composte da un numero variabile di articoli, capo notevolmente sviluppato e maschi con mandibole talvolta enormi, anche più lunghe dell'intero corpo (fig. 41).

Il pronoto e le elitre sono convessi, e queste ultime coprono quasi interamente il pigidio. Le tibie anteriori sono dentate lungo il margine esterno, mentre quelle mediane e posteriori presentano due speroni nella porzione apicale (Franciscolo 1997).

### Diagnosi morfologica della specie *Lucanus cervus*

**Adulto.** Lunghezza totale 25–85 mm (Franciscolo 1997). Colorazione variabile, dal nero al bruno-rossastro. I maschi di *L. cervus* rappresentano i coleotteri più grandi della fauna europea e si riconoscono immediatamente per le mandibole enormi, sviluppate in modo allometrico, ossia non proporzionale al resto del corpo (fig. 41). Lo sviluppo delle mandibole è in realtà molto variabile, e la cosiddetta forma “telodonte”, ossia con le mandibole estremamente sviluppate, è abbastanza rara (Franciscolo 1997; Sabatinelli 2012). Sono più comuni individui con mandibole mediamente (mesodonti) o poco (priodonti) sviluppate. Si ipotizza che la variabilità dimensionale delle mandibole possa dipendere dalla durata della permanenza allo stato larvale e dalla qualità del legno ospitante (Hardersen et al. 2011).

La clava antennale è composta da un numero variabile (4–7) di articoli (Franciscolo 1997; Sabatinelli 2012).

Gli individui con mandibole particolarmente ridotte possono essere confusi con i maschi dell'affine *L. tetraodon* Thunberg 1806. Tuttavia le due specie si distinguono in genere facilmente grazie al dente me-

diano delle mandibole, che in *L. cervus* è situato nella metà distale del margine interno, mentre in *L. tetraodon* si trova sempre nella metà prossimale (Franciscolo 1997).

Inoltre, la clava antennale di *L. tetraodon* è formata sempre da almeno cinque articoli, di dimensioni più progressive, e gli angoli posteriori del pronoto sono di norma più netti, mentre in *L. cervus* sono più smussati (Franciscolo 1997; figg. 41–42).

In questa specie il dimorfismo sessuale è molto accentuato: infatti la femmina, di dimensioni notevolmente inferiori (28–54 mm), presenta mandibole molto ridotte e il capo più stretto del pronoto (Franciscolo 1997; Sabatinelli 2012; fig. 42).

**Larva.** Le larve appartenenti alla famiglia Lucanidae sono caratterizzate da morfologia omogenea, e in generale presentano i caratteri tipici delle larve degli Scarabaeoidei: forma tipicamente a “C”, capo sclerificato e zampe ben sviluppate anch'esse sclerificate (Franciscolo 1997; Sabatinelli 2012; fig. 43). Rispetto alle famiglie affini, le larve di Lucanidae sono molto allungate e si distinguono grazie all'apertura anale longitudinale che è a forma di Y (Franciscolo 1997; Sabatinelli 2012).

Nel dettaglio, la larva di *L. cervus* è caratterizzata dall'area spinulata del raster (disegno spiniforme sull'ultimo sternite) notevolmente sviluppata (Franciscolo 1997; Sabatinelli 2012).

### Tassonomia molecolare

Nelle zone di sovrapposizione tra le porzioni italiane dell'areale di *L. cervus* e *L. tetraodon* sono presenti individui con caratteristiche morfologiche apparentemente intermedie tra le due specie. Nell'ambito del presente progetto, il CNBFVR, in collaborazione con il gruppo di ricerca del Prof. Audisio dell'Università di Roma “Sapienza”, con lo ZOOPLANTLAB dell'Università

di Milano Bicocca, con il Museo di Storia Naturale di Milano e con il Museo di Storia Naturale “La Specola” di Firenze, ha condotto uno studio mirato ad approfondire lo status tassonomico di queste forme “intermedie” sia mediante l’utilizzo di analisi molecolari (G. Antonini dati inediti), sia tramite morfometria geometrica (Colangelo et al., dati inediti).

Come marcatore molecolare è stato selezionato un frammento della Citocromo c Ossidasi (COI) mitocondriale, sequenziando tale gene in un totale di trentasette esemplari appartenenti a *L. cervus*, *L. tetraodon* ed alla “forma intermedia”. Questo marcatore nei Coleotteri è di norma molto valido sia per la valutazione della variabilità intra-specifica, sia per quella tra specie differenti ma affini.

Nel limite del possibile, il DNA è stato estratto con tecniche non invasive, utilizzando i tessuti muscolari prelevati da un frammento di zampa asportato all’animale ancora vivo. È stato dimostrato che tale menomazione non produce effetti negativi sulla fitness dell’organismo. Il gene selezionato è stato poi amplificato mediante Reazione a Catena della Polimerasi (PCR) e successivamente sequenziato ed analizzato.

È risultato che gli individui con “morfologia intermedia” rientrano completamente nella variabilità genetica di *L. cervus* e sono quindi da attribuire senza dubbio a questa specie, perlomeno sulla base di questo marcatore, che, essendo mitocondriale, è ad eredità materna. Tale risultato è stato confermato anche dalle analisi preliminari sia su marcatori nucleari, sia con analisi di morfometria geometrica, in cui sono stati presi in considerazione caratteri chiave come capo, pronoto, mentum e antenne. Un’analisi di morfometria tradizionale è stata invece condotta sulle mandibole.

Questo studio ha inoltre messo in luce come le due specie italiane attribuite al genere *Lucanus* (*L. cervus* ed *L. tetraodon*) siano nettamente distinte sia da un punto di vista molecolare, sia morfometrico.

### **Ecologia, biologia e fenologia**

Come descritto nel contributo del CNBFVR riguardante il monitoraggio dell’entomofauna saproxilica (Campanaro et al. 2011a), per lo sviluppo larvale questa specie predilige boschi maturi di latifoglie, soprattutto quercete planiziali (a dominanza di *Quercus robur*), o di media altitudine; è segnalata in Europa dal livello del mare sino a circa 1700 m di quota, ed è presente anche in ambienti urbanizzati (Harvey et al. 2011). L’ovideposizione e lo sviluppo postembrionale avvengono a spese di numerose specie arboree e spesso la femmina, per deporre le uova, scava gallerie in profondità (75–100 cm) nel sistema radicale della

pianta (Franciscolo 1997).

La larva vive nei ceppi in decomposizione e nei cavi dei tronchi, si nutre del legno marcescente e richiede da tre a sei anni per lo sviluppo completo.

La fenologia della specie dipende dalle variabili climatiche e geografiche (Campanaro et al. 2011a,b). Gli adulti vivono in genere tre–quattro settimane e compaiono a partire dalla fine di maggio; i maschi emergono circa una settimana prima delle femmine e il periodo di volo si protrae al massimo fino ad agosto (Franciscolo 1997; Harvey et al. 2011; Campanaro et al. 2011a,b).

I maschi iniziano a volare nel tardo pomeriggio, fino a sera inoltrata, mentre le femmine raramente volano ed è più frequente rinvenirle sul suolo (Franciscolo 1997). La larva matura si impupa alla fine dell’autunno, costruendosi un bozzolo con frammenti litici e terriccio a circa 20 cm di profondità nel terreno. La fase pupale dura fino a sei settimane, e lo sfarfallamento avviene nella tarda primavera successiva (Harvey et al. 2011). Al contrario delle larve, che sono xilofaghe obbligate, gli adulti si nutrono di sostanze zuccherine, come linfa e frutta matura.

### **Distribuzione geografica e fattori minaccianti**

*L. cervus* è diffuso in tutta la regione Palearctica occidentale, dal Portogallo al Kazakistan, incluso il Medio Oriente (Franciscolo 1997), dove peraltro recenti dati genetici (Thomas et al., in prep.) sembrano suggerire come alcune locali popolazioni siano geneticamente piuttosto differenziate da quelle europee. In Italia questa specie è distribuita nelle regioni settentrionali e centrali, fino alla Campania (dove è nota un’unica segnalazione di Luigioni del 1929). Nei dintorni di Roma (Bosco di Manziana) vive in simpatria con l’affine *L. tetraodon*, che è invece diffuso nell’Italia meridionale, oltre a poche popolazioni in Emilia-Romagna (Fabbri 2010), Liguria e Lombardia (Zilioli & Pittino 2004). È nota anche una segnalazione di *L. cervus* in Sicilia (Bartolozzi & Maggini 2005), ma non è stata confermata da reperti recenti e tale dato potrebbe verosimilmente essere ricondotto ad errori di cartellinatura o ad introduzioni accidentali, come già appurato per le antiche segnalazioni in Sardegna (Bargagli 1872; Cortellessa 2010).

Come per tutte le specie saproxiliche, il principale fattore di minaccia è rappresentato dalla distruzione e frammentazione dell’habitat forestale sia a causa di incendi, sia, soprattutto, a causa dell’impatto antropico (disboscamento).

### **Monitoraggio**

**Background.** In un recente studio condotto dai ricer-

catori delle Università di Londra e York (Harvey et al. 2011) è stata pubblicata una sintesi dei protocolli di monitoraggio per *L. cervus*.

Sono state testate differenti metodologie:

1) **Trappole con sostanze attrattive:** gli autori hanno utilizzato 100 mg di prodotto (alpha-copaene), impregnando un frammento di cotone inserito in una provetta, a sua volta collocata all'interno di una trappola aerea. Tale sostanza chimica è emessa anche in maniera naturale da alcuni frutti come il mango, l'avocado, le fragole, le pesche e le banane. Gli individui catturati sono stati marcati sulle elitre, con piccole incisioni mediante un taglierino, e rilasciati ad almeno 50 m dalla trappola. L'esperimento è stato condotto nel pieno della stagione di volo (da fine maggio a metà luglio), nel periodo 2005–2008. Trappole di “controllo” (senza sostanza attrattiva) sono state collocate a 2 m dalla trappola effettiva. La posizione delle trappole è stata cambiata ogni tre settimane.

2) **Trappole a caduta (pitfall traps):** in questo caso Harvey e collaboratori (2011) hanno utilizzato trappole di 180 mm di diametro e 170 mm di profondità, posizionate in prossimità delle radici di alberi idonei alla presenza della specie, nelle quali sono state inserite provette di vetro contenenti la stessa sostanza attrattiva usata nel precedente esperimento. Anche in questo caso una trappola di controllo è stata situata a 2 m dalla quella effettiva, la cui posizione è stata modificata ogni tre settimane. Ogni trappola è stata controllata due volte al giorno nell'arco delle sei settimane incluse tra fine maggio e metà luglio.

3) **Transetti stradali:** transetti lineari sono stati organizzati lungo un tratto di 600 m di una strada larga 4.5 m, non illuminata, con lo scopo di contare il numero di individui uccisi o feriti a causa del passaggio di veicoli stradali. L'esperimento è stato condotto tra il 2004 ed il 2008, nel periodo maggio–agosto, camminando sul ciglio della strada, tutti i giorni tra le 9.30 e le 10.00. Gli individui morti sono stati raccolti, quelli feriti sono stati rimossi e spostati nelle vicinanze.

Nel Parco Nazionale della Val Grande è stato effettuato uno studio di cattura-marcatura-ricattura sul *Lucanus cervus* (Chiari et al., in stampa) per testare i più noti metodi di cattura (avvistamento lungo transetti, trappole ad intercettazione aerea e trappole a caduta) e alcune sostanze potenzialmente attrattive. Sulla base di quanto riportato in Harvey et al. (2011), come potenziali attrattori sono stati utilizzati la radice di zenzero, il succo di ciliegia, lo sciroppo d'acero, il succo di mango e il vino rosso. I potenziali attrattori si sono rivelati inefficaci. Parallelamente, molte trappole a caduta sono state danneggiate dai cinghiali (*Sus scrofa*)

e pertanto questo metodo viene sconsigliato poiché espone il cervo volante a predazione. Di conseguenza, gli incontri a vista sono risultati essere il metodo più efficace per il monitoraggio dei *Lucanus*.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il CNBFVR, nell'ambito del progetto sul monitoraggio dell'entomofauna saproxilica (Campanaro et al. 2011a) e ulteriori ricerche (Campanaro et al. 2011b, Campanaro & Bardiani 2012), ha proposto tre protocolli mirati al monitoraggio di *L. cervus*, il primo basato sull'avvistamento lungo transetti, il secondo basato sul metodo di cattura-marcatura-ricattura (CMR), il terzo sulla conta dei resti di predazione. Si tratta di protocolli che sono attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR e, per alcuni di essi, i risultati saranno pubblicati nell'immediato futuro.

1) **Avvistamento lungo transetti:** il metodo, già testato con successo in Slovenia (Vrezec & Kapla 2007; Vrezec et al. 2007), Inghilterra (Fremlin 2009) e Spagna (GTLI 2005), consiste nel conteggiare gli individui adulti avvistati a terra o in volo lungo percorsi lineari predefiniti (transetti).

I campionamenti hanno luogo una volta a settimana durante la stagione di attività della specie (sostanzialmente da inizio giugno a metà settembre), in un orario compreso fra i 45 minuti prima e i 15 minuti dopo l'orario del tramonto, in genere tra le 19.00 e le 21.00 alle latitudini italiane. La durata dei transetti non dovrebbe essere inferiore ai 30 minuti e i transetti, ove possibile, dovrebbero coincidere con sentieri, viali forestali o aree marginali del bosco, al fine di agevolare l'operatore nella visualizzazione degli individui. È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili. La lunghezza dei transetti deve essere di almeno 500 m e i percorsi devono essere continui e facilmente percorribili.

È consigliabile avere una planimetria dell'area da monitorare e, in base a questa, pianificare il numero e la posizione dei transetti in modo da coprire la maggior superficie possibile, naturalmente in funzione del numero di operatori disponibili. Se la zona presenta caratteristiche sufficientemente omogenee è consigliabile fissare una serie di transetti paralleli ed equamente distanziati. In corrispondenza dei punti di inizio e di fine transetto è necessario rilevare le coordinate GPS (mediante GPS o Google Earth; Campanaro et al. 2011a). Per ottenere dati sull'abbondanza annuale della specie è opportuno ripetere le sessioni di monitoraggio una volta la settimana per almeno dodici–tredici set-

timane, da giugno a metà settembre, per coprire tutto il periodo di attività stagionale degli adulti (GTLI 2005; Campanaro et al. 2011a). Questa varia in base alla latitudine e all'altitudine: è necessario quindi fare una ricerca preliminare per programmare la prima e l'ultima sessione di monitoraggio.

Lo studio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura. Durante il percorso lungo il transetto il numero di individui avvistati deve essere annotato su un'apposita scheda di campo. Come già indicato il monitoraggio inizia circa 45 minuti prima dell'orario del tramonto, tale scelta è motivata dal fatto che il cervo volante, in Italia, è attivo soprattutto durante l'ora del crepuscolo, nei mesi di giugno e luglio, in giornate calde, nuvolose e senza pioggia (Franciscolo 1997; Campanaro et al. 2011a; Campanaro & Bardiani 2012). Considerato l'orario è sicuramente utile la presenza di una o più torce tra l'equipaggiamento essenziale.

Le variabili climatiche fondamentali possono essere rilevate mediante un *data logger*, uno strumento elettronico che permette di rilevare in tempi brevissimi temperatura e umidità dell'aria. I *data logger* devono essere programmati per rilevare quotidianamente l'andamento di temperatura e umidità, per tutta la durata del monitoraggio.

**2) Cattura-marcatura-ricattura:** questa classica metodologia consiste nel catturare esemplari di una determinata popolazione, marcarli, rilasciarli e successivamente effettuare una serie di ricatture.

In base al rapporto tra individui marcati ricatturati e individui catturati non marcati è possibile quantificare la consistenza numerica della popolazione (Amstrup et al. 2005; Hill et al. 2005; Campanaro et al. 2011a).

I risultati ottenuti dalle sessioni di CMR, effettuate in uno stesso sito in anni differenti, permetteranno di ottenere informazioni sull'andamento demografico delle popolazioni nel tempo.

Hawes (2008) ha già testato con successo questo metodo su *L. cervus* in uno studio preliminare in Inghilterra.

Anche in questo caso il protocollo va applicato in zone dove la presenza della specie sia stata accertata su base bibliografica, o perlomeno dove siano riscontrati habitat compatibili.

I transetti vanno impostati con modalità analoghe a quelle descritte nel precedente protocollo ("avvistamento lungo transetti").

Una volta selezionata l'area di studio e organizzati i

transetti, l'operatore può programmare le giornate di campionamento: si consiglia un numero di sessioni di campionamento non inferiore a sei, mentre l'intervallo tra una sessione e l'altra può variare da uno a tre giorni (è importante mantenere costante, per quanto possibile, questo intervallo per tutta la durata del monitoraggio). In caso di maltempo rinviare la sessione al giorno successivo (Campanaro et al. 2011a). L'orario ideale è, come nel caso precedente, tra le 19.00 e le 21.00, per i motivi sopra citati.

La cattura degli individui in volo può essere effettuata mediante un semplice retino entomologico standard per fitofagi (lunghezza manico in massima estensione: 2 m; diametro minimo del cerchio: 40 cm; non utilizzare un retino da farfalle), gli esemplari a terra (soprattutto femmine) vanno raccolti manualmente. La marcatura non deve influire sulla fitness dell'organismo, sulle sue capacità dispersive e riproduttive. Esistono varie tecniche di marcatura (Méndez 2008), ed è quindi consigliabile privilegiare la meno invasiva possibile. Nel caso particolare si possono colorare o numerare zone specifiche, preferibilmente sul lato ventrale dell'insetto in modo da limitarne al minimo la visibilità. Il colorante non deve essere tossico e deve essere resistente all'acqua. È fondamentale utilizzare colori differenti per siti diversi ma adiacenti, in modo da non confondere individui marcati in siti di studio eterogenei. In alternativa si possono effettuare piccole incisioni su una delle elitre, usando un semplice taglierino: quest'ultimo metodo è però molto invasivo, e il suo utilizzo è quindi sconsigliato.

Come marcatore è consigliabile utilizzare uno dei seguenti coloranti: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori (testato da Campanaro et al. 2011a); 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco (Hawes 2008). Questa casa produttrice presenta in listino dei marcatori colorati che sembrano rispondere meglio ai requisiti di non tossicità per l'animale (Campanaro et al. 2011a); 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori (Méndez 2008).

Il codice scelto per la marcatura deve prevedere un numero sufficiente di combinazioni per poter marcare in modo univoco tutti gli esemplari catturati durante il periodo di monitoraggio (Campanaro et al. 2011a).

**3) Campionamento dei resti di predazione:** in alcune circostanze ambientali è possibile utilizzare i resti di predazione di cervo volante per il monitoraggio (Hawes 2005, Campanaro et al. 2011b). Uno dei predatori più comuni è rappresentato dalla cornacchia

griglia *Corvus corone cornix* e i resti di predazione sono facilmente individuabili lungo sentieri o strade forestali libere dalla vegetazione. Essi consistono soprattutto nel capo, resti di pronoto ed elitre.

Tale metodo offre una stima indiretta della presenza della specie (poiché ad essere rilevato è l'effetto della predazione su *L. cervus* da parte di una specie differente) inoltre permette di ottenere dati di presenza riferiti essenzialmente ad esemplari maschi (con attitudine al volo maggiore e quindi più soggetti alla predazione). Nonostante ciò può fornire utili risultati per stimare l'abbondanza della popolazione residente e raccogliere informazioni fenologiche (Campanaro et al. 2011b). Inoltre il metodo ha notevoli vantaggi: nessun impatto sulla popolazione, facilmente applicabile anche da personale non esperte e possibilità di collezionare un elevato numero di dati.

La raccolta dei resti deve avvenire seguendo un protocollo standard, lungo transetti precedentemente individuati e percorsi a velocità costante (è possibile effettuare questo tipo di monitoraggio in concomitanza con l'“avvistamento lungo transetti” precedentemente descritto) con frequenza settimanale e per la durata dell'intera stagione di attività. I resti di predazione, una volta individuati, devono essere prelevati dall'ambiente e il loro numero e la posizione lungo il transetto devono essere registrati in un'apposita scheda di campo.

temente descritto) con frequenza settimanale e per la durata dell'intera stagione di attività. I resti di predazione, una volta individuati, devono essere prelevati dall'ambiente e il loro numero e la posizione lungo il transetto devono essere registrati in un'apposita scheda di campo.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo migliore per accertare l'eventuale presenza di *Lucanus cervus* in un determinato sito prevede l'avvistamento di individui adulti di sesso maschile in volo, o di entrambi i sessi (ma soprattutto femmine) a terra, da parte di un operatore che cammini all'imbrunire lungo sentieri idonei alla presenza della specie, nel periodo di maggiore attività per questo coleottero (cfr. “Ecologia, biologia e fenologia” e “Monitoraggio” di *L. cervus*).

Anche il ritrovamento di resti può essere considerato un buon segnale sulla presenza della specie, sebbene esista il rischio che il resto ritrovato possa essere stato trasportato in quel determinato sito da parte di un uccello o di altri predatori.



Fig. 41. Adulto maschio di *Lucanus cervus* (foto C. Morelli).



Fig. 43. Larva di *Lucanus* sp. (foto G. Giovagnoli).



Fig. 42. Adulto femmina di *Lucanus cervus* (foto C. Morelli).



## *Osmoderma eremita* (Scopoli 1763)

**Nome comune italiano:** Scarabeo eremita, scarabeo odoroso

**INQUADRAMENTO SISTEMATICO:**

**Ordine:** Coleoptera

**Famiglia:** Cetoniidae

**Genere:** *Osmoderma* Le Peletier & Serville 1828

### **Il genere *Osmoderma* Le Peletier & Serville 1828**

I coleotteri del genere *Osmoderma* sono di relativamente grandi dimensioni, generalmente non oltre i 30 mm (Audisio et al. 2009), caratterizzati da colorazione marrone nerastra lucida con riflessi verdastri, antenne formate da dieci segmenti, con clava di tre; capo del maschio con un corto tubercolo in prossimità dell'inserzione antennale (Sparacio 2000; fig. 44). Sempre nel maschio, il pronoto è convesso e con due rilievi longitudinali nella zona discale, e le tibie anteriori sono tipicamente irrobustite. Le elitre sono glabre, con apice di forma variabile, e angolo suturale più o meno arrotondato; scutello ampio (Sparacio 1994, 2000; fig. 44). I maschi di tutte le specie appartenenti a questo genere rilasciano un feromone specifico dal caratteristico e intenso odore di cuoio (Tauzin 1994; Svensson et al. 2003; Ranius et al. 2005).

### **Diagnosi morfologica del complesso di specie *Osmoderma eremita***

Una serie di recenti contributi specialistici (Tauzin 1994; Sparacio 1994, 2000; Audisio et al. 2007, 2009) ha messo in evidenza come sotto il nome di *O. eremita* s. l., inserito negli Allegati II e IV della Direttiva Habitat, sia in realtà incluso un gruppo di cinque specie gemelle, il cui status specifico/sottospecifico è ancora oggetto di discussione: *O. eremita* s. str., *O. italicum* Sparacio 2000 e *O. cristinae* Sparacio 1994, tutte presenti in Italia, *O. barnabita* Motschulsky 1845 diffusa in Europa orientale, e infine l'endemita greco *O. lassallei* Baraud & Tauzin 1991. Le tre presunte specie italiane sono state separate successivamente alla pubblicazione della Direttiva Habitat (1992) e sono quindi da considerare a loro volta protette (Campanaro et al. 2011a). In questa sede è quindi opportuno approfondire gli aspetti sulla diagnosi morfologica analizzando le tre specie italiane singolarmente, almeno per quanto riguarda l'adulto,

sulla base dei caratteri proposti da Sparacio (2000).

*O. eremita* s. str (Italia settentrionale e centrale):

**Adulto.** Lunghezza totale 24–30 mm. Nel maschio: capo con punti rugosi e confluenti, pronoto con lati angolosi nel terzo anteriore, angoli posteriori marcati; elitre a superficie rugosa, grossolanamente punteggiata, senza strie evidenti. Apici elitrali fortemente e separatamente smussati (figg. 44–45a). Nella femmina: pigidio interamente zigrinato e rugoso.

*O. italicum* (Italia meridionale):

**Adulto.** Lunghezza totale 24–30 mm. Nel maschio: capo con punti distinti nella metà posteriore, confluenti in quella anteriore, pronoto con lati più o meno arrotondati nel terzo anteriore e angoli posteriori marcati; elitre a superficie rugosa, a tratti liscia e punteggiata, nell'area centrale con strie evidenti e irregolari. Apici elitrali angolosi e quasi contigui (fig. 45b). Nella femmina: pigidio con punti ovali o semicircolari, quasi ovunque confluenti e molto densi.

*O. cristinae* (Sicilia):

**Adulto.** Lunghezza totale 24–30 mm. Nel maschio: capo con punti non rugosi, separati tra loro al centro ma confluenti verso i lati; pronoto con lati più arrotondati e angoli posteriori poco marcati; elitre a superficie poco rugosa, a tratti liscia; area centrale con strie evidenti. Apici elitrali angolosi e quasi contigui (fig. 45c). Nella femmina: pigidio con punti semicircolari, netti e ben separati, poco confluenti verso i lati.

**Larva.** Le larve appartenenti alla famiglia Cetoniidae sono caratterizzate da morfologia omogenea, e in generale presentano i caratteri tipici delle larve degli Scarabaeoidei: forma tipicamente a "C", capo sclerificato e zampe ben sviluppate anch'esse sclerificate (fig.

46). Rispetto ai gruppi affini, le larve delle Cetoniinae (cui appartiene *Osmoderma*) sono meno allungate ma decisamente più robuste, non presentano ocelli semplici alle basi delle antenne, sono caratterizzate da un labrum trilobato, da pubescenza diffusa sotto forma di setole, da zampe che terminano con appendici cilindriche e non con artigli, e dall'apertura anale longitudinale trasversale e non a forma di Y (Kalinina & Shabalin 2008). Inoltre, le larve di Cetoniinae sono in grado di muoversi anche sul dorso, sfruttando le setole, il capo e il pigidio.

### Tassonomia molecolare

Il gruppo di ricerca del Prof. Audisio dell'Università di Roma "Sapienza", con la collaborazione del Prof. Carpaneto dell'Università di RomaTre e del CNBFVR, ha recentemente pubblicato uno studio mirato a chiarire la situazione tassonomica del complesso di specie di *Osmoderma eremita* s. l., al fine di confermare definitivamente lo status specifico per *O. cristinae* ed *O. italicum* (Audisio et al. 2009).

Come marcatore molecolare è stato selezionato il gene completo codificante per la Citocromo c Ossidasi mitocondriale (COI), sequenziando tale gene per un totale di ventisei esemplari appartenenti alle tre specie sopracitate e alle due specie balcaniche *O. barnabita* e *O. lassallei*, al fine di avere un quadro relativamente completo sulle specie europee del genere. Come già sottolineato, la COI nei Coleotteri è di norma molto valida sia per la valutazione della variabilità intraspecifica, sia per quella tra specie differenti.

Nel limite del possibile, il DNA è stato estratto con tecniche non invasive, utilizzando i tessuti muscolari prelevati da un frammento di zampa (generalmente l'ultimo tarsomero) asportato all'animale ancora vivo. È stato dimostrato come tale menomazione non produca effetti negativi sulla fitness dell'organismo. Il gene selezionato è stato poi amplificato mediante Reazione a Catena della Polimerasi (PCR) e successivamente sequenziato ed analizzato.

Il marcatore molecolare selezionato ha raggruppato le tre specie italiane del complesso *O. eremita* s.l. in tre cladi affini ma nettamente separati e differenziati geneticamente, supportando quindi l'ipotesi di Sparacio (1994, 2000) sull'effettivo differenziamento delle tre specie. È importante sottolineare che, per quanto riguarda *O. italicum*, a causa della sua estrema rarità, sono stati sinora pubblicati i dati di sequenziamento relativi ad un solo individuo: ne consegue che per confermare in maniera definitiva lo status specifico per questo taxon, saranno necessarie ulteriori analisi, attualmente in fase di completamento e pubblicazione (Antonini et al., dati inediti).

Infine, le tre specie italiane del complesso *O. eremita* sono risultate comunque nettamente distinte dalle due specie dell'Europa centro-orientale e dei Balcani.

### Ecologia, biologia e fenologia

Come descritto nel contributo del CNBFVR riguardante il monitoraggio dell'entomofauna saproxilica (Campanaro et al. 2011a), per lo sviluppo larvale questa specie predilige boschi maturi di latifoglie, soprattutto querce e lecci, castagni, faggi, gelsi e salici ancora vivi, purchè siano secolari, cavitati e con abbondanza di rosura e legno marcescente (Ranius et al. 2005). È importante che l'ambiente non abbia un'eccessiva copertura vegetazionale, in modo da garantire un'elevata esposizione luminosa indispensabile per il microclima idoneo allo sviluppo di questa specie (Ranius & Nilsson 1997). La specie è stata rilevata sino a circa 1400 m di quota (Ranius & Nilsson 1997).

La larva vive nei ceppi in decomposizione e nei cavi dei tronchi, si nutre del legno marcescente nonché della rosura e dell'humus che si accumulano nelle cavità, e richiede da tre a sei anni per lo sviluppo completo (Ranius et al. 2005). L'ampiezza della cavità è aumentata dall'attività scavatoria della larva stessa.

Le femmine depongono 20–80 uova, la cui incubazione dura due–tre settimane, mentre le larve completano lo sviluppo in tre–quattro anni e si impupano in autunno (Ranius et al. 2005). Il bozzolo è ovale ed è costituito dai propri escrementi compattati con frammenti di legno; la metamorfosi viene effettuata la primavera successiva. Gli adulti possono essere avvistati tra luglio e settembre: in Italia e in Svezia, solitamente si scorgono nelle ore pomeridiane, in Francia e Germania al crepuscolo, in Russia anche la notte (Campanaro et al. 2011a).

### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*O. eremita* s. str. è diffuso in Europa centro-occidentale, dalla Spagna alla Germania, inclusa la Svezia meridionale (Audisio et al. 2009). In Italia è distribuita nelle regioni settentrionali e centrali, fino alle zone appenniniche del basso Lazio. *O. italicum* è invece endemico delle aree forestali ad alto fusto dell'Italia centro-meridionale, dal Cilento alla Calabria. Infine, *O. cristinae* è endemica delle regioni montuose della Sicilia settentrionale (Sparacio 1994, 2000; Audisio et al. 2009).

Come per tutte le specie saproxiliche, il principale fattore di minaccia è rappresentato dalla distruzione e frammentazione dell'habitat forestale sia a causa di incendi, sia, soprattutto, a causa dell'impatto antropico (disboscamento).

## Monitoraggio

**Background.** In passato, studi mirati al monitoraggio di *O. eremita* sono stati realizzati principalmente in Svezia, dove questa specie è relativamente meno rara, in confronto agli estremi meridionali del suo areale. Tali studi sono stati basati su “metodologie classiche” come la raccolta con successivo conteggio delle larve, la raccolta dei resti, o la cattura mediante trappole a caduta (Ranius & Nilsson 1997; Ranius 2001). Tuttavia, le suddette metodologie, sebbene forniscano indicazioni di massima sulla distribuzione della specie, raramente sono in grado di garantire dati sufficienti riguardanti le dimensioni e la “salute” delle popolazioni (Svensson et al. 2003). Uno studio chiave in tal senso è stato realizzato, sempre in Svezia, da Svensson e collaboratori (2003), tramite l'utilizzo del feromone specifico utilizzato dai maschi di *O. eremita* come richiamo sessuale: il  $\gamma$ -decalattone.

L'esperimento è stato condotto nei mesi di luglio e agosto negli anni 2001 e 2002 presso Linköping, nella Svezia meridionale. Un totale di ventiquattro alberi secolari (ventitre querce e un frassino) è stato selezionato come area di studio. La presenza di *O. eremita* in quest'area era documentata da studi precedenti.

Nelle cavità di ciascun albero è stato applicato un campionatore di aria (Svensson et al. 2003) in grado di rilevare la presenza di  $\gamma$ -decalattone, che è direttamente correlato con la presenza della specie. Tracce di feromone sono state rilevate in quattordici dei ventiquattro alberi analizzati: in ognuno di questi quattordici alberi è stata quindi posizionata una trappola a caduta in modo da verificare l'effettiva presenza della specie e nel 100% dei casi *O. eremita* è stato catturato nel giro di due giorni.

In un successivo studio (Larsson & Svensson 2009) è stato dimostrato come il feromone  $\gamma$ -decalattone sia valido non solamente per la cattura di *O. eremita*, ma anche per un suo predatore specializzato, il coleottero Elateridae *Elater ferrugineus* Linnaeus 1758, che è quindi in grado di riconoscere il feromone rilasciato dalla sua preda.

Di recentissima pubblicazione (Chiari et al. 2013a) uno studio che ha messo a confronto quattro diverse metodologie di cattura per il monitoraggio di *Osmoderma eremita* in Italia centrale. Il monitoraggio è stato condotto mediante CMR, durante il periodo di massima attività della specie (dalla fine di giugno all'inizio di agosto); le catture sono state condotte con quattro differenti modalità: (1) ricerca diretta; (2) trappole aeree attivate con feromone  $\gamma$ -decalattone; (3) Black Cross Windows Trap (BCWT: trappola specifica per *O. eremita*, con l'uso di feromone come sostanza attrattiva e pannelli neri, che hanno la fun-

zione di mimare la cavità di un albero, per l'intercettazione degli insetti in volo); (4) trappole a caduta vuote, posizionate all'interno delle cavità.

Le trappole a caduta e le BCWT sono risultate le due metodologie con il più alto tasso di cattura (27 e 23 catture rispettivamente, su un totale di 65 eventi totali di cattura/ricattura nell'arco della stagione), con un netto *sex-bias* degli esemplari catturati: 47 femmine e 18 maschi. Tale sbilanciamento è giustificato solo in parte dall'utilizzo del feromone (che in natura è prodotto dai maschi di *O. eremita* per attrarre le femmine), mentre per quanto riguarda le trappole a caduta, la causa del *bias* è da ricercarsi in un differente comportamento di maschi e femmine: i maschi tendono a passare più tempo fuori dalle cavità (es. sulle cortecce o talvolta sul suolo), mentre le femmine tendono ad essere più territoriali, stazionando all'interno dei cavi.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il CNBFVR, nell'ambito del progetto sul monitoraggio dell'entomofauna saproxilica (Campanaro et al. 2011a), ha proposto un protocollo mirato al monitoraggio con CMR di *O. eremita* basato sull'utilizzo del feromone  $\gamma$ -decalattone. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, ed i primi risultati saranno pubblicati nell'immediato futuro.

Il feromone è acquistabile presso la ditta Sigma-Aldrich (numero di catalogo: W236004, Sigma-Aldrich, <http://www.sigmaaldrich.com>).

Il metodo si basa sulla possibilità di catturare, mediante trappole attrattive, esemplari di una determinata popolazione, marcarli, rilasciarli nell'ambiente (sessione 1) e, successivamente, di effettuare una ricattura (sessione 2). In base al rapporto tra individui marcati ricatturati e individui catturati non marcati è possibile quantificare la consistenza numerica della popolazione (Amstrup et al. 2005; Hill et al. 2005; Campanaro et al. 2011a).

Come per le altre specie, il metodo deve essere applicato in aree di studio dove la presenza della specie sia documentata su base bibliografica o da esperienze pregresse.

Campanaro et al. (2011a) propongono tre differenti tipologie di trappola (Interception Air Trap, Black Cross Window Trap, Pitfall Trap), nei primi due casi con l'utilizzo del feromone specifico.

L'Interception Air Trap (fig. 47) è una trappola specifica per *O. eremita*, che prevede l'uso del feromone come sostanza attrattiva e pannelli trasparenti per l'intercettazione degli insetti in volo. È costituita da un pannello in plastica trasparente (l 12,5 cm, h

18,5 cm, spessore 3 mm) inserito in un imbuto per polveri (diametro superiore 12,5 cm, diametro collo 2,8 cm) che convoglia gli insetti intercettati all'interno di una bottiglia di plastica a sezione quadrata (capacità di circa 500 ml, diametro collo di circa 4 cm). La trappola è posizionata davanti all'entrata di una cavità dell'albero in modo da provocare la caduta di insetti che entrano o escono volando dalla cavità stessa. Il feromone serve a rafforzare l'efficacia della trappola, rendendola specificamente attrattiva nei confronti di *O. eremita* (Campanaro et al. 2011a). È sufficiente una provetta da 1,5 ml aperta, contenente un batuffolo di cotone impregnato con poche gocce di feromone.

La Black Cross Windows Trap, come già anticipato nel paragrafo precedente (Chiari et al. 2013a), è un'altra trappola specifica per *O. eremita*, con l'uso di feromone come sostanza attrattiva e pannelli neri per l'intercettazione degli insetti in volo.

È costituita da due pannelli neri di sostanza plastica incrociati fra loro (l 30 cm, h 25 cm, spessore 3 mm) inseriti in un imbuto di plastica (diametro superiore 30 cm, diametro collo 4 cm) che convogliano gli insetti intercettati all'interno di una bottiglia di plastica a sezione quadrata (capacità di circa 500 ml, diametro collo di circa 4 cm) (Svensson & Larsson 2008; Campanaro et al. 2011a). I pannelli neri hanno la funzione di trarre in inganno gli insetti, simulando una cavità. La trappola può essere posizionata davanti all'entrata di una cavità del tronco, oppure, data la sua capacità di imitare una cavità, anche sul tronco di alberi sani (Campanaro et al. 2011a). Anche in questo caso è sufficiente una provetta aperta contenente un batuffolo di cotone impregnato con poche gocce di feromone.

La Pitfall Trap è una trappola a caduta generalista, costituita da un bicchiere di plastica trasparente (diametro circa 6 cm) infossato nella rosura all'interno della cavità dell'albero con il bordo superiore a livello della superficie (Ranius 2001). Nel caso di *O. eremita*, per questo tipo di trappola non è utilizzato il feromone. In tutti e tre i casi, le trappole possono essere disposte o lungo un transetto lineare, o su una griglia con maglie quadrate, o in maniera del tutto casuale.

Lungo transetti lineari le trappole devono essere disposte a distanze variabili tra i 30 e i 50 m l'una dall'altra. All'interno di una maglia "quadrata" le trappole devono essere disposte ai nodi della stessa, a distanze analoghe a quelle dei transetti. La disposizione casuale prevede che le trappole non siano installate seguendo un ordine preciso ma in modo non ordinato all'interno dell'area di studio (Campanaro et al. 2011a).

La posizione delle trappole deve rimanere la stessa in tutti gli anni in cui si svolge l'analisi di monitoraggio. Durante le giornate sul campo, le variabili climatiche fondamentali possono essere rilevate mediante un *data logger*, uno strumento elettronico che permette di rilevare in tempi brevissimi temperatura e umidità dell'aria. I *data logger* devono essere programmati per rilevare quotidianamente l'andamento di temperatura e umidità, per tutta la durata del monitoraggio.

In Italia il periodo di studio ideale è compreso tra la seconda metà di giugno e la metà di agosto; si consiglia un numero di uscite di campionamento non inferiore a sei, in modo da coprire l'intero arco temporale di attività della specie.

Il controllo delle trappole deve essere effettuato almeno una–due volte al giorno, in quanto il feromone si degrada rapidamente per disidratazione. Inoltre, l'attività frenetica degli individui catturati all'interno delle trappole può comportare tempi di sopravvivenza piuttosto limitati (Campanaro et al. 2011a).

La marcatura non deve influire sulla fitness dell'organismo, sulle sue capacità dispersive e riproduttive. Esistono varie tecniche di marcatura (Méndez 2008), ed è quindi consigliabile privilegiare la meno invasiva possibile. Nel caso specifico si possono colorare o numerare zone specifiche, preferibilmente nel ventre dell'insetto in modo da limitarne al minimo la visibilità. Il colorante non deve essere tossico e deve essere resistente all'acqua. È fondamentale utilizzare colori differenti per transetti diversi ma adiacenti, in modo da non confondere individui marcati in siti di studio eterogenei.

Come marcatore è consigliabile utilizzare uno dei seguenti coloranti: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori (testato da Campanaro et al. 2011a); 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco (Hawes 2008). Questa casa produttrice presenta in listino dei marcatori colorati che sembrano rispondere meglio ai requisiti di non tossicità per l'animale (Campanaro et al. 2011a); 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori (Méndez 2008).

In alternativa, nel Lazio è stata sperimentata su *O. eremita* una tecnica di marcatura che prevede la realizzazione di microabrasioni a combinazione numerica sul lato dorsale delle elitre, effettuate con una minifresa da modellismo. In particolare, la marcatura è praticata con un piccolo trapano di precisione (Dremel Lithium Cordless 8000JE), seguendo un codice di riconoscimento unico ed inequivocabile (cfr. fig. 48; Campanaro et al. 2011a).

### Come verificare la presenza della specie

Il metodo migliore per accertare la presenza di *Osmoderma eremita* in un determinato sito prevede l'uti-

lizzo delle trappole a feromone ampiamente descritte nel protocollo di monitoraggio della specie (cfr. paragrafo "Monitoraggio di *O. eremita*").



Fig. 44. Adulto di *Osmoderma eremita* (foto B. Hank).

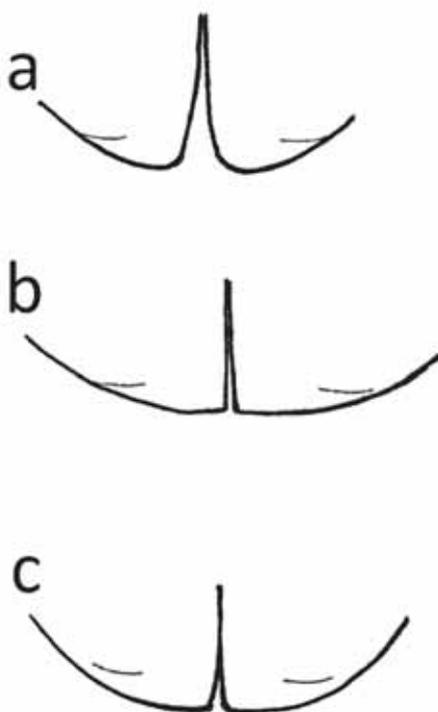


Fig. 45 a, b, c. Dettagli delle terminazioni elitrali di: a) *Osmoderma eremita*; b) *O. italicum*; c) *O. cristinae* (disegni I. Sparacio).



Fig. 46. Larva di *Osmoderma eremita* (foto G. Giovagnoli).



Fig. 47. Trappola a feromone per la cattura di *Osmoderma eremita* (foto Campanaro et al. 2011a).



Fig. 48. Proposta di schema di marcature per Coleotteri (da Campanaro et al. 2011a).

# *Cerambyx cerdo* Linnaeus 1758

Nome comune italiano: Cerambice della quercia

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Coleoptera

Famiglia: Cerambycidae

Genere: *Cerambyx* Linnaeus 1758

## Il genere *Cerambyx* Linnaeus 1758

I coleotteri del genere *Cerambyx* sono di grandi dimensioni (possono superare i 60 mm), caratterizzati da colorazione variabile, ma solitamente scura, dal verdastro al nero, almeno per quanto riguarda le specie europee.

Le antenne sono caratteristicamente robuste, lunghissime (anche oltre i 10 cm) e ricurve, talvolta superando ampiamente la lunghezza del corpo. Un altro carattere peculiare è rappresentato dalle elitre, che, soprattutto nei maschi, sono spesso acuminata a livello apicale.

La superficie del pronoto è solitamente lucida, le elitre sono granulose e possono essere pubescenti o meno, a seconda delle specie; la pubescenza elitrale può essere variabile anche a livello intraspecifico.

## Diagnosi morfologica della specie *Cerambyx cerdo*

**Adulto.** Lunghezza totale: 24–53 mm. Colorazione generalmente nera, ad eccezione della porzione apicale delle elitre che è invece rossastra (fig. 49).

Le antenne sono nodose fino al quinto segmento, superano ampiamente la lunghezza del corpo nei maschi, la pareggiano nelle femmine. Il pronoto è marcatamente lucido, la pubescenza è poco evidente, non distribuita su tutta l'elitra (fig. 49); l'addome è completamente glabro (Porta 1934; Pesarini e Sabbadini 1994).

Gli apici elitrali sono peculiarmente acuminati e troncati obliquamente nel maschio, tendenzialmente troncati in linea retta nella femmina. Le elitre presentano inoltre una caratteristica spina suturale (fig. 49) (Porta 1934; Pesarini e Sabbadini 1994).

In molte zone d'Italia *C. cerdo* vive in simpatria con l'affine *C. welensii* Küster 1846, da cui però si distingue per le elitre, che in *C. welensii* sono brune e meno marcatamente acuminata all'apice. Inoltre *C. welensii* è caratterizzato da pubescenza evidente, distribuita su

tutta l'elitra e anche sull'addome (Porta 1934; Pesarini & Sabbadini 1994; Campanaro et al. 2011a).

**Larva.** Le larve appartenenti alla famiglia Cerambycidae, ed in particolare quelle della sottofamiglia Cerambycinae (cui appartiene *Cerambyx*), sono caratterizzate da morfologia omogenea: larva bianca e carnosa, capo sclerificato e di colore arancione-rosso, nero intorno alla zona boccale; l'addome presenta una serie di cuscinetti carnosì sul margine dorsale e ventrale di ciascun segmento, ad eccezione degli ultimi, in modo da facilitare gli spostamenti in conseguenza del mancato sviluppo delle zampe (fig. 50).

Le larve di *Cerambyx* si distinguono per le enormi dimensioni, superando talvolta i 100 mm negli stadi più maturi.

## Ecologia, biologia e fenologia

Come descritto nel contributo del CNBFVR riguardante il monitoraggio dell'entomofauna saproxilica (Campanaro et al. 2011a), la larva di questa specie è legata per lo sviluppo alla presenza di vecchie querce senescenti ma ancora vitali, con predilezione per quelle più esposte al sole (Buse et al. 2007). Occasionalmente può colonizzare specie arboree differenti, come noce, frassino, olmo, salici e, più raramente, castagno, faggio e betulla (Müller 1950).

Dopo l'accoppiamento, che avviene in estate, la femmina depone le uova fra le screpolature della corteccia nelle grosse querce. Le larve, xilofaghe, si sviluppano durante il primo anno nella parte corticale del tronco, per poi scavare gallerie che si addentrano nel legno a partire dall'anno successivo (Bense 1995; AA. VV. 2007; Campanaro et al. 2011a; fig. 51).

Gli adulti svernano all'interno delle cellette pupali (Horák et al. 2009) e sono attivi sulla pianta ospite, dalla fine di maggio all'inizio di agosto (Buse et al. 2007). L'adulto è attivo prevalentemente nelle ore notturne

(Buse et al. 2008) e si nutre di linfa e frutti maturi (Dupont & Zagatti 2005). Talvolta è possibile avvistare questa specie in attività anche durante il giorno, nelle ore pomeridiane (Müller 1950; Campanaro et al. 2011a).

### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*C. cerdo* è ampiamente distribuito in ambito Paleartico occidentale, essendo diffuso in tutta l'Europa centrale e meridionale, in Africa settentrionale, Caucaso, Asia minore e Iran (Sama 2002, 2005), e si trova facilmente anche in paesaggi rurali e parchi urbani (Buse et al. 2007; Vigna Taglianti & Zapparoli 2006; Campanaro et al. 2011a). Tuttavia, le popolazioni dell'Europa centrale e settentrionale sono in forte declino a causa della rarefazione degli habitat idonei (Dupont & Zagatti 2005; Buse et al. 2008), e la specie è da considerare estinta nel Regno Unito e in Svezia continentale (Sama 2002, 2005).

In Italia *C. cerdo* si trova lungo tutta la penisola e nella isole maggiori, e si ritrova con frequenza soprattutto all'interno dei parchi urbani, mentre è più raro in ambienti naturali.

Come per tutte le specie saproxiliche, il principale fattore di minaccia è rappresentato dalla distruzione e frammentazione dell'habitat forestale sia a causa di incendi, sia, soprattutto, a causa dell'impatto antropico (disboscamento). Inoltre, questa specie è in alcuni casi perseguitata attivamente, in quanto considerata dannosa per i querceti (Campanaro et al. 2011a). Infatti, la larva durante lo sviluppo si nutre del legno di piante vecchie e già parzialmente compromesse. In questo modo ne accelera l'invecchiamento, minando la corteccia con le profonde e larghe gallerie che indeboliscono ulteriormente le fondamenta dell'albero. Una volta uscita dalla pianta, la larva cementifica il foro d'uscita con una secrezione, e si prepara per la ninfosi all'interno di apposite cellette (Campanaro et al. 2011a).

### Monitoraggio

**Background.** Sebbene *C. cerdo* sia incluso negli allegati II e IV della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è ancora stato condotto uno studio approfondito mirato al monitoraggio di questa specie.

Tuttavia, al congresso di Lubiana del giugno 2010 sulla conservazione dei coleotteri saproxilici, è stato comunicato che progetti riguardanti il monitoraggio di *C. cerdo* sono in fase di avvio sia in Slovenia, sia in Repubblica Ceca (Vrezec et al. 2007).

**Proposta operativa CNBFVR.** Il metodo si basa sulla possibilità di catturare, mediante trappole attrattive,

esemplari di una determinata popolazione, marcarli, rilasciarli nell'ambiente (sessione 1) e, successivamente, di effettuare una ricattura (sessione 2). In base al rapporto tra individui marcati ricatturati e individui catturati non marcati è possibile quantificare la consistenza numerica della popolazione (Amstrup et al. 2005; Hill et al. 2005; Campanaro et al. 2011a).

Come per le altre specie, il metodo va applicato in aree di studio dove la presenza della specie sia documentata su base bibliografica o da esperienze pregresse.

La cattura avviene mediante l'utilizzo di trappole aeree attivate con una miscela alcolico zuccherina, a base di aceto – o in alternativa vino, o birra – e frutta zuccherina (es. banane).

Per la costruzione delle trappole si utilizza una bottiglia di plastica che deve essere tagliata trasversalmente in due punti (fig. 52); in seguito la parte superiore della bottiglia deve essere reinserita al contrario, senza tappo. A questo punto l'operatore può riempire la porzione basale della bottiglia con la sostanza attrattiva (circa 300 ml). Per impedire che gli insetti catturati anneghino nella trappola, sopra il liquido zuccherino deve essere posizionata una rete metallica, con maglie non più grandi di 2 x 2 mm.

Le trappole devono essere collocate dove sono presenti segni evidenti di colonizzazione da parte della specie target: segni evidenti di questa colonizzazione sono la presenza di caratteristici fori di sfarfallamento, ellittici, larghi alcuni centimetri e che si aprono sulla superficie del tronco e dei rami principali (Campanaro et al. 2011a; fig. 51). I fori restano visibili per più anni ma quelli legati ad attività recente sono rosastri all'interno e presentano rosura lignea (Buse et al. 2007; Campanaro et al. 2011a).

Le trappole possono essere disposte o lungo un transetto lineare, o su una griglia con maglie quadrate, o in maniera del tutto casuale.

Lungo transetti lineari le trappole devono essere disposte a distanze variabili tra i 30 e i 50 m l'una dall'altra. All'interno di una maglia "quadrata" le trappole devono essere disposte ai nodi della stessa, a distanze analoghe a quelle dei transetti. La disposizione casuale prevede che le trappole non siano installate seguendo un ordine preciso ma in modo non ordinato all'interno dell'area di studio (Campanaro et al. 2011a).

La posizione delle trappole deve rimanere la stessa in tutti gli anni in cui si svolge l'analisi di monitoraggio. Durante le giornate sul campo, le variabili climatiche fondamentali possono essere rilevate mediante un *data logger*, ossia uno strumento elettronico che permette di rilevare in tempi brevissimi temperatura

e umidità dell'aria. I *data logger* devono essere programmati per rilevare quotidianamente l'andamento di temperatura e umidità, per tutta la durata del monitoraggio.

Il controllo delle trappole deve essere effettuato quotidianamente, per evitare che diversi cerambici all'interno della trappola entrino in conflitto (Campanaro et al. 2011a).

In Italia, il periodo di studio ideale è compreso tra la fine di maggio e l'inizio di agosto; si consiglia un numero di uscite di campionamento non inferiore a sei, equamente distribuite nel tempo, in modo da coprire tutto il periodo di attività della specie.

La marcatura non deve influire sulla fitness dell'organismo, sulle sue capacità dispersive e riproduttive. Esistono varie tecniche di marcatura (Méndez 2008), ed è quindi consigliabile privilegiare la meno invasiva possibile. Nel caso specifico si possono colorare o numerare zone specifiche, preferibilmente lungo il lato ventrale dell'insetto in modo da limitarne al minimo la visibilità. Il colorante non deve essere tossico e deve essere resistente all'acqua. È fondamentale utilizzare colori differenti per transetti diversi ma adiacenti, in modo da non rischiare di confondere individui marcati in siti di studio diversi.

Come marcatore è consigliabile utilizzare uno dei seguenti coloranti: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori (testato da Campanaro et al. 2011a); 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco (Hawes 2008). Questa casa produttrice presenta in listino dei marcatori colorati che sembrano rispondere meglio ai requisiti di non tossicità per l'animale (Campanaro et al. 2011a); 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori (Méndez 2008).

Il codice scelto per la marcatura deve prevedere un numero sufficiente di combinazioni per poter marcare in modo univoco tutti gli esemplari catturati durante il periodo di monitoraggio (cfr. fig. 47 per un possibile schema di marcatura; Campanaro et al. 2011a).

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo migliore per accertare la presenza di *Cerambyx* spp. in un determinato sito prevede la ricerca dei caratteristici fori di uscita delle larve su vecchie querce senescenti (cfr. "Ecologia, biologia e fenologia" di *C. cerdo*).



Fig. 49. Adulti di *Cerambyx cerdo* (a) e *Cerambyx welensii* (b) (foto Campanaro et al. 2011a).



Fig. 50. Larva di *Cerambyx* sp. (foto G. Giovagnoli).



Fig. 51. Tipici segni di presenza di *Cerambyx cerdo*  
(foto Campanaro et al. 2011a).



Fig. 52. Trappola per la cattura di *Cerambyx cerdo*  
(foto Campanaro et al. 2011a).

## *Rosalia alpina* (Linnaeus 1758)

Nome comune italiano: Rosalia

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Coleoptera

Famiglia: Cerambycidae

Genere: *Rosalia* Linnaeus 1758

### Il genere *Rosalia* Linnaeus 1758

In ambito europeo, il genere *Rosalia* è rappresentato dalla sola specie oggetto di questa scheda. Per l'illustrazione dei principali caratteri generici rimandiamo quindi al paragrafo sulla diagnosi morfologica della specie *R. alpina*.

### Diagnosi morfologica della specie *Rosalia alpina*

**Adulto.** Lunghezza totale: 15–40 mm. La specie è facilmente identificabile grazie alla colorazione corporea (incluse zampe e antenne) azzurro cenere, con una macchia nera sul capo, una sulla porzione anteriore del pronoto, e diverse sulle elitre (Sama 2002). Le antenne presentano invece un'alternanza regolare tra segmenti azzurri e neri. La stessa colorazione alternata si ritrova anche nelle zampe (Sama 2002; fig. 53). I segmenti neri delle antenne presentano una pubescenza nettamente visibile ad occhio nudo. Alcune popolazioni, localizzate perlopiù in Sicilia, presentano elitre interamente scure, mentre in altri casi sono completamente prive di macchie (Campanaro et al. 2011a).

La lunghezza delle antenne supera quella del corpo, talvolta raddoppiandola. Gli angoli laterali del pronoto sono marcatamente spigolosi, le elitre tendenzialmente piatte e parallele (Sama 2002; fig. 53).

Le femmine hanno dimensioni maggiori rispetto ai maschi, ma presentano antenne più corte, arrivando al massimo a pareggiare la lunghezza del corpo. Inoltre i maschi hanno, a livello delle mandibole, delle espansioni laterali assenti nelle femmine (Lequet 2005).

**Larva.** Le larve appartenenti alla famiglia Cerambycidae, ed in particolare quelle della sottofamiglia Cerambycinae (cui appartiene *Rosalia*), sono caratterizzate da morfologia omogenea: larva bianca e carnosa, capo sclerificato e di colore arancione-rosso, nera in-

torno alla zona boccale; l'addome presenta una serie di cuscinetti carnosi sul margine dorsale e ventrale di ciascun segmento, ad eccezione degli ultimi, in modo da facilitare gli spostamenti in conseguenza del mancato sviluppo delle zampe.

Le larve di *Rosalia* sono di dimensioni inferiori rispetto a quelle di *Cerambyx* (28–30 mm).

### Ecologia, biologia e fenologia

Come descritto nel contributo del CNBFVR riguardante il monitoraggio dell'entomofauna saproxilica (Campanaro et al. 2011a), questa specie è associata alla presenza di faggete termofile e ben strutturate, sino a circa 1500 m di quota. Occasionalmente può colonizzare specie arboree differenti, come acero, olmo, frassino, castagno e ontano (Müller 1953; Sama 2002; Duelli & Wermelinger 2005; Lequet 2005; Ciach et al. 2007; Cizek et al. 2009; Horák et al. 2009; Campanaro et al. 2011a).

Dopo l'accoppiamento, le uova sono deposte nel legno secco di vecchi alberi morti, ma ancora in piedi ed esposti al sole. Occasionalmente l'ovideposizione può avere luogo anche su ceppaie o grossi rami appoggiati al suolo (Campanaro et al. 2011a).

Le larve si sviluppano in due–tre anni (Sama 1988, 2002) e scavano gallerie relativamente superficiali; prima dell'ultima stagione invernale esse si avvicinano alla corteccia; la ninfa avviene in una cella di impupamento costruita tra la fine della primavera e l'inizio dell'estate (Campanaro et al. 2011a).

Lo sfarfallamento degli adulti può variare a seconda della regione e dell'altitudine, ma generalmente avviene tra maggio e agosto. In Italia, il periodo di maggior attività della specie è compreso tra inizio luglio e fine agosto (Duelli & Wermelinger 2005; Lequet 2005; AA.VV. 2009).

I fori di sfarfallamento, ellittici, hanno lunghezza di 6–12 mm e larghezza di 4–8 mm, con l'asse più lun-

go generalmente orientato secondo la direzione delle fibre legnose (fig. 54) (AA.VV. 2009; Campanaro et al. 2011a).

#### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*R. alpina* è diffusa in Europa centro-meridionale, Turchia settentrionale, regione caucasica e transcaucasica. Per la Turchia sud-orientale è segnalata una sottospecie di dubbia validità (*R. alpina syriaca* Pic 1894).

In Italia la specie è distribuita con popolazioni localizzate lungo l'arco alpino, e su tutta la catena appenninica, incluse le regioni meridionali. La specie è presente anche in Sicilia, mentre è assente in Sardegna (Sama 2004; Campanaro et al. 2011a).

Come per tutte le specie saproxiliche, il principale fattore di minaccia è rappresentato dalla distruzione e frammentazione dell'habitat forestale sia a causa di incendi, sia, soprattutto, a causa dell'impatto antropico (disboscamento). Questa specie è ormai piuttosto rara, considerato che le sue popolazioni sono localizzate e numericamente ridotte.

#### Monitoraggio

**Background.** Un importante progetto mirato al monitoraggio di *R. alpina* è stato condotto in Spagna, nella regione pirenaica di Oiartzun (Parco Naturale di Aiako Harria), tra il 2006 e il 2010 (Pagola Carte 2010). È stato utilizzato l'approccio di cattura-marcatura-ricattura, tramite il metodo della "marcatura fotografica" che sfrutta la distribuzione individuo-specifica delle macchie nere dorsali. Non è quindi necessario catturare e marcare l'insetto, in quanto le macchie costituiscono già una marcatura naturale.

Le osservazioni sul campo sono state condotte sempre nei mesi di luglio e agosto (mediamente per cinque giorni al mese), nell'orario compreso tra le 13.00 e le 17.30.

Un altro studio sul monitoraggio di questa specie è stato effettuato in Repubblica Ceca, nella Bohemia settentrionale (Čížek et al. 2009). In questo caso è stata utilizzata una metodologia tradizionale di cattura-marcatura-ricattura (CMR): circa seicento individui sono stati catturati, marcati e rilasciati, e oltre trecento sono stati in seguito ricatturati. L'esperimento è stato condotto nei mesi di giugno-luglio-agosto del 2008.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto dal CNBFVR, per il monitoraggio di questa specie (Campanaro et al. 2011a) si basa sulle metodologie utilizzate con successo da Pagola Carte in Spagna (Pagola Carte 2010).

Come già sottolineato, il metodo sfrutta la caratterizzazione individuo-specifica delle macchie nere dorsali. Questa caratteristica consente di effettuare un monitoraggio della specie analogo alla cattura-marcatura-ricattura (CMR), ma senza dover marcare direttamente l'insetto: è sufficiente realizzare una fotografia sul campo per identificare ciascun individuo. In seguito, il confronto delle elitre fotografate consentirà di stabilire se l'esemplare rappresenti o meno una nuova cattura (Pagola Carte 2010; Campanaro et al. 2011a).

Al termine del monitoraggio, i dati raccolti ed elaborati opportunamente forniranno una stima dell'abbondanza della popolazione presente in quell'area per un determinato anno. La ripetizione del monitoraggio negli anni successivi consentirà di stimare l'andamento demografico della popolazione in quell'area (Amstrup et al. 2005; Hill et al. 2005; Campanaro et al. 2011a).

Come per le altre specie, il metodo deve essere applicato in aree di studio dove la presenza della specie sia documentata su base bibliografica o da esperienze pregresse, o perlomeno dove sia riscontrato un habitat idoneo.

Durante le giornate sul campo, le variabili climatiche fondamentali possono essere rilevate mediante un *data logger*, uno strumento elettronico che permette di rilevare in tempi brevissimi temperatura e umidità dell'aria. I *data logger* devono essere programmati per rilevare quotidianamente l'andamento di temperatura e umidità, per tutta la durata del monitoraggio.

Vanno selezionate stazioni di osservazioni fisse (georeferenziate tramite un GPS), e per ogni area di studio è importante rilevare le variabili climatiche.

Con il termine "stazioni" in questo caso si intendono gli elementi strutturali idonei allo sviluppo di *R. alpina*: piante vetuste con chiari sintomi di deperimento (fruttificazioni fungine, parti di legno morto sia nel tronco che nella chioma), monconi di alberi morti in piedi, alberi sradicati, ceppaie con radici interrato, grossi rami spezzati a terra (con diametro superiore a 20 cm), cataste di legna, ecc. (Campanaro et al. 2011a; fig. 55).

Una volta individuate le stazioni, deve essere stabilito il percorso più conveniente che le colleghi fra loro, in modo da facilitarne il controllo. Ogni percorso deve essere composto da almeno cinque stazioni (Campanaro et al. 2011a).

È importante sottolineare che in questo caso i percorsi prescelti non necessariamente coincidono con sentieri o strade forestali, e la ricerca preliminare dei siti idonei per *R. alpina* deve essere effettuata anche nelle vicinanze (Campanaro et al. 2011a).

In Italia, come nel resto dell'Europa meridionale, il periodo di studio ideale è compreso tra l'inizio di luglio e la fine di agosto, negli orari di massima attività della specie (tra le 11.00 e le 17.30; Pagola Carte 2010).

Le sessioni di monitoraggio devono essere svolte a giorni alterni per due settimane, per un totale di almeno otto sessioni, nel periodo di massima attività della specie (Campanaro et al. 2011a).

La durata complessiva della sessione di monitoraggio è in relazione al numero delle stazioni di osservazione e alla loro distribuzione sul territorio.

Il tempo di osservazione nelle diverse stazioni deve avere una durata sufficiente per svolgere un'ispezione accurata dell'intero habitat, e dipende dal tipo di elemento strutturale indagato; si stima in ogni caso un tempo superiore ai cinque minuti per l'osservazione in ogni singola stazione (Campanaro et al. 2011a).

Considerata la loro scarsa vagilità, gli individui di *R. alpina* possono essere catturati manualmente, e provvisoriamente collocati all'interno di bustine o contenitori di plastica trasparenti.

Per effettuare la fotografia, l'esemplare deve essere adagiato su un supporto rigido e trattenuto poggian-

do delicatamente un dito su capo e pronoto, lasciando visibili per intero le elitre (Campanaro et al. 2011a). L'asse dell'obiettivo deve essere orientato perpendicolarmente all'insetto, e le foto devono essere realizzate in verticale impostando la fotocamera in modalità "macro". Nell'inquadratura le elitre devono occupare almeno i due terzi dell'altezza complessiva della foto, ed è inoltre necessario scattare una seconda fotografia integrale a ciascun esemplare (che includa le antenne) per stabilirne il sesso (Campanaro et al. 2011a).

Il numero di individui avvistati, catturati e fotografati in ogni stazione deve essere annotato su un apposito quaderno da campo, e gli esemplari devono essere subito liberati nella medesima stazione in cui sono stati catturati (Campanaro et al. 2011a).

### Come verificare la presenza della specie

Il metodo migliore per accertare la presenza di *Rosalia alpina* in un determinato sito prevede la ricerca diretta degli esemplari adulti e/o dei caratteristici fori di uscita ellittici delle larve, su vecchi faggi morti esposti al sole (cfr. "Ecologia, biologia e fenologia" di *R. alpina*).



Fig. 53. Adulto di *Rosalia alpina* (foto Campanaro et al. 2011a).



Fig. 54. Tipici segni di presenza di *Rosalia alpina* (foto Campanaro et al. 2011a).



Fig. 55. Habitat tipico di *Rosalia alpina* (foto Campanaro et al. 2011a).

# *Morimus asper* s. l. (Sulzer 1776)

Nome comune italiano: Morimo funereo

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Coleoptera

Famiglia: Cerambycidae

Genere: *Morimus*, Brullé 1832

## Il genere *Morimus*, Brullé 1832

I coleotteri del genere *Morimus*, come tutti i Cerambycidae appartenenti alla sottofamiglia Lamiinae, sono dotati di un apparato masticatore tipicamente ipognato, con le mandibole rivolte verso il basso (figg. 56–57). Altri caratteri identificativi per questo genere sono i palpi mascellari ovali e non triangolari, gli angoli laterali del pronoto marcatamente appuntiti, le elitre fuse (si tratta di insetti non volatori), e le mesotibie caratterizzate da un solco per la pulizia delle antenne, che sono estremamente allungate: nel maschio superano la lunghezza del corpo, nelle femmine la paragonano (Reitter 1894; Müller 1953; Dajoz 1976). La colorazione del corpo è variabile, si passa da individui interamente neri, ad altri grigio-azzurri con macchie nere (figg. 56–57).

## Problematiche tassonomiche

Come sottolineato da Campanaro et al. (2011a), il genere *Morimus* presenta delle problematiche sotto il profilo tassonomico e il rango da attribuire ai taxa ad esso ascritti è da tempo controverso (Reitter 1894; Müller 1953; Dajoz 1976; Sama 1988; Löbl & Smetana 2010).

Secondo la tassonomia tradizionale, in Europa sarebbero presenti quattro “entità”, distinguibili sostanzialmente solo in base alla colorazione ed alle microsculture dorsali: *M. asper*, diffuso nell’Europa meridionale, dalla Spagna settentrionale alla Penisola Balcanica; *M. funereus* Mulsant 1862 presente in parte dell’Europa centrale e nella Penisola Balcanica, raggiungendo a ovest il Friuli-Venezia Giulia; *M. ganglbaueri* Reitter 1894 noto della Penisola Balcanica centrale e nord-occidentale; *M. orientalis* Reitter 1894, della Turchia nord-occidentale, che raggiunge in Europa la Turchia europea e la Bulgaria (Sama 2004). In Anatolia nord-orientale sarebbe presente una quinta “entità”: *M. verecundus* (Faldermann 1836).

Il contatto e la sovrapposizione degli areali delle for-

me *M. asper*, *M. funereus* e *M. ganglbaueri* avviene, in Italia, nella regione geografica della Venezia Giulia (Sama 2006). Nel resto dell’Italia (isole maggiori comprese) è presente unicamente *M. asper*, nella sua forma tipica, sebbene forme locali apparentemente simili sotto il profilo cromatico a *M. ganglbaueri* siano state citate per la Calabria (Simonetta 1989).

Nell’ambito del presente progetto, il CNBFVR, con la collaborazione del gruppo di ricerca coordinato da Audisio e Antonini dell’Università di Roma “Sapienza” (Solano et al. 2013), ha condotto uno studio, basato su analisi molecolari e morfologiche, mirato a chiarire lo status tassonomico delle diverse “entità” attualmente ascritte al genere *Morimus*.

Come marcatori molecolari sono stati selezionati un frammento della Citocromo c Ossidasi (COI) mitocondriale, e lo Spaziatore Ribosomale Interno Trascritto2 (ITS2) sequenziando tali geni per circa 65 esemplari. Questi marcatori nei Coleotteri sono utili sia per la valutazione della variabilità intra-specifica, sia per quella tra specie differenti.

Nel limite del possibile, il DNA è stato estratto con tecniche non invasive, utilizzando i tessuti muscolari prelevati da un frammento di zampa asportato all’animale ancora vivo. È stato dimostrato come tale menomazione non produca effetti negativi sulla fitness dell’organismo. I geni selezionati sono stati poi amplificati mediante Reazione a Catena della Polimerasi (PCR) e successivamente sequenziati ed analizzati.

I primi risultati di tali ricerche dimostrano che il presunto complesso di specie *M. asper*, comprendente anche *M. funereus*, *M. ganglbaueri*, *M. orientalis* e *M. verecundus* potrebbe essere in realtà riconducibile ad un’unica specie biologica con un’ampia plasticità fenotipica e una comunque rilevante variabilità genetica, il cui nome valido è, per motivi di priorità, *M. asper*, mentre *M. funereus* ne diverrebbe sinonimo. Considerata la relativa omogeneità ecologica dei *Morimus* paleartico-occidentali, in questo contesto si

propone comunque di estendere ogni attività di monitoraggio a tutte le popolazioni di *Morimus* precedentemente ascrivibili a *M. asper*, *M. funereus* e *M. ganglbaueri*, riunendoli momentaneamente sotto il termine di *Morimus asper* s. l.

#### Diagnosi morfologica della specie *Morimus asper* s. l.

**Adulto.** Lunghezza totale: 15–40 mm. Apparato masticatore ipognato come in tutti i Lamiinae. Le antenne, oltre che tipicamente lunghe, sono marcatamente robuste, soprattutto nei primi cinque segmenti. Capo e pronoto sono neri o grigio scuro, quest'ultimo con angoli laterali estremamente acuminati; elitre fuse, generalmente scure e granulose, e con macchie sulla porzione dorsale nere più o meno evidenti (Reitter 1894; Müller 1953; Dajoz 1976).

La forma precedentemente ascrivita a "*M. funereus*" si distingue per la colorazione grigio-azzurra delle elitre, con macchie scure più marcate in corrispondenza delle quali la superficie elitrata è liscia (figg. 56–57). In entrambi i sessi le elitre sono leggermente convesse, sub-parallele ma convergenti nella porzione apicale (figg. 56–57).

**Larva.** Le larve appartenenti alla sottofamiglia Lamiinae presentano le caratteristiche tipiche della famiglia Cerambycidae: larva bianca e carnosa, capo peculiarmente allungato, sclerificato, di colore arancione-rosso, nero intorno alla zona boccale; addome con una serie di cuscinetti carnosi sul margine dorsale e ventrale di ciascun segmento, ad eccezione degli ultimi, in modo da facilitare gli spostamenti in conseguenza del mancato sviluppo delle zampe, che nelle larve di questa sottofamiglia sono completamente assenti (fig. 58).

#### Ecologia, biologia e fenologia

Come descritto nel contributo del CNBFVR riguardante il monitoraggio dell'entomofauna saproxilica (Campanaro et al. 2011a), questa specie è associata ad ambienti forestali, dal piano basale al piano montano, fino a circa 1800 m di quota, con predilezione per le foreste ben strutturate e con abbondante presenza di legno morto di grosso calibro. Si tratta di coleotteri atteri, polifagi a spese di differenti generi di latifoglie e conifere (Bense 1995), quali ad esempio: *Populus* (pioppo), *Quercus* (quercia), *Fagus* (faggio), *Juglans* (noce), *Tilia* (tiglio), *Castanea* (castagno) e le specie *Abies alba* (abete bianco) e *Pinus pinea* (pino domestico) (Sama 1988, 2002, per la presunta sottospecie *Morimus asper asper*).

In Italia la fenologia degli adulti, in relazione alla quota, è normalmente compresa tra l'inizio di maggio

e la fine di settembre, mentre il periodo di maggiore attività è normalmente incluso tra la fine di maggio e la fine di giugno (Campanaro et al. 2011a).

Gli adulti sono attivi sia durante il giorno sia nelle ore crepuscolari e notturne, prediligendo ambienti poco esposti, quali ad esempio i lati in ombra di tronchi abbattuti.

Le femmine depongono le uova nel legno morto con corteccia *in situ*, con preferenza per grossi alberi in piedi, tronchi a terra e grossi ceppi. Frequentano spesso anche le cataste di tronchi, purché questi siano ancora provvisti di corteccia (Campanaro et al. 2011a). Le larve si sviluppano normalmente in tre–cinque anni, scavando le gallerie trofiche tra la corteccia e il libro, ma spesso anche all'interno del legno indebolito da miceli fungini.

#### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

Come già anticipato, il complesso di specie di *M. asper* s. l. è distribuito in tutta l'Europa meridionale, dalla Spagna alla Turchia (Sama 2004). In Italia la forma "*M. asper*" è ampiamente diffusa lungo tutta la penisola e nelle isole maggiori, e in Venezia Giulia si sovrappone con le forme "*M. funereus*" e "*M. ganglbaueri*" (Sama 1988).

Come per tutte le specie saproxiliche, il principale fattore di minaccia è rappresentato dalla distruzione e frammentazione dell'habitat forestale sia a causa di incendi, sia, soprattutto, a causa dell'impatto antropico (disboscamento). Inoltre, essendo attera, questa specie presenta evidenti problemi nel ricolonizzare habitat idonei, legati all'eventuale frammentazione dell'habitat.

#### Monitoraggio

**Background.** Nella Riserva Naturale Statale "Bosco Fontana" il CNBFVR (Chiari et al., 2013b) ha testato l'uso di cataste di legno fresco come esca per il monitoraggio di *Morimus asper*. Le cataste di legno fresco si sono rivelate un buon metodo per rilevare la presenza e l'abbondanza di questa specie. Al fine di ottenere accurate stime di presenza-assenza di *M. asper* a costi ragionevoli, sia di tempo che di materiale, gli autori consigliano l'utilizzo di cataste di almeno 0.25 m<sup>3</sup>. Poiché queste cataste sono in grado di attrarre adulti di *M. asper*, e altri coleotteri saproxilici, possono agire anche come trappole ecologiche. Pertanto, nel caso in cui questo metodo venga utilizzato in programmi di monitoraggio, è necessario che le cataste vengano lasciate e conservate nei boschi fino alla loro totale degradazione.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il CNBFVR, nell'ambito del progetto sul monitoraggio dell'entomofauna saproxilica (Campanaro et al. 2011a), ha proposto

un protocollo mirato al monitoraggio di *M. asper* s.l. basato sull'utilizzo del metodo cattura-marcatura-ricattura (CMR).

Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, ed i primi risultati saranno pubblicati nell'immediato futuro.

Questa classica metodologia consiste nel catturare esemplari di una determinata popolazione, marcarli, rilasciarli e successivamente effettuare una serie di ricatture. In base al rapporto tra individui marcati ricatturati e individui catturati non marcati è possibile quantificare la consistenza numerica della popolazione (Amstrup et al. 2005; Hill et al. 2005; Campanaro et al. 2011a).

I risultati ottenuti dalle sessioni di CMR, effettuate in uno stesso sito in anni differenti, permetteranno di ottenere informazioni sull'andamento demografico delle popolazioni nel tempo.

Anche in questo caso il protocollo va applicato in zone dove la presenza della specie sia stata accertata su base bibliografica, o da esperienze pregresse, o perlomeno dove siano riscontrati habitat compatibili. Una volta individuata l'area di studio, l'operatore può programmare le uscite sul campo: il periodo ideale coincide con quello di maggiore attività della specie, tra la metà di maggio e la fine di giugno. La ricerca può essere effettuata sia durante il giorno sia durante la notte; si consiglia comunque, per effettuare una migliore ispezione, di eseguire il campionamento durante il giorno, preferibilmente nell'arco del pomeriggio (es. dalle ore 15:00 alle 19:00).

La cattura dei *Morimus asper* s.l. deve essere effettuata manualmente dopo una ricerca a vista, trattandosi di coleotteri atteri, poco vagili, e scarsamente attratti dalle miscele alcolico-zuccherine. Gli individui devono essere cercati principalmente sui vecchi alberi morti in piedi, sui tronchi e su grossi rami abbattuti, sui grossi ceppi, nelle cataste di legna e tronchi non scortecciati di grosso e medio calibro e sul tronco di alberi vetusti e senescenti (Campanaro et al. 2011a). Come suggerito da Campanaro et al. (2011a), può essere funzionale allestire una catasta di legna di taglio recente in ambiente ecotonale o di foresta rada: tali cataste funzioneranno da attrattivo per i *Morimus* presenti nell'area. Le cataste vanno mantenute, ed eventualmente arricchite di anno in anno, ma mai rimosse, per non alterare il ciclo di monitoraggio.

Ogni catasta deve essere costituita da un numero variabile di 15–30 tronchetti non scortecciati, lunghi almeno 30–60 cm e con un diametro variabile da 20 a circa 40 cm (Campanaro et al. 2011a).

Le cataste devono essere facilmente ispezionabili da-

gli operatori, quindi raggiungibili da ogni lato, ed è preferibile disporre i tronchetti a piramide, evitando però di sovrapporre più di tre strati di legna.

Le cataste possono essere disposte o lungo transetti lineari, ad una distanza variabile tra i 30 e i 50 m l'una dall'altra, o ai nodi di maglie "quadrate" di 30–50 m di lato, o, in alternativa, in modo casuale all'interno dell'area di studio (Campanaro et al. 2011a).

Ogni catasta costituisce una stazione di monitoraggio e sarà contraddistinta da un codice alfa-numerico preceduto dalla lettera S (Stazione). Per esempio le stazioni appartenenti al transetto contraddistinto dalla lettera A, saranno nominate: SA1, SA2, SA3, ecc... (Campanaro et al. 2011a).

La quantità di cataste allestite dipende dalla superficie dell'area che si vuole indagare.

Il numero complessivo delle sessioni di monitoraggio, da effettuarsi giornalmente, a giorni alterni o comunque con un intervallo massimo di tre giorni tra una sessione e l'altra, non deve essere inferiore a sei.

La durata complessiva di ogni sessione di monitoraggio dipende dalla lunghezza del transetto, dal numero di stazioni da monitorare, dalla loro distribuzione sul territorio e dal numero di esemplari catturati da marcare, può quindi variare da un minimo di un'ora a due ore o più.

La marcatura non deve influire sulla fitness dell'organismo, né sulle sue capacità dispersive. Esistono varie tecniche di marcatura (Méndez 2008), ed è quindi consigliabile privilegiare la meno invasiva possibile. Nel caso particolare si possono colorare o numerare zone specifiche, preferibilmente sul lato ventrale dell'insetto in modo da limitarne al minimo la visibilità. Il colorante non deve essere tossico e deve essere resistente all'acqua. È fondamentale utilizzare colori differenti per transetti diversi ma adiacenti, in modo da non confondere individui marcati in siti di studio eterogenei.

Come marcatore è consigliabile utilizzare uno dei seguenti coloranti: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori (testato da Campanaro et al. 2011a); 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco (Hawes 2008). Questa casa produttrice presenta in listino dei marcatori colorati che sembrano rispondere meglio ai requisiti di non tossicità per l'animale (Campanaro et al. 2011a); 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori (Méndez 2008).

Il codice scelto per la marcatura deve prevedere un numero sufficiente di combinazioni per poter marcare in modo univoco tutti gli esemplari catturati durante il periodo di monitoraggio (Campanaro et al. 2011a).

### Come verificare la presenza della specie

Il metodo migliore per accertare la presenza di *Morimus asper* s. l. in un determinato sito prevede la ricer-

ca diretta degli esemplari adulti su cataste di legna di taglio recente (cfr. “Ecologia, biologia e fenologia” e “Monitoraggio” di *M. asper*).



Fig. 56. Adulto di *Morimus funereus* (foto Campanaro et al. 2011a).



Fig. 57. Adulto di *Morimus asper* (foto Campanaro et al. 2011a).



Fig. 58. Larva di *Morimus* sp. (foto G. Giovagnoli).

# *Cucujus cinnaberinus* Scopoli 1763

Nome comune italiano: nessuno

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Coleoptera

Famiglia: Cucujidae

Genere: *Cucujus* Fabricius 1775

## Il genere *Cucujus* Fabricius 1775

I coleotteri del genere *Cucujus* sono di dimensioni variabili (6–25 mm; Porta 1929; Lee & Satô 2007), ma di aspetto estremamente omogeneo: sono caratterizzati da un *habitus* generalmente allungato, parallelo e fortemente appiattito in senso dorsoventrale (fig. 59; Porta 1929; Lee & Satô 2007). La colorazione esterna è spesso dominata da colori accesi come il rosso o il blu, la pubescenza è estremamente ridotta (Lee & Satô 2007; Bonacci et al. 2012).

Il capo è di grandi dimensioni, ed è tipicamente di forma triangolare, le antenne sono filiformi/moniliformi, costituite da undici segmenti, le mandibole sono sviluppate e robuste, con tre denti, due in posizione apicale, ed uno in posizione sub-apicale (Lee & Satô 2007).

Il pronoto è squadrato, con più o meno marcate spinosità laterali, con gli angoli anteriori smussati, quasi assenti, ed è solitamente di dimensioni inferiori rispetto al capo. Le elitre sono allungate, parallele, arrotondate all'apice, con punteggiatura irregolare (fig. 59; Porta 1929; Lee & Satô 2007). Le zampe sono caratterizzate da tibie lunghe e diritte, e da tarsi più larghi nel maschio che nella femmina (Lee & Satô 2007; Bonacci et al. 2012).

## Diagnosi morfologica della specie *Cucujus cinnaberinus*

**Adulto.** Lunghezza totale: 11–15 mm. Oltre a *C. cinnaberinus*, in Italia è presente sia *C. haematodes* Erichson 1845 (specie tipica dell'Europa centro-orientale fino alla Siberia orientale, ma nota anche di alcune località italiane di Basilicata e Calabria), oltre ad un'altra specie del genere *Cucujus*, che si è recentemente rivelata appartenere ad un'entità strettamente affine a *C. haematodes*, ma inedita e verosimilmente endemica della Calabria, descritta con il nome di *C.*

*tulliae* (Bonacci et al., 2012). *C. cinnaberinus* e *C. haematodes* si distinguono abbastanza facilmente grazie alla colorazione delle mandibole, che sono nerastre in *C. cinnaberinus* (fig. 59), mentre sono rossicce con apice annerito in *C. haematodes* e nella nuova specie *C. tulliae*; questi due taxa più affini e simpatrici si distinguono invece per le guance meno sporgenti, l'apofisi prosternale a punta di freccia e più allungata, ed il pronoto più piccolo e meno spinescente ai lati che caratterizzano la nuova specie, oltre che per importanti caratteri a livello dei genitali maschili e delle larve (queste ultime hanno antenne alquanto più allungate nella nuova specie calabrese; Bonacci et al. 2012). Capo e pronoto sono di norma rossicce in tutte e tre le specie (pronoto peraltro in parte annerito in alcuni individui di *C. cinnaberinus* e *C. haematodes*), mentre antenne e zampe sono nerastre in tutte e tre le specie, con tarsi di norma più chiari.

L'aspetto generale di *C. cinnaberinus* è in linea con le specie congeneriche: allungato, parallelo e fortemente appiattito in senso dorsoventrale; il capo è tipicamente triangolare, il pronoto quadrato con angoli anteriori assenti, le elitre allungate, piatte e arrotondate all'apice (Porta 1929; fig. 59; Bonacci et al., 2012).

**Larva.** Le larve dei *Cucujus* sono di grandi dimensioni (possono superare i 30 mm; Lee & Satô 2007; Mazzei et al. 2011; Bonacci et al., 2012), e così come l'adulto sono di aspetto allungato, parallelo e fortemente appiattito in senso dorsoventrale (fig. 60). La colorazione generale è tendente all'arancione, con il capo sclerotizzato, di forma triangolare e di colore rossastro (fig. 60). Le zampe sono completamente sviluppate, sebbene corte e tozze (fig. 60; Lee & Satô 2007; Mazzei et al. 2011; Bonacci et al., 2012). L'ultimo ventrite termina con due appendici addominali sclerotizzate, corte e divergenti (fig. 60).

### Ecologia, biologia e fenologia

Sia le larve sia gli adulti di questa specie sono saprofilici obbligati, e vivono in ambiente forestale sotto le cortecce marcescenti, o in legna accatastata, di varie specie di latifoglie, soprattutto querce, aceri, salici, faggi e pioppi, e più raramente conifere, in particolare pino laricio, tra i 1500 e i 1800 m di quota (Porta 1929; Koch 1989; Horák et al. 2008, 2010; Biscaccianti et al. 2008; Mazzei et al. 2011).

Le larve sono predatrici di altre specie sub-corticole di coleotteri ed altri insetti, lo sviluppo larvale dura non meno di due anni, e la ninfa avviene in autunno inoltrato. Gli adulti svernano all'interno della celletta pupale (Reitter 1911; Kangas 1983; Mazzei et al. 2011).

Il periodo di massima attività degli adulti, anch'essi predatori, coincide con il mese di luglio, ed è talvolta possibile osservarli in volo già dal mese di maggio (Koch 1989; Mazzei et al. 2011).

### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*C. cinnaberinus* è ampiamente distribuito in Europa, dalla penisola Iberica alla Russia, sebbene sia apparentemente molto raro negli estremi meridionali e occidentali dell'areale (Ratti 2000; Horák et al. 2008, 2010). In Italia *C. cinnaberinus* era noto di poche stazioni relitte in Calabria (Sila e Pollino), dove, tra il 1960 e il 2008, la specie non è mai stata ritrovata, al punto da portare alcuni autori a suggerirne l'estinzione locale (Horák et al. 2008).

Nel 2009, pochi esemplari della specie sono stati avvistati in Piemonte (Novarese) su pioppi abbattuti, e in Campania, sui monti Alburni, sotto cortecce di faggio (Biscaccianti et al. 2008), e nello stesso anno, Mazzei e collaboratori hanno ritrovato popolazioni numericamente abbondanti di *C. cinnaberinus* in sette diversi siti nel Parco Nazionale della Sila, sempre su cataste di *Pinus laricio calabrica* (da alcuni autori denominato anche *Pinus nigra laricio* var. *calabrica*) in ambiente umido, con tronchi di almeno 30 cm di diametro (Mazzei et al. 2011).

La scoperta di tali abbondanti popolazioni, in siti dove la specie era stata lungamente cercata senza successo negli anni precedenti, ha portato Mazzei e collaboratori (2011) ad ipotizzare che *C. cinnaberinus* sia soggetto a fluttuazioni demografiche periodiche, probabilmente vincolate al tasso di precipitazioni (cfr. paragrafo sul monitoraggio per maggiori dettagli).

### Monitoraggio

**Background.** Sebbene *C. cinnaberinus* sia incluso negli allegati II e IV della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è ancora stato condotto uno studio appro-

fondito mirato al monitoraggio di questa specie, né di *C. haematodes*, né della nuova specie della Calabria *C. tulliae*, recentemente descritta (Bonacci et al., 2012); quest'ultima è oltre tutto da ritenere di interesse naturalistico e conservazionistico ben superiore a quello di *C. cinnaberinus*, a causa della notevole rarità e dell'areale estremamente limitato.

Tuttavia, nonostante non rientri specificatamente all'interno di un progetto indirizzato al monitoraggio di *C. cinnaberinus*, gli studi pubblicati da Mazzei et al. (2011) e da Bonacci et al. (2012) hanno contribuito ad incrementare notevolmente le conoscenze sulle popolazioni italiane di questa specie e di quelle affini, sia per quanto riguarda gli aspetti demografici, sia per quanto riguarda l'ecologia e la biologia.

Come precedentemente accennato, larve e adulti di *C. cinnaberinus* sono stati raccolti in sette diversi siti all'interno del Parco Nazionale della Sila, a partire dal 18 maggio 2009, a quote incluse tra i 1200 e i 1700 m, sempre sotto cortecce di pino laricio.

Larve e adulti sono stati successivamente allevati in laboratorio, utilizzando frammenti di cortecce marcescenti, a temperatura ambiente (20–24° C) ed umidità costante (Mazzei et al. 2011). Le larve sono state inizialmente nutrite con larve di ditteri Calliphoridae, e successivamente con larve di coleotteri Curculionidae (*Pissodes* sp.) ritrovate nello stesso habitat. Allo stesso modo, è stato osservato che gli adulti si nutrono anch'essi di larve di altri coleotteri, sia *in situ*, sia in laboratorio (Mazzei et al. 2011).

Infine, Mazzei e collaboratori (2011) hanno analizzato l'andamento dei tassi delle precipitazioni medie annue in Sila a partire dal 1925: i livelli di piovosità degli anni 2006–2009 sono risultati comparabili con quelli del periodo 1960–1970 – in cui sono avvenuti gli ultimi ritrovamenti della specie in Calabria, mentre nei decenni intermedi 1970–2006 le precipitazioni sono state significativamente inferiori (cfr. fig. 1 in Mazzei et al. 2011). Come già sottolineato, tali risultati hanno portato gli autori ad ipotizzare che *C. cinnaberinus* sia soggetto a fluttuazioni demografiche periodiche, probabilmente vincolate a fattori ambientali quali le precipitazioni (Mazzei et al. 2011).

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo si basa sui dati empirici recentemente pubblicati per l'Italia meridionale da Mazzei e collaboratori (cfr. paragrafo precedente; Mazzei et al. 2011).

Il protocollo si basa sul metodo di cattura-marcatura-ricattura (CMR) degli adulti di *C. cinnaberinus*. Questa classica metodologia consiste nel catturare

esemplari di una determinata popolazione, nel caso specifico utilizzando trappole a caduta innescate ad aceto, marcarli, rilasciarli e successivamente effettuare una serie di ricatture. In base al rapporto tra individui marcati ricatturati e individui catturati non marcati è possibile quantificare la consistenza numerica della popolazione (Amstrup et al. 2005; Hill et al. 2005; Campanaro et al. 2011a).

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

I risultati ottenuti dalle sessioni di CMR, effettuate in uno stesso sito in anni differenti, permetteranno di ottenere informazioni circa l'andamento demografico delle popolazioni nel tempo.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

In base a quanto descritto da Mazzei e collaboratori (2011), il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie coincide con la primavera-estate.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio (vedi capitolo riguardante la diagnosi morfologica di *C. cinnaberinus*).

Come emerso dallo studio di Mazzei et al. (2011), almeno per quanto riguarda le stazioni italiane calabresi di questa specie, può essere funzionale allestire cataste di tronchi marcescenti e non scortecciati di pino laricio (*Pinus nigra laricio*), di almeno 30 cm di diametro, in ambiente forestale umido a quote superiori a 1200 m: tali cataste funzioneranno da attrattivo per i *Cucujus* presenti nell'area.

Le cataste devono essere mantenute, ed eventualmente arricchite di anno in anno, ma mai rimosse, per non alterare il ciclo di monitoraggio. Ogni catasta deve essere costituita da un numero variabile di 15–20 tronchetti (Mazzei et al. 2011).

Le cataste devono essere facilmente ispezionabili dagli operatori, quindi raggiungibili da ogni lato, ed è preferibile disporre i tronchetti in modo piramidale, evitando però di sovrapporre più di tre strati di legna. Una volta individuata l'area da monitorare, l'operatore deve organizzare un transetto con maglie quadrate di un ettaro ciascuna (100 x 100 m), posizionando una catasta di tronchi in corrispondenza di ogni nodo di intersezione tra una maglia e l'altra.

Ogni catasta costituisce una stazione di monitoraggio e sarà contraddistinta da un codice alfa-numerico

preceduto dalla lettera S (Stazione). Per esempio le stazioni appartenenti al transetto contraddistinto dalla lettera A, saranno nominate: SA1, SA2, SA3, etc... (Campanaro et al. 2011a).

La quantità di cataste allestite dipende dalla superficie dell'area che si vuole indagare.

Le trappole a caduta andranno disposte in corrispondenza delle cataste. Si consiglia di abbinare due trappole per ogni catasta.

Per la costruzione della trappola si può utilizzare una bottiglia di plastica del latte da 1 litro, tagliata all'altezza del collo, a circa 15 cm dalla base. La porzione basale della bottiglia fungerà da contenitore per il liquido attrattivo (aceto di vino): in questo caso è consigliabile utilizzare circa 0,3 l di aceto.

La porzione superiore della bottiglia, sprovvista di tappo, deve essere collocata al rovescio dentro la base cilindrica nella trappola, e immediatamente sopra il liquido attrattivo deve essere inserita una rete metallica, con maglie non più grandi di 3 x 3 mm, per evitare che l'insetto anneghi nell'aceto.

La trappola deve essere coperta con un sasso, in modo da prevenire l'intervento di micromammiferi ed evitando che il contenitore si allaghi in seguito a piogge consistenti.

Gli insetti, attratti dall'aceto, confluiranno nella trappola sulla retina senza essere in grado di fuggire, nonostante siano buoni volatori.

Una volta delimitata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di svuotare le trappole al massimo ogni quattro giorni nell'arco dei mesi tra fine aprile e luglio.

La marcatura non deve influire sulla fitness dell'organismo, sulle sue capacità dispersive e riproduttive. Esistono varie tecniche di marcatura (Mendez 2008), ed è quindi consigliabile privilegiare la meno invasiva possibile. Nel caso particolare si possono colorare o numerare zone specifiche, preferibilmente sul lato ventrale dell'insetto in modo da limitarne al minimo la visibilità. Il colorante non deve essere tossico e deve essere resistente all'acqua. È fondamentale utilizzare colori differenti per siti diversi ma adiacenti, in modo da non confondere individui marcati in siti di studio eterogenei.

Come marcatore è consigliabile utilizzare un pennarello Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori (Méndez 2008). Il codice scelto per la marcatura deve prevedere un numero sufficiente di combinazioni per poter marcare in modo univoco tutti gli esemplari catturati durante il periodo di monitoraggio (cfr. fig. 47 per un possibile schema di codice; Campanaro et al. 2011a).

### Come verificare la presenza della specie

Il metodo migliore per accertare la presenza di *Cucujus cinnaberinus* in un determinato sito, prevede il prelievo *in situ* di frammenti di cortecce marcescenti e il successivo controllo delle stesse, in laboratorio,

con l'allestimento di eventuali allevamenti a temperatura ambiente ed umidità costante, sulla base di quanto realizzato da Mazzei e collaboratori (2011; cfr. "Distribuzione" e "Monitoraggio" di *C. cinnaberinus*).



Fig. 59. Adulto di *Cucujus cinnaberinus* (foto C. Manci).



Fig. 60. Larva di *Cucujus cinnaberinus* (foto C. Manci).

# *Buprestis splendens* Fabricius 1774

Nome comune italiano: Bupreste splendida

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Coleoptera

Famiglia: Buprestidae

Genere: *Buprestis* Linnaeus 1758

## Il genere *Buprestis* Linnaeus 1758 e il sottogenere *Cypriacis*

I coleotteri del genere *Buprestis* sono di dimensioni variabili (10–70 mm), ma di aspetto relativamente omogeneo. Secondo quanto illustrato dalle chiavi dicotomiche proposte da Curletti et al. (2003), i *Buprestis* sono identificabili grazie alla seguente combinazione di caratteri: aspetto generale ovalare, allungato, non triangolare, con apici elitrali convergenti e relativamente acuminati; antenne con segmenti 5–11 privi di pubescenza; capo non allungato, con occhi prossimi al bordo anteriore del pronoto, che è di forma sub-trapezoidale; elitre non saldate, senza rilievi, con scutello sempre ben visibile, ma piccolo, più largo che lungo e privo di cuneo posteriore; sterno tipicamente ristretto; prosterno privo di uno sclerite posto sotto la gola, tipico di altri generi; zampe con unghie semplici, non bifide (fig. 61).

La specie *B. splendens* è inclusa nel sottogenere *Cypriacis*: i coleotteri appartenenti a questo sottogenere sono caratterizzati da colorazione metallica, con pronoto dorato o di colore verde smeraldo, ed elitre verdi, bordate di rosso, con rilfessi azzurri o purpurei (fig. 61; Curletti et al. 2003).

## Diagnosi morfologica della specie *Buprestis splendens*

**Adulto.** Lunghezza totale: 14–21 mm. *B. splendens* rappresenta l'unica specie italiana appartenente al sottogenere *Cypriacis*, ad eccezione di un unico esemplare appartenente alla specie nordamericana *B. aurulenta*, sfarfallato in Piemonte da un abete Douglas proveniente dal Canada (Curletti et al. 2003). Le due specie si possono facilmente distinguere grazie ai caratteri del pronoto, che in *B. splendens* presenta, in posizione mediana, una caratteristica linea longitudinale liscia priva di punti (fig. 61). Tale linea è assente

in *B. aurulenta* (Curletti et al. 2003).

**Larva.** Le larve appartenenti alla sottofamiglia Buprestinae sono di colore rosa, glabre, con capo sclerotizzato e più scuro, zampe assenti e protorace peculiarmente largo, in particolare nei *Buprestis* (fig. 61; Curletti et al. 2003). La larva di *B. splendens* non è mai stata formalmente descritta.

## Ecologia, biologia e fenologia

Questa specie è associata a conifere secolari, specialmente pini silvestri e loricati (*Pinus sylvestris* e *P. heldreichii*), in climi freschi, raggiungendo nelle regioni mediterranee i 2000 m di quota (Koch 1989; Curletti et al. 2003). La biologia della specie è poco conosciuta, ma si ritiene trattarsi di un elemento “acrodendrico”, ossia legato alle parti più alte della pianta ospite (Koch 1989), motivo per cui è particolarmente difficile da avvistare e catturare. Le uova sono probabilmente deposte all'interno di tronchi caduti (Izzillo 1989), mentre le larve si nutrono di legno marcescente (Koch 1989). Nelle specie affini la durata della fase larvale è di almeno due anni (Schaefer 1949). Il periodo di massima attività degli adulti sembrerebbe coincidere con il mese di agosto (Koch 1989).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*B. splendens* è incluso in un complesso comprendente tre specie nordamericane ed una giapponese, e può quindi essere considerato come un relitto isolato, probabilmente di origine terziaria. La sua attuale distribuzione comprende pochi localizzati siti in Europa centrale ed occidentale. Gli estremi dell'areale sono rappresentati dalla Spagna ad ovest, dall'Ucraina ad est, dalla Finlandia a nord e dalla Grecia a sud, mentre sembrerebbe essere assente in Francia e Svizzera (Kuban & Bily 2004). In Italia la specie è rarissima.

sima, ed è stata avvistata unicamente su pini loricati in pochissime località nel Parco Nazionale del Pollino, dove è stata segnalata per la prima volta nel 1971 (Gobbi 1973; Izzillo 1989; Curletti 1994; Curletti et al. 2003).

### Monitoraggio

**Background.** Sebbene *B. splendens* sia incluso negli allegati II e IV della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è ancora stato condotto uno studio approfondito mirato al monitoraggio di questa specie.

**Proposta operativa CNBFVR.** Considerata l'estrema rarità e la sostanziale assenza di informazioni di dettaglio sulla biologia di *B. splendens*, non è al momento

ancora possibile proporre un protocollo di monitoraggio specifico per la specie. A maggior ragione, è quindi fondamentale preservare perlomeno gli ambienti dove *B. splendens* è stato segnalato. Sarebbe peraltro auspicabile che il Parco Nazionale del Pollino o il Ministero dell'Ambiente e della Tutela del Territorio e del Mare possano attivare quanto prima uno specifico programma di ricerca e di studio sulla specie, coinvolgendo specialisti italiani di Buprestidi e dipartimenti di ricerca universitari.

### Come verificare la presenza della specie

Considerata l'estrema rarità di questa specie, non è al momento proponibile un metodo efficace e affidabile per accertarne la presenza in un determinato sito.



Fig. 61. Adulto di *Buprestis splendens* (foto M. Gigli).

# *Leptodirus hochenwarti* Schmidt 1832

Nome comune italiano: nessuno

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Coleoptera  
Famiglia: Leiodidae (= Cholevidae)  
Genere: *Leptodirus* Schmidt 1832

## Il genere *Leptodirus* Schmidt 1832

Il genere *Leptodirus* è monospecifico, quindi per la descrizione dei caratteri diagnostici rimandiamo al capitolo riguardante la diagnosi morfologica della specie *L. hochenwarti* Schmidt 1832.

## Diagnosi morfologica della specie *Leptodirus hochenwarti*

**Adulto.** Lunghezza totale: 8–11 mm. *L. hochenwarti* è un coleottero di grotta che presenta tutte le caratteristiche tipiche della fauna troglobia: è infatti depigmentato, privo di ali, e con occhi nettamente ridotti (fig. 62). I principali caratteri diagnostici per questa specie sono il pronoto peculiarmente stretto e lungo, e le elitre marcatamente allungate e concave, che ricoprono completamente l'addome e conferiscono all'animale una forma tipicamente "arrotondata" (Schmidt 1832; Deleurance-Glaucon 1963; fig. 62).

**Larva.** Lo sviluppo larvale avviene quasi interamente all'interno del corpo materno, e la larva neonata entra subito in ninfosi, trasformandosi in adulto. Risulta chiaro quindi, come l'evoluzione abbia portato questa specie ad adottare una strategia riproduttiva di tipo "K", con la produzione di poche uova, il cui completo sviluppo è però garantito nella maggior parte dei casi grazie alla protezione materna (Deleurance-Glaucon 1963).

## Ecologia, biologia e fenologia

La biologia e l'ecologia di questa specie sono poco conosciute. Vive in grotte con temperature non elevate, e si pensa si nutra di sostanze organiche (animali e vegetali) provenienti dall'esterno attraverso le acque di

percolazione (Stoch 2009). Come molte altre specie troglobie, la costanza delle condizioni atmosferiche e l'assenza di luce hanno indotto la perdita del ritmo nittemerale, mentre quello stagionale rimane condizionato dal regime pluviometrico (Stoch 2009). Non si conosce il periodo di massima attività degli adulti.

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*L. hochenwarti* è endemico delle Alpi Dinariche, tra Croazia, Slovenia e Venezia Giulia (Perreau 2000, 2008; Polak 2008). In Italia la specie è endemica del Carso triestino, dove è nota con certezza per una sola grotta (Grotta Noè), dove è presente la sottospecie *L. hochenwarti reticulatus*.

## Monitoraggio

**Background.** Sebbene *L. hochenwarti* sia incluso nell'allegato II della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è ancora stato condotto uno studio approfondito mirato al monitoraggio di questa specie.

**Proposta operativa CNBFVR.** Considerata l'estrema rarità e la grande carenza di informazioni sulla biologia di *L. hochenwarti*, non è al momento possibile proporre un protocollo di monitoraggio specifico per la specie. A maggior ragione, è quindi fondamentale preservare perlomeno gli ambienti dove *L. hochenwarti* è stato segnalato.

## Come verificare la presenza della specie

Considerata la carenza di informazioni su questa specie, non è al momento proponibile un metodo affidabile per accertarne la presenza in un determinato sito.



Fig. 62. Adulto di *Leptodirus hochenwarti* (foto Yerpo).

# *Stephanopachys substriatus* (Paykull 1800)

Nome comune italiano: nessuno

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Coleoptera

Famiglia: Bostrichidae

Genere: *Stephanopachys* C.O. Waterhouse 1888

## Il genere *Stephanopachys* C.O. Waterhouse 1888

Il genere *Stephanopachys* include quindici specie, di cui solamente quattro presenti in Europa e Asia (una quinta specie è endemica delle Canarie), mentre le restanti sono distribuite dal Canada al Messico; Borowski & Węgrzynowicz 2007). Si tratta di coleotteri di modeste dimensioni – le specie europee non superano i 6 mm di lunghezza (Lesne 1901) – caratterizzati da un pronoto che ricopre quasi interamente il capo e da una superficie dorsale pubescente e peculiarmente rugosa a causa di una marcata striatura (fig. 63). I margini laterali di pronoto ed elitre sono fortemente zigrinati (fig. 63), le antenne sono composte da 11 segmenti (cfr. Lesne 1901; D'Antoni et al. 2003). Lesne (1896, 1901) cita i seguenti caratteri come diagnostici per il genere *Stephanopachys*: clava antennale più corta dei cinque articoli che la precedono; ultimo articolo della clava più piccolo rispetto agli altri due; protorace privo di suture laterali; fronte lunga quanto l'epistoma; ultimo segmento dell'addome con due foveole.

## Diagnosi morfologica della specie *Stephanopachys substriatus*

**Adulto.** Lunghezza totale: 4–6 mm (Lesne 1901). In Italia, oltre a *S. substriatus*, è segnalata con certezza solamente un'altra specie appartenente allo stesso genere (Nardi 2004, 2005): *S. quadricollis* (Marseul 1878). Le due specie si distinguono anche grazie alla colorazione: *S. quadricollis* è interamente di colore rosso, mentre *S. substriatus* è marrone scuro, tendente al nero (Porta 1929; D'Antoni et al. 2003; fig. 63). Inoltre, Lesne (1896, 1901) cita i seguenti caratteri come diagnostici per la specie *S. substriatus*: elitre, viste di profilo, prive di setole nella porzione basale della regione dorsale; granuli elitrali aventi le stesse

dimensioni dei punti impressi sulle elitre (fig. 63).

Per quanto riguarda la terza specie eurasiatica, *S. linearis* (Kugelann 1792), sono note alcune vecchissime segnalazioni per l'Alto Adige, riportate da Porta (1929) e da altri autori successivi (Löbl & Smetana 2007). Tuttavia, nell'ultimo secolo tale specie non è più stata segnalata per l'Italia, e di conseguenza la sua presenza nel nostro Paese è da ritenersi perlomeno dubbia.

**Larva.** Lesne (1896) caratterizza le larve di *Stephanopachys* nel seguente modo: lunghezza 5–6 mm; larve bianche, carnose, rivestite di una pubescenza bianco-rossastra; rugose trasversalmente; tozze nella metà anteriore, distintamente più strette nella metà posteriore, la quale è caratterizzata da una peculiare curvatura che ricorda la forma di un amo.

## Ecologia, biologia e fenologia

Specie xilofaga, *S. substriatus* vive in foreste di conifere a *Picea abies*, *Abies alba* e *Pinus* spp., su tronchi abbattuti o danneggiati (Lesne 1896, 1901; D'Antoni et al. 2003; Buse et al. 2009; Campanaro et al. 2011a). L'adulto scava gallerie nel legno di cui si ciba, e all'interno delle quali si accoppia, depone le uova e dove ha luogo lo sviluppo larvale (Lesne 1896; D'Antoni et al. 2003). La femmina muore subito dopo l'ovideposizione, e con il suo corpo chiude la galleria all'interno della quale sono state deposte le uova (D'Antoni et al. 2003). Il periodo di attività degli adulti in Italia è compreso tra fine maggio e inizio estate (Lesne 1896).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Stephanopachys substriatus* è diffuso in maniera sporadica in quasi tutta la regione Olartica (Lesne 1896, 1901; Nardi 2004, 2005; Löbl & Smetana 2007).

In Italia la specie è estremamente rara, ed è nota di pochissime località di Trentino-Alto Adige, Piemonte e Val d'Aosta (Luigioni 1929; Porta 1929; Nardi 2005). Come per tutte le specie saproxiliche, il principale fattore di minaccia è rappresentato dalla distruzione e frammentazione dell'habitat forestale sia a causa di incendi, sia, soprattutto, a causa dell'impatto antropico (disboscamento).

### Monitoraggio

**Background.** Sebbene *Stephanopachys substriatus* sia incluso nell'allegato II della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è ancora stato condotto in Italia uno studio approfondito mirato al monitoraggio di

questa specie.

**Proposta operativa CNBFVR.** Considerata l'estrema rarità e la grande carenza di informazioni sulla biologia di *S. substriatus*, non è al momento possibile proporre un protocollo di monitoraggio specifico per la specie. A maggior ragione, è quindi fondamentale preservare perlomeno gli ambienti dove *S. substriatus* è stato segnalato.

### Come verificare la presenza della specie

L'unico metodo utilizzabile per verificare la presenza di questa specie è la ricerca diretta, o tramite window-traps, in habitat idonei.



Fig. 63. Adulto di *Stephanopachys substriatus*  
(foto T. Murray).

# *Bolbelasmus unicornis* (Schränk 1789)

Nome comune italiano: nessuno

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Coleoptera

Famiglia: Geotrupidae

Genere: *Bolbelasmus* Boucomont 1910

## Il genere *Bolbelasmus* Boucomont 1910

I coleotteri appartenenti al genere *Bolbelasmus* sono di relativamente piccole dimensioni – generalmente non superano i 15 mm di lunghezza (Baraud et al. 2001) – e sono caratterizzati da forma globosa e superficie dorsale relativamente liscia, sebbene le elitre siano attraversate da più o meno marcate strie di punti. Sulla porzione postero-mediana del capo dei maschi è presente una peculiare protuberanza che ricorda la forma di un corno. Il dimorfismo sessuale è particolarmente evidente anche nel pronoto, che nei maschi è caratterizzato, nella regione anteriore, dalla presenza di protuberanze più o meno marcate (corni, tubercoli). In entrambi i sessi le tibie di tutte e tre le paia di zampe sono fortemente dentate (Baraud et al. 2001; Arnone & Massa 2010; Ballerio et al. 2010).

## Diagnosi morfologica della specie *Bolbelasmus unicornis*

**Adulto:** Lunghezza totale: 12–15 mm (Ballerio et al. 2010). Questo relativamente piccolo geotrupide, di colore ferrugineo, si distingue dalle altre specie affini per la seguente combinazione di caratteri (Baraud et al. 2011): capo del maschio caratterizzato dalla presenza di un corno semplice e quasi perpendicolare alla fronte; capo della femmine dotato di una carena frontale con tre tubercoli; strie elitrali peculiarmente convesse (Fig. 64).

**Larva:** sconosciuta

## Ecologia, biologia e fenologia

Specie legata al piano basale, la bionomia è sostanzialmente sconosciuta. Sulla base delle conoscenze relative alle specie affini, si ipotizza che si tratti di una specie micetofaga, che si nutre di funghi ipogei (Ballerio

et al. 2010); sembra perlopiù associata a località con prevalenza o presenza di substrati sabbioso-argillosi. Gli adulti si rinvengono di norma in primavera, spesso attratti dalle fonti luminose (Ballerio et al. 2010).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

La specie è segnalata in maniera sporadica in Europa centrale e centro-orientale, fino alla Grecia (Baraud et al. 2001). Per quanto riguarda l'Italia, come evidenziato da Arnone & Massa (2010), la maggior parte delle segnalazioni sono da verificare e attendono conferma. Ad oggi, gli unici dati confermati per il nostro territorio sono relativi a Piemonte, Lombardia (Arnone & Massa 2010), e ad un recente ritrovamento della specie in un'area prativa nei dintorni di Udine (2006; Zandigiacomo dati inediti; Stoch dati inediti), a conferma di più antiche segnalazioni nella zona (Benasso 1971). Per quanto concerne le citazioni relative alla Sicilia, una recente revisione di tutto il materiale disponibile (Arnone & Massa 2010) ha permesso di attribuire tutte le segnalazioni di *Bolbelasmus* per l'isola ad una nuova specie apparentemente endemica: *Bolbelasmus romanorum* Arnone & Massa 2010. La nuova specie si distingue dalle congenere per la forma dei parameri dell'edeago, e per una differente morfologia e punteggiatura di clipeo e pronoto (Arnone & Massa 2010).

Considerato che *B. romanorum* è stata separato da *B. unicornis* successivamente alla pubblicazione della Direttiva Habitat, è opportuno considerare protetta anche la specie siciliana.

## Monitoraggio

**Background:** Non sono ad oggi stati condotti studi specifici mirati al monitoraggio della specie *Bolbelasmus unicornis*.

**Proposta operativa CNBFVR:** In considerazione della scarsità di conoscenze sull'ecologia della specie, non si ritiene opportuno proporre un formale protocollo di monitoraggio. In funzione del noto fototropismo positivo di *Bolbelasmus* e di quasi tutti i Bolboceratini, potrebbe peraltro essere avviata la sperimentazione (almeno in siti che manifestino substrati e litosuoli idonei) di metodi di raccolta

semi-automatizzata con trappole luminose e telo di raccolta, attivi nei mesi primaverili di prevalente attività della specie.

**Come verificare la presenza della specie**

Per i motivi citati nel paragrafo precedente, non esiste un metodo affidabile per verificare con certezza la presenza della specie.



Fig. 64. Maschio adulto di *Bolbelasmus unicornis* (foto C. Mancini).

# *Papilio alexanor* Esper 1800

Nome comune italiano: Alexanor

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Papilionidae

Genere: *Papilio* Linnaeus 1758

## Diagnosi morfologica della specie *Papilio alexanor*

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 34–40 mm. Lepidottero papilionide dalle ali ampie, provvisto di codine alle ali posteriori e di colore essenzialmente giallo e nero che, oltre con le specie congeneri, a causa del pattern tigrato mostra una certa somiglianza anche col comune Podalirio (*Iphiclides podalirius* Linnaeus, 1759), che tuttavia presenta alle ali anteriori un maggior numero di fasce trasversali ed alle posteriori codine nettamente più lunghe. Nell'ala anteriore di *P. alexanor* si individuano, oltre all'area basale e ad alla fascia terminale nere, quattro fasce trasversali nere, due complete, l'antemediana e la submarginale, e due interrotte, che attraversano rispettivamente la cellula discale a metà ed all'apice. Gli elementi melanici più caratteristici del pattern dell'ala posteriore sono invece il margine anale, una fascia antemediana rettilinea che attraversa a metà la cellula discale, il cospicuo tratto a chiusura della cellula discoidale, la fascia submarginale, che al tornus è irrorata distalmente di rosso ed origina una macchia semiocellare, e la banda marginale che segue esattamente l'elegante margine crenulato dell'ala. La fascia submarginale delle ali anteriori è irrorata di giallo al suo interno, quella delle posteriori di blu. L'Alexanor si distingue agevolmente dal comune Macaone (*P. machaon* Linnaeus 1758) e dal Macaone di Sardegna (*P. hospiton* Gené 1839) grazie al terzo basale dell'ala anteriore, che in *P. alexanor* presenta un'ampia area centrale subtriangolare di colore giallo, mentre nelle due congeneri è uniformemente nero irrorato di squame giallastre. In *P. alexanor*, inoltre, le nervature non sono irrorate di nero, le corte fasce mediane dell'ala anteriore sono più verticali, ed alle ali posteriori vi è l'evidente banda rettilinea antemediana ed il tratto a chiusura della cellula è più spesso. Ventralmente le ali sono sostanzialmente identiche rispetto alla visione dorsale,

sebbene con colorazione più pallida. Le antenne sono scure, con gli ultimi segmenti macchiati di giallo (fig. 65); capo, torace ed addome sono gialli ai lati ed attraversati dorsalmente da una larga fascia longitudinale nera; l'addome presenta anche una fascia scura medioventrale, occasionalmente coalescente con una sottile linea nera laterale (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Tshikolovets 2011; Mazzei et al. 2012; Bollino & Sala 2004; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; fig. 65).

**Larva.** Il bruco maturo di *Papilio alexanor* presenta colore di fondo giallastro o bianco lattiginoso ed ha segmenti attraversati trasversalmente da una larga banda nera a sua volta interrotta verticalmente da tratti subdorsali e sopralaterali di colore arancione pallido, ai quali talvolta se ne associa uno sottolaterale; le pseudozampe sono nere (Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009; fig. 66). Vi è tuttavia notevole variabilità per quanto riguarda l'estensione dei disegni neri.

## Ecologia, biologia e fenologia

Questa specie vive preferenzialmente in aree acclivi e soleggiate in zone xeriche del piano basale e montano, tra i 200 e i 1700 m di quota, con preferenza per le aree a substrato roccioso (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Tshikolovets 2011; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009). Le larve si sviluppano alle spese di diverse specie di Apiaceae, soprattutto dei generi *Ptychotis*, *Trinia*, *Opopanax*, *Seseli*, *Pimpinella*, *Falcaria*, *Torilis*, *Ferula* e *Carum* (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Tshikolovets 2011; Bollino & Sala 2004; Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009).

Univoltina, il periodo di comparsa degli adulti è compreso tra metà aprile e fine luglio; i maschi sono soliti pattugliare alla ricerca delle femmine con voli assai rapidi in pieno sole, per poggarsi poi su diverse

piante, in particolare cardi (*Carduus* spp.) e valeriana rossa (*Centranthus ruber*).

Le larve si rinvencono nel mese di luglio e la specie entra in diapausa a fine estate allo stadio di crisalide (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004, Tshikolovets 2011).

#### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Papilio alexanor* è diffuso dalla Francia sud-orientale all'Asia centrale (Hesselbarth et al. 1995; Karsholt & van Nieuwerkerken 2011). In Italia la specie presenta una distribuzione assai frammentata, essendo nota di poche località nel Piemonte sud-occidentale, in Liguria occidentale, in Aspromonte, nel Pollino e in Sicilia nord-orientale (Bollino & Sala 2004; Parenzan & Porcelli 2005–2006; Villa et al. 2009). Le popolazioni dell'Italia nord-occidentale si mostrano complessivamente costantemente presenti, anche se decisamente localizzate, mentre in Italia meridionale ed in Sicilia gli avvistamenti della specie sono sempre stati sporadici ed occasionali.

Data l'estrema localizzazione delle colonie di *P. alexanor* in Italia, queste potrebbero trovarsi esposte al rischio di depauperamento nel caso di eccessivi prelievi per scopo collezionistico, oltre che ovviamente a seguito di alterazioni ambientali che si dovessero verificare nei loro biotopi.

#### Monitoraggio

**Background.** Sebbene *P. alexanor* sia incluso nell'allegato IV della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è ancora stato condotto uno studio approfondito mirato al monitoraggio di questa specie.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo qui proposto rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie, nel presente contributo (cfr. sezione "Background"). Tale protocollo si basa sul metodo dell'avvistamento e conteggio degli adulti, all'interno di un'area di studio delimitata. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi di conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti

dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente le caratteristiche.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare il monitoraggio di questa specie è compreso tra il 15 maggio e il 30 giugno. Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *P. alexanor*").

Considerato che gli adulti di tale specie si trovano di fatto su rupi assolate esposte a sud o sudovest piuttosto ridotte, in aree dalla microtopografia articolata ed accidentata, sparse tra la vegetazione boschiva, e soprattutto con una fortissima pendenza, il primo passo consiste nell'identificazione di transetti bustrofedici in quadranti possibilmente omogenei dal punto di vista ambientale, di 100 m di lato.

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco delle sei settimane. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00, ed è fondamentale che si tratti di giornate soleggiate e con poco vento.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente lungo il transetto, segnando su un quaderno da campo il numero di adulti di *P. alexanor* avvistati.

Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo l'esperimento nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Papilio alexanor* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *P. alexanor*).



Fig. 65. Adulto, in visione dorsale, di *Papilio alexanor* (foto P. Mazzei).



Fig. 66. Larva di *Papilio alexanor* (foto P. Mazzei).



## *Papilio hospiton* Gené 1839

Nome comune italiano: Macaone di Sardegna

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Papilionidae

Genere: *Papilio* Linnaeus 1758

### Diagnosi morfologica della specie *Papilio hospiton*

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 34–40 mm. Lepidottero papilionide dalle ali ampie, provvisto di codine alle ali posteriori e di colore essenzialmente giallo e nero, strettamente affine al comune Macaone (*P. machaon* Linnaeus 1758), dal quale si distingue per i seguenti caratteri: componente melanica del pattern più estesa, in particolare lungo le venature delle ali anteriori e nel campo distale delle posteriori; margine interno della fascia submarginale delle anteriori nettamente ondulato; codina delle ali posteriori più corta e macchia rosso-arancione all'angolo anale delle posteriori stretta e di forma semilunare, non circolare (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Tshikolovets 2011; Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009; figg. 67–68). Sul rovescio le ali presentano un disegno sostanzialmente identico a quello del dorso, sebbene con intensità della pigmentazione melanica attenuata, soprattutto sulle fasce submarginali, largamente irrorate di giallo e, lungo il margine interno di quella delle ali posteriori, parzialmente di rosso (Villa et al. 2009). Le antenne sono interamente nere (fig. 67); capo, torace e addome sono gialli variamente irrorati di nero, con una larga fascia nera medio-dorsale e, sull'addome, una fascia medio-ventrale ed un paio di linee ventrolaterali nere (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Tshikolovets 2011; Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009; figg. 67–68).

**Larva.** Il bruco maturo di *Papilio hospiton* presenta un disegno screziato con irregolari bande nere su sfondo giallo-verdastro e tratti di colore arancione pallido (Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009; fig. 69).

**Note.** Sia in Sardegna sia in Corsica questa specie vive in simpatria, e spesso in sintopia, con l'affine *P.*

*machaon*. Gli studi di Aubert et al. (1997) e di Cianchi et al. (2003), basati su diversi loci allozimici e su DNA mitocondriale, hanno dimostrato come tra le due specie vi possa essere ibridazione, sebbene con tassi inferiori al 4% ed in ogni caso limitata alla generazione F1.

Un progetto mirato allo studio della biologia, la genetica, la biogeografia, la fisiologia e l'etologia di *Papilio hospiton*, nell'ottica di valutare il suo stato di conservazione, è attualmente in corso di svolgimento presso l'Università di Cagliari (Prof. Roberto Crnjar e collaboratori).

Con l'approccio genetico, il progetto mira a studiare: 1) la variabilità genetica delle popolazioni di *P. hospiton* in Sardegna e nelle isole circumsarde e le differenze genetiche tra le popolazioni sarde e corse, per definire la quantità di variazione presente nella specie (eterozigosi), la presenza di "inbreeding", le dimensioni effettive delle popolazioni e l'effetto della deriva genetica, la presenza o meno di strutturazione genetica e divergenza tra popolazioni; 2) il grado di diversità genetica delle diverse piante-ospite a livello intra- ed interpopolazione, interspecifico e tra specie endemiche e ad ampia distribuzione, considerando anche tre diversi livelli di confronto da un punto di vista geografico: a) tra le popolazioni presenti nelle aree insulari e quelle continentali del bacino del Mediterraneo; b) tra quelle sarde e corse; e c) tra quelle presenti in Sardegna "sensu stricto" e quelle localizzate nelle isole minori.

Con l'approccio morfologico, il progetto di ricerca intende valutare i diversi tipi di chemosensilli gustativi e olfattivi, a cui sono associati i chemocettori presenti negli adulti e nelle larve di *P. hospiton*, per identificarne la tipologia e la distribuzione. Ciò fornirà le basi per i successivi esperimenti elettrofisiologici, utili a chiarire anche le interazioni con le diverse piante-ospite.

Ad integrazione dei dati genetici ed elettrofisiologici, saranno effettuati una serie di studi etologici sia sugli adulti sia sulle larve, in quest'ultimo caso per mettere in relazione i profili di risposta gustativi con il grado di accettazione e deterrenza delle diverse piante-ospite. Infine, sarà valutato il successo di crescita larvale di *P. hospiton* sulle diverse piante-ospite.

I risultati generali del progetto potranno rappresentare un bagaglio di conoscenze sulla genetica, chemorecezione, comportamento e distribuzione delle popolazioni di *P. hospiton* e delle sue piante ospiti di grande interesse ambientale e per la biodiversità. Queste conoscenze daranno un contributo alla comprensione generale dei meccanismi di interazione insetto/pianta-ospite e permetteranno lo sviluppo di adeguati protocolli di conservazione, monitoraggio e gestione delle popolazioni di *P. hospiton* e del suo habitat.

### Ecologia, biologia e fenologia

La specie vive in aree rocciose, radure e zone cespugliose o con vegetazione rada del piano basale e montano, fino a circa 1600 m di altitudine, eccezionalmente a quote maggiori (Aubert et al. 1996; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011). Le larve si sviluppano alle spese di diverse Apiaceae, in particolare *Ferula* comune (*Ferula communis*), e di *Ruta corsica* (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004, Tshikolovets 2011). Gli adulti sono floricoli e prediligono il nettare di diverse specie di cardi (*Carduus* spp., *Cirsium* spp.) e ambrette (*Knautia* spp.) (Aubert et al. 1996). Come avviene in diversi altri papilionidi, anche i maschi di *P. hospiton* tendono a stazionare nelle ore più calde della giornata sulla cima di collinette o in altri punti salienti del territorio (comportamento "hill-topping"), dove possono scaldarsi efficacemente ed ottimizzare gli incontri con le femmine (Aubert et al. 1996; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004, Tshikolovets 2011).

Tendenzialmente monovoltina, gli adulti si rinvengono da marzo a giugno, ma occasionalmente si ha una parziale seconda generazione in piena estate. I bruchi si rinvengono solitamente tra giugno e settembre; la crisalide, di colore verde brillante, viene formata direttamente sugli steli della pianta alimentare, dove è tenuta ferma grazie ad una cintura di seta (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004, Tshikolovets 2011).

### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Papilio hospiton* è endemico di Corsica e Sardegna (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Tshikolovets 2011; Parenzan & Porcelli 2005–2006; Karsholt & van Nieuwerkerken 2011).

Individuare i principali fattori di minaccia per questa specie non è semplice, in quanto alcune delle più comuni forme di impatto antropico sul territorio (incendi, disboscamenti, pastorizia, sbancamenti e movimentazione terra etc.) tendono a favorire la diffusione della *Ferula* comune, una delle sue principali piante alimentari. È indubbio, tuttavia, che nonostante la grande diffusione della *Ferula* in Sardegna le colonie di *P. hospiton* appaiano decisamente localizzate e la specie sia in genere assai più rara del comune Macaone. È possibile pertanto che la struttura metapopolazionistica del Macaone di Sardegna sia intrinsecamente suscettibile a fattori ambientali non bene identificati che comporterebbero la formazione di demi meno estesi territorialmente e più ridotti numericamente rispetto a quelli della congenere.

Poiché la specie è assai apprezzata sul mercato collezionistico, il prelievo faunistico per tale finalità può altresì rappresentare un fattore di minaccia per l'integrità delle sue popolazioni, ma data la preferenza di *P. hospiton* per aree spesso acclivi ed impervie, non si ritiene che moderate raccolte possano condurre alla completa eradicazione della specie da un vasto territorio.

Sebbene l'ibridazione con *P. machaon* non sembri procedere oltre la prima generazione, è opportuno che sia monitorato costantemente l'eventuale inquinamento genetico dovuto ad introgressione con la congenere (cfr. Cianchi et al. 2003).

### Monitoraggio

**Background.** *Papilio hospiton* è incluso negli allegati II e IV della Direttiva Habitat ma allo stato attuale non è ancora stato condotto uno studio approfondito mirato al monitoraggio della specie.

**Proposta operativa CNBFVR.** Considerato che, sia in Corsica sia in Sardegna, *P. hospiton* vive in simpatia, e spesso in sintopia, con *P. machaon*, monitorare la specie secondo un approccio di conteggio a vista, come proposto per altre specie, non è praticabile.

Il protocollo proposto nel presente contributo si basa quindi sul metodo cattura-marcatura-ricattura degli adulti, all'interno di un'area di studio delimitata. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie è di quattro settimane consecutive a partire da metà maggio e finire a metà luglio a seconda della quota delle stazioni.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere con certezza sul campo la specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *P. hospiton*").

Il primo passo consiste nel delimitare uno o più transetti lineari di 1 km di lunghezza oppure, in aree acclivi fortemente variate come morfologia del territorio e della vegetazione, dei transetti bustrofedici in quadranti possibilmente omogenei dal punto di vista ambientale, di 100 m di lato.

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di sei uscite, equamente distribuite nell'arco delle quattro settimane. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00, ed è fondamentale che si tratti di giornate soleggiate.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lungo il transetto per un'ora, cercando di catturare gli adulti di *P. hospiton* avvistati, utilizzando un normale retino da farfalle.

La marcatura non deve influire sulla fitness dell'organismo, sulle sue capacità dispersive e riproduttive. Esistono varie tecniche di marcatura (Méndez 2008) ed è quindi consigliabile privilegiare la meno invasi-

va possibile. Nel caso particolare si possono colorare o numerare zone specifiche, preferibilmente sulle ali dell'insetto. Il colorante non deve essere tossico e deve essere resistente all'acqua. È importante utilizzare colori differenti per siti diversi ma adiacenti od in ogni caso vicini, in modo da non confondere gli individui marcati in ciascun sito e da determinare l'eventuale mobilità degli stessi. Come marcatore è consigliabile utilizzare uno dei seguenti coloranti: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori (testato da Campanaro et al. 2011a); 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco (Hawes 2008); 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori (Méndez 2008). Una volta marcata, la farfalla va rilasciata, in modo che possa essere eventualmente ricatturata in successive uscite sul campo (sull'analisi dei dati di monitoraggio si veda apposito capitolo).

Ripetendo i censimenti nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico delle popolazioni nei singoli siti.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Papilio hospiton* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi, oppure la ricerca degli stadi preimmaginali sulle piante alimentari (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *P. hospiton*).



Fig. 67. Adulto, in visione dorsale, di *Papilio hospiton* (foto P. Groendijk).



Fig. 68. Adulto, in visione laterale, di *Papilio hospiton* (foto P. Groendijk).



Fig. 69. Larva di *Papilio hospiton* (foto R. Crnjar).

## *Parnassius apollo* (Linnaeus 1758)

Nome comune italiano: Apollo

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Papilionidae

Genere: *Parnassius* Latreille 1804

### Diagnosi morfologica della specie *Parnassius apollo*

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 31–44 mm. Lepidottero papilionide dalle ali ampie e arrotondate di colore bianco con macchie nere e aree traslucide grigiastre e, sull'ala posteriore, un paio di vivaci macchie ocellari rosse o rosso-aranciate contornate di nero e con pupilla bianca; area submarginale delle ali anteriori traslucida. L'estensione delle macchie nere ed ocellari e delle aree traslucide è variabile ed è in genere maggiore nel sesso femminile, nel quale un paio di macchie nere in prossimità dell'angolo anale dell'ala posteriore possono altresì presentare al loro interno una irrorazione rossa o rosso-aranciata. (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Tshikolovets 2011; Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009; figg. 70–71).

Ventralmente le ali sono simili alla visione dorsale ma presentano diffuse squame piliformi ed ulteriori macchie rosse o rosso-aranciate nel campo basale delle posteriori (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011).

Le antenne sono grigio chiaro, ad eccezione della clava terminale, nerastra (figg. 70–71); capo, torace e addome sono grigio scuro o nerastri con pubescenza chiara, assai fitta e lunga sull'addome del maschio, cortissima in quello della femmina (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011; figg. 70–71). Dopo l'accoppiamento, nelle femmine si osserva una vistosa protuberanza scura di consistenza cornea ("sphragis"), secreta dal maschio ed avente funzione di "sigillo di copulazione", in posizione ventrale all'apice dell'addome.

Questa specie si distingue dall'affine *P. corybas* Fischer von Waldheim 1824 (= *phoebus* auct. nec Fabricius 1793) grazie alla presenza in quest'ultima di una macchia subcostale rossa nelle ali anteriori (Mazzei et

al. 2012; Villa et al. 2009; figg. 70–71) e di antenne distintamente anellate di bianco e di nero.

**Larva.** Il bruco maturo di *Parnassius apollo* è nero con una serie dorso-laterale di macchie arancioni grandi e piccole e corte setole nere diffuse su tutto il corpo (Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009; fig. 72).

### Ecologia, biologia e fenologia

Specie orofila con tendenze xerofile, associata a praterie rocciose, macereti e prati-pascoli del piano montano, preferenzialmente esposti al sole e ad un'altitudine compresa tra 1000 e 1800 m, sebbene localmente voli anche a quote inferiori o superiori, anche in aree soggette a pratiche agro-silvo-pastorali di tipo tradizionale (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011).

I bruchi si sviluppano soprattutto su *Sedum album*, ma accettano occasionalmente anche altre specie di borracine. L'adulto visita i fiori di numerose specie, compresi quelli delle piante nutrici, sebbene lo si rinvenga preferenzialmente su fiori rossi e violetti di cardi (*Cardus* spp., *Cirsium* spp., e *Centaurea* spp.), origano (*Origanum* spp.), vedovine (*Scabiosa* spp.) e ambrette (*Knautia* spp.) (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011).

La specie è monovoltina con schiuse abbastanza prolungate. Il periodo di attività degli adulti dura infatti da 5 a 8 settimane, comprese solitamente tra giugno e agosto, sebbene individui particolarmente precoci o tardivi possano anche comparire. Non sembra che vi sia una relazione diretta tra latitudine e comparsa degli adulti; infatti, in molte aree alpine il picco di presenza delle farfalle è spesso anticipato di circa un mese rispetto a quanto si registra nell'Appennino centrale. La vita media di un adulto è stata stimata

in circa tre settimane. I maschi pattugliano il territorio alla ricerca delle femmine; queste ultime, dopo l'accoppiamento, depongono le uova direttamente sulla pianta ospite o nelle sue immediate vicinanze. Lo svernamento avviene direttamente allo stadio di uovo o più precisamente sotto forma di bruchi neofornati che rimangono all'interno del corion oppure, più raramente, già fuoriusciti. Le larve si cibano pertanto a partire dalla primavera-estate successive. La ninfosità avviene all'interno di un bozzolo lasso sotto le pietre o tra i muschi; lo stadio di crisalide dura due o tre settimane. Il ciclo si completa solitamente nell'arco di un anno ma nella specie sono stati anche segnalati episodi di ciclo biennale (Nikusch 1993; Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004, Tshikolovets 2011).

#### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Parnassius apollo* è diffuso in gran parte delle catene montuose dell'Eurasia occidentale e centrale, dalla Penisola Iberica alla Baicalia, alle latitudini maggiori anche a quote decisamente modeste e fino al livello del mare, con estinzioni locali in Germania, Danimarca e Repubblica Ceca (Nikusch 1993; Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Tshikolovets 2011; Karsholt & van Nieuwerkerken 2011).

In Italia la specie è nota per le Alpi e la catena appenninica, con presenza di una colonia isolata anche in Sicilia sulle Madonie (Parenzan & Porcelli 2005–2006; Villa et al. 2009). È importante notare come nella distribuzione della specie lungo gli Appennini vi sia uno iato di alcune centinaia di chilometri tra la Meta (Parco Nazionale d'Abruzzo, Lazio e Molise) e l'Aspromonte. Vi è anche un dato per la Sila, mai successivamente confermato (Stauder 1915-1916). Per quanto riguarda le popolazioni di Aspromonte e Sicilia, sono state descritte due sottospecie, rispettivamente *P. apollo pumilus* Stichel 1906 e *P. apollo siciliae* Oberthür 1891, contraddistinte da individui di dimensioni mediamente minori e con macchie ocellari più piccole, caratteristiche particolarmente evidenti nelle popolazioni calabresi. Analisi di sistemi gene-enzima condotte su diverse popolazioni italiane ed europee indicano che la distinzione a livello sottospecifico di quella dell'Italia meridionale non trova riscontro nel livello di divergenza genetica (Racheli et al. 1983), mentre uno studio filogeografico basato sulle sequenze del gene mitocondriale per la Citocromo ossidasi subunità I [COI] ha evidenziato come le popolazioni siciliane risulterebbero parzialmente differenziate (Gratton et al. 2006; Todisco et al. 2010).

I principali fattori di minaccia che hanno portato ad estese estinzioni locali della specie in Europa centro-settentrionale, dove le popolazioni, occupando aree anche a quote assai modeste, si sono trovate particolarmente esposte agli interventi antropici sul territorio, sono verosimilmente da escludersi per le colonie italiane, tutte insediate in aree montane. Per quanto riguarda il nostro paese, tuttavia, è opportuno distinguere tra fattori che agiscono sulle popolazioni alpine, su quelle dell'Appennino centro-settentrionale e su quelle meridionali. Infatti, nelle Alpi la specie è presente con una tale continuità da non mostrarsi esposta a particolari situazioni di rischio. Tuttavia, affinché possano svilupparsi popolazioni numerose di *Parnassius apollo* è necessario che nei vari siti si verifichi la compresenza di diverse tipologie ambientali, come habitat rupestri idonei per le piante nutrici delle larve associati a prati fioriti ricchi di risorse nettariifere per gli adulti. Garantire un adeguato mosaico ambientale può pertanto rappresentare il fattore chiave per la persistenza a lungo termine delle colonie della specie. Nell'Appennino centro-settentrionale la situazione generale non è dissimile da quanto si verifica nelle Alpi ma il maggior grado di isolamento delle colonie sui singoli massicci montuosi, la minore estensione degli ambienti idonei e le fluttuazioni demografiche, spesso assai consistenti, potrebbero facilmente incrementare la vulnerabilità delle popolazioni, senza contare l'azione del riscaldamento climatico, cui la specie risulta nelle proiezioni di Settele et al. (2008) ad alto rischio. Indipendentemente dalla distinzione delle popolazioni calabresi e siciliane a livello nomenclaturale, rimane in ogni caso innegabile l'atipicità fenetica delle prime che, unitamente all'isolamento di entrambe, consiglia l'adozione di particolari iniziative di monitoraggio e di misure volte alla tutela dei loro biotopi, fortunatamente ora tutti compresi all'interno di Parchi Nazionali.

Un discorso a parte merita il prelievo di individui a fini collezionistici. Infatti, in passato la specie ha goduto di un'eccessiva popolarità in tal senso, esaltata anche dal fatto che erano state distinte centinaia di forme, varietà e sottospecie prive di significato biologico che spingevano i collezionisti alla raccolta di lunghe serie di individui da ogni località al fine di completare la rappresentazione della "presunta" variabilità di *P. apollo* nelle proprie collezioni e ad ottenere materiale per scambi con esemplari di altre aree geografiche. È noto pertanto, come dimostrato dalla "sovra-rappresentazione" della specie in numerose collezioni, che prelievi eccessivi di individui si sono verificati a scapito di numerose popolazioni. Si può altresì ipotizzare che ciò abbia condotto a veri e

propri effetti genetico-demografici di tipo “collo di bottiglia” in colonie isolate su singoli massicci montani. Fortunatamente, la crescente consapevolezza della sterilità di un simile approccio alla variabilità di una specie, la più diffusa cultura della conservazione ambientale e le diverse iniziative legislative a tutela della specie e dei suoi biotopi hanno drasticamente ridotto il fenomeno, che rimane però potenzialmente dannoso nel caso in cui dovesse riprendere su popolazioni fortemente disgiunte, isolate e ricercate per una qualche loro atipicità come quelle dell’Italia meridionale e della Sicilia.

### Monitoraggio

**Background.** Un importante studio mirato al monitoraggio di *P. apollo* è stato condotto in Finlandia tra il 1997 e il 2002, ad anni alterni (1997, 1999, 2000, 2002), mediante cattura-marcatura-ricattura degli adulti (Fred 2004).

L’area di studio era di circa 4 km<sup>2</sup>, ed è stata suddivisa in tre parti uguali, che sono state successivamente analizzate in modo separato. In ciascuno degli anni di monitoraggio, ogni sito è stato campionato otto volte. Le catture sono state realizzate mediante un retino da farfalle, e gli adulti catturati sono stati marcati tramite numeri sequenziali su una delle ali. Nel 1997 sono stati catturati e marcati 17 individui, nel 1999 13, ancora 17 nel 2000, e un picco di 22 nel 2002.

Questo studio ha dimostrato anche come *P. apollo* sia soggetto a fluttuazioni nell’estensione degli areali locali: nel 1997 adulti di *P. apollo* sono stati catturati solo nel 38% dell’area di studio, nel 1999 in quasi il 60% (Fred 2004).

Uno studio di monitoraggio basato sullo stesso metodo è stato condotto in Slovacchia, nel Parco Nazionale Pieniny, in un’area di studio di 1 km<sup>2</sup>, effettuando trenta repliche per anno a partire dal 1995 (Kiskova 2006).

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo si basa sul metodo di cattura-marcatura-ricattura degli adulti, all’interno di un’area di studio delimitata.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un’area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall’esperienza diretta dell’operatore.

Il periodo ideale per effettuare l’analisi di monitorag-

gio di questa specie è compreso tra l’1 giugno e il 15 agosto, a seconda delle località.

Per poter svolgere l’attività di monitoraggio, l’operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio, dopo avvenuta cattura (cfr. capitolo “Diagnosi morfologica della specie *P. apollo*”).

La prima fase consiste nell’effettuare un’ispezione preliminare del sito con lo scopo di determinare approssimativamente l’estensione della popolazione di *P. apollo*. In questo modo l’operatore potrà delimitare un’area di studio (“patch”) che corrisponda sostanzialmente al patch di alimentazione degli adulti: idealmente transetti bustrofedici in quadranti possibilmente omogenei dal punto di vista ambientale, di 100 m di lato.

Una volta determinata l’area da monitorare, l’operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell’arco di sei settimane. L’orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00, ed è fondamentale che si tratti di giornate soleggiate. In presenza di climi freschi e ventosi, gli individui saranno preferenzialmente fermi e sempre monitorabili.

Durante ogni uscita, l’operatore deve camminare lungo il transetto per un’ora, cercando di catturare gli adulti di *P. apollo* avvistati, utilizzando un normale retino da farfalle.

La marcatura non deve influire sulla fitness dell’organismo, sulle sue capacità dispersive e riproduttive. Esistono varie tecniche di marcatura (Méndez 2008) ed è quindi consigliabile privilegiare la meno invasiva possibile. Nel caso particolare si possono colorare o numerare zone specifiche, preferibilmente sulle ali dell’insetto. Il colorante non deve essere tossico e deve essere resistente all’acqua. È importante utilizzare colori differenti per siti diversi ma adiacenti od in ogni caso vicini, in modo da non confondere gli individui marcati in ciascun sito e da determinare l’eventuale mobilità degli stessi. Come marcatore è consigliabile utilizzare uno dei seguenti coloranti: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all’acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori (testato da Campanaro et al. 2011a); 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco (Hawes 2008); 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori (Méndez 2008).

Ripetendo il monitoraggio nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull’andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Parnassius apollo* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti

della specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *P. apollo*).



Fig. 70. Adulto, in visione dorsale, di *Parnassius apollo* (foto P. Mazzei).



Fig. 71. Adulto, in visione laterale, di *Parnassius apollo* (foto P. Mazzei).



Fig. 72. Larva di *Parnassius apollo* (foto P. Mazzei).

# *Parnassius mnemosyne* (Linnaeus 1758)

Nome comune italiano: Mnemosine

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Papilionidae

Genere: *Parnassius* Latreille 1804

## Diagnosi morfologica della specie *Parnassius mnemosyne*

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 26–34 mm. Lepidottero papilionide dalle ali ampie e arrotondate di colore bianco con vene bene evidenziate in nero, un paio di macchie nere nella cellula discale delle ali anteriori e, soprattutto nel campo distale di queste ultime, ampie aree traslucide grigiastre; il margine anale delle ali posteriori è interessato da un'estesa irrorazione di squame nere o grigio scuro, che spesso si estende lungo il margine inferiore della cellula discale fino al suo margine esterno, in particolar modo nel sesso femminile. Ventralmente le ali sono sostanzialmente identiche rispetto alla visione dorsale, sebbene con tinta più opaca (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011). Le antenne sono grigio chiaro, ad eccezione della clava, più scura (fig. 73); capo, torace e addome sono grigi e caratterizzati da abbondante pubescenza, in particolare nel maschio (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011; fig. 73). Dopo l'accoppiamento, nelle femmine si osserva un vistoso cappuccio biancastro di consistenza cornea ("sphragis"), secreto dal maschio ed avente funzione di "sigillo di copulazione", in posizione ventrale all'apice dell'addome.

Questa specie si distingue facilmente dagli altri *Parnassius* italiani, *P. apollo* (Linnaeus 1758) e *P. corybas* Fischer von Waldheim 1824 (= *phoebus* auct. nec Fabricius 1793), grazie alla totale assenza di macchie rosse nelle ali (fig. 73). In volo non è infrequente che la specie possa essere confusa con la Pieride del biancospino (*Aporia crataegi* Linnaeus 1758), anch'essa di colore sostanzialmente bianco con venature nere evidenti, il cui volo è però più erratico, meno caratterizzato da tratti di volo planato orizzontali ed a modesta distanza dal suolo come invece si osserva in *P. mnemosyne*.

**Larva.** Il bruco maturo di *Parnassius mnemosyne* è nero con una serie dorso-laterale di macchie grandi e piccole di colore variabile dal giallo all'arancione e corte setole nere diffuse su tutto il corpo (Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009; fig. 74).

## Ecologia, biologia e fenologia

La specie è associata a radure e prati freschi in ambienti montani tra i 600 e i 1800 m di quota (eccezionalmente dai 500 m e fino a 2200 m), solitamente ai margini di boschi moderatamente aperti di latifoglie, soprattutto di Faggio, nel cui sottobosco crescono le piante nutrici delle larve, diverse specie del genere *Corydalis* (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011). L'adulto presenta preferenze nettari-vore piuttosto variate (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011).

Gli adulti volano in un'unica generazione con schiuse prolungate tra la metà di maggio e gli inizi di agosto, ma il periodo di massima abbondanza coincide generalmente coi mesi di giugno e luglio (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011).

Poiché al momento dell'ovideposizione le parti aeree delle *Corydalis* sono di solito avvizzite o mancanti, le femmine riescono a localizzare le parti ipogee delle piante alimentari e depongono le uova tra la vegetazione o la lettiera circostante. Lo svernamento avviene di regola allo stadio di bruco neoformato che rimane all'interno del corion, ma in caso di schiusa autunnale sono direttamente le giovani larve che oltrepassano l'inverno. La ninfosi avviene all'interno di un bozzolo lasso tra la lettiera; lo stadio di crisalide si protrae per circa tre settimane. (Nikusch 1993; Lepidopterologen-Arbeitsgruppe 1994; Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011).

### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Parnassius mnemosyne* è diffuso dalla Scandinavia e dai Pirenei fino in Asia centrale (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Karsholt & van Nieukerken 2011).

In Italia la specie è relativamente localizzata, nonostante un'ampia distribuzione geografica che si estende dalle Alpi agli Appennini, fino in Sicilia sui Nebrodi e sulle Madonie (Parenzan & Porcelli 2005–2006; Villa et al. 2009).

Recenti studi filogeografici basati sul marcatore mitocondriale COI (Gratton et al. 2006) hanno mostrato come lungo l'arco alpino siano identificabili due entità geneticamente differenziate, una occidentale ed una orientale, con parziale sovrapposizione degli areali delle due entità sul Monte Grappa.

I principali fattori di minaccia per *P. mnemosyne* sono rappresentati dalla ceduzione che, diradando eccessivamente gli alberi, porta ad alterare il microclima fresco e umido necessario alla presenza della specie, da pratiche agro-silvo-pastorali che determinano mosaici ambientali caratterizzati da bruschi confini tra, ad esempio, fitte particelle forestali e coltivi o pascoli aridi, ed in generale da ogni intervento che conduca alla rarefazione delle aree prative in prossimità dei boschi ed all'inaridimento del territorio. Anche l'estensiva riforestazione di prati e radure montane può comportare l'alterazione progressiva dell'habitat caratteristico della specie. Trattandosi di un elemento tipicamente mesoigrofilo, *P. mnemosyne* risulta inoltre ad alto rischio nei confronti del riscaldamento climatico (Settele et al. 2008).

### Monitoraggio

**Background.** Uno studio mirato al monitoraggio di *P. mnemosyne* è stato condotto in due diverse aree in Ungheria, nel 1995 e 1996, mediante cattura-marcatura-ricattura degli adulti (Megléczi et al. 1999).

In ciascuno degli anni di monitoraggio, le aree di studio, di dimensioni non specificate, sono state campionate da un minimo di due a un massimo di dieci volte ogni mese nel periodo di massima attività degli adulti (maggio e giugno). Le catture sono state realizzate mediante un retino da farfalle e gli adulti catturati sono stati marcati tramite numeri sequenziali sulla regione ventrale delle ali posteriori.

Nel 1995 sono stati catturati e marcati 598 individui in un sito e 144 nell'altro, nel 1996 il numero di esemplari catturati e marcati è stato nettamente maggiore rispetto all'anno precedente, con 1581 catture nel primo sito e 221 nel secondo.

Un analogo studio, basato sulla stessa metodologia, è stato condotto in Finlandia sud occidentale nel 2000

(Välimäki & Itämies 2003), in un'area di studio di 2.7 km<sup>2</sup> in cui è stata precedentemente verificata la presenza e la localizzazione precisa nell'area di piante appartenenti al genere *Corydalis*. Il sito è stato suddiviso in tre sottoaree indipendenti, e il monitoraggio è stato condotto per dieci giorni consecutivi tra il 13 e il 22 giugno, visitando ciascuna delle tre aree due volte ogni giorno, alle 9.00 e alle 13.30. Le catture sono state realizzate mediante un retino da farfalle, e gli adulti catturati sono stati marcati tramite numeri sequenziali sulla regione dorsale delle ali anteriori. In totale sono stati catturati 564 esemplari, di cui 409 maschi e 164 femmine, con una *sex-ratio* nettamente sbilanciata verso il sesso maschile.

Un'ulteriore analogica ricerca è stata realizzata, sempre mediante cattura-marcatura-ricattura, in quattro aree distinte in Repubblica Ceca, nel 1995 e 1996 (Konvicka & Kuras 1999). Anche questo studio, in cui sono stati catturati e marcati oltre mille esemplari, ha dimostrato come in questa specie sia evidenziabile un rapporto numerico sbilanciato verso il sesso maschile, effetto verosimilmente dovuto alla minore mobilità delle femmine ed agli sfarfallamenti leggermente anticipati dei maschi (protandria), per cui il periodo in cui si svolgono i censimenti può influire sui risultati.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie (cfr. sezione "Background"). Tale protocollo si basa sul metodo dell'avvistamento e conteggio degli adulti, lungo transetti. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie è compreso tra il 1° maggio e il 31 luglio.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *P. mnemosyne*").

Il primo passo consiste delimitare un transetto bustrafedico all'interno di un quadrante di 100 x 100 m ai margini di un'area boschiva (habitat tipico di *P. mnemosyne*).

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco delle dodici settimane. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00, ed è fondamentale che si tratti di giornate soleggiate e con poco vento.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente lungo il transetto, segnando su un quaderno da campo il numero di adulti di *P. mnemosyne* avvistati all'interno di un'ideale galleria di 100 m di lunghezza e 5 m di diametro così suddivisi: 2,5 m a

destra, 2,5 m a sinistra e 2,5 m in altezza.

Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo i rilievi nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Parnassius mnemosyne* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *P. mnemosyne*).



Fig. 73. Adulto, in visione dorsale, di *Parnassius mnemosyne* (foto P. Mazzei).



Fig. 74. Larva di *Parnassius mnemosyne* (foto P. Mazzei).



## *Zerynthia polyxena* (Denis & Schiffermüller 1775)

## *Zerynthia cassandra* (Geyer 1828)

Nome comune italiano: Zerinzia (collettivo)  
Polissena (*Z. polyxena*)  
Cassandra (*Z. cassandra*)

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Papilionidae

Genere: *Zerynthia* Ochseneimer 1816

**Note tassonomiche.** Recenti studi hanno dimostrato che le popolazioni italiane di "*Z. polyxena*" vanno in realtà ascritte a due specie differenti, distinguibili principalmente su base genetica e dei genitali maschili (Nazari & Sperling 2007; Dapporto 2010): *Z. polyxena*, presente esclusivamente in Italia settentrionale (Parenzan & Porcelli 2005–2006), e *Z. cassandra* (Geyer 1828), distribuita dalla Liguria a tutta la penisola e fino in Sicilia. Come previsto dalla Direttiva Habitat, anche *Zerynthia cassandra* deve conseguentemente rientrare negli allegati della Direttiva stessa.

### Diagnosi morfologica delle specie *Zerynthia polyxena* e *Zerynthia cassandra*

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 23-31 mm. Lepidotteri papilionidi dalle ali arrotondate con colore di fondo giallo e nervature, maculature e ampi disegni trasversali neri. L'area submarginale di entrambe le paia di ali è caratterizzata da un disegno continuo ondulato, e sul campo distale delle ali posteriori è visibile una serie di macchie semilunari rosse seguite da debole irrorazione bluastro (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Mazzei et al. 2012; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011; figg. 75–76).

Ventralmente le ali sono di colore giallo pallido, con disegni simili alla regione dorsale, in parte evidenziati da una tinta rossa (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011).

Il capo è bruno scuro con estesa irrorazione rossa a livello pre-oculare, sulla fronte e sui palpi; torace e addome sono nerastri e provvisti di abbondante pubescenza in entrambi i sessi. Sul lato dell'addome corrono inoltre due serie di macchie rosse (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011; figg. 75–76).

Il più conveniente carattere diagnostico per distinguere le due specie è rappresentato dall'apice della valva, tronco e minutamente dentellato in *Z. polyxe-*

*na*, lungamente acuminato a forma di singola spina in *Z. cassandra*. Entrambe le specie sono assai simili alla congenera *Zerynthia rumina* (Linnaeus 1758), caratterizzata da vistose maculature rosse anche sull'ala anteriore, che si spinge fino nel Nizzardo ma non raggiunge il confine politico italiano.

**Larva.** I bruchi maturi di *Zerynthia polyxena* e di *Z. cassandra* sono di colore arancione rosato e provvisti di tubercoli conici lungo tutto il corpo (Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011; fig. 77).

### Ecologia, biologia e fenologia

Specie mesofile e mesotermofile associate a prati, radure, margini di boschi e ambienti forestali aperti e luminosi dal piano basale sino a circa 1500 m di quota in quello montano, soprattutto presenti però nell'orizzonte collinare e raramente oltre i 1000 m (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009).

Monovoltine, i bruchi si sviluppano a spese di diverse specie del genere *Aristolochia*. Lo svernamento avviene allo stadio di crisalide, che viene fissata con una cintura di seta agli steli tra la vegetazione (Tolman & Lewington 1997).

Gli adulti, relativamente precoci, volano, diurni, da fine marzo a maggio (Lepidopterologen-Arbeitsgruppe 1994; Villa et al. 2009).

### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Zerynthia polyxena* è diffusa in gran parte dell'Europa centro-meridionale, ad eccezione della penisola iberica, a est fino nell'Anatolia nord-occidentale, gli Urali meridionali e il Kazakistan nord-occidentale (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Karsholt & van Nieukerken 2011, Tshikolovets 2011). In Italia è presente sull'arco alpino e nella Padania fino in Liguria, dove localmente coesiste con

*Z. cassandra*, diffusa in Italia peninsulare ed in Sicilia, che deve considerarsi pertanto specie endemica italiana.

Il fattore critico per la presenza di popolazioni della specie è rappresentato da quella delle loro piante nutrici, le *Aristolochie*, che prediligono ambienti freschi e moderatamente umidi con luminosità leggera. Oltre ad interventi drastici come l'edificazione delle aree naturali o la conversione del territorio ad attività agricole intensive, anche forme di intervento che favoriscono condizioni xerotermiche o, al contrario, l'estesa riforestazione possono comportare ostacoli alla sopravvivenza delle popolazioni di *Zerynthia*. Altra variabile di cui tener conto è la caratteristica delle specie di occupare zone planiziali e di fondovalle o soltanto moderatamente acclivi proprio nella fascia altitudinale in cui maggiormente si sono sviluppate le attività umane. Ciò ha comportato l'estesa frammentazione dell'habitat proprio di queste specie che, essendo inoltre assai poco vagili, sono spesso strutturate in diverse micropopolazioni che si troveranno progressivamente sempre più a rischio quanto più si dovesse alterare o ridurre l'estensione delle tessere ambientali in cui queste sono insediate.

### Monitoraggio

**Background.** Sebbene "*Zerynthia polyxena*" sia inclusa nell'allegato IV della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è ancora stato condotto uno studio approfondito mirato al monitoraggio di questa specie.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie (cfr. sezione "Background"). Tale protocollo si basa sul metodo dell'avvistamento e conteggio delle larve su piante di *Aristolochia* spp., all'interno di un'area di studio delimitata. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza delle specie target sia ben documentata da

fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie coincide con il mese di maggio per i siti di basse e medie quote, con il mese di giugno per i siti sopra i 1000 m.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, le larve della specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica delle specie *Zerynthia polyxena* e *Zerynthia cassandra*").

La prima fase consiste nel delimitare una o più aree, in zone dove siano abbondanti piante di *Aristolochia* (cfr. "Ecologia, biologia e fenologia" di *Z. polyxena*).

Una volta determinate tali aree, l'operatore definirà una serie di quadranti di 1 m x 1 m contenenti piante di *Aristolochia* spp., sul modello di quelli utilizzati in studi di stampo fitosociologico. Il numero di quadranti dipenderà dall'estensione dell'area idonea alla presenza della specie.

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco delle sei settimane. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00, preferibilmente in giornate soleggiate e con poco vento.

Durante ogni uscita, l'operatore deve esaminare tutte le singole piante di *Aristolochia* spp. presenti all'interno dei quadranti pre-stabiliti, contando e segnando su quaderno da campo il numero di larve di *Zerynthia* avvistate.

Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo il procedimento nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

### Come verificare la presenza delle due specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Zerynthia polyxena* o *Z. cassandra* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti delle specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi, nelle ore centrali della giornata (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *Z. polyxena* e *Z. cassandra*), oppure la ricerca delle larve sulle piante alimentari.



Fig. 75. Adulto, in visione dorsale, di *Zerynthia cassandra* (foto P. Mazzei).



Fig. 76. Adulto, in visione laterale, di *Zerynthia cassandra* (foto P. Mazzei).



Fig. 77. Larva di *Zerynthia cassandra* (foto P. Mazzei).



# *Lycaena dispar* Haworth 1803

Nome comune italiano: Licena delle paludi

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Lycaenidae

Genere: *Lycaena* Fabricius 1807

## Diagnosi morfologica della specie *Lycaena dispar*

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 15–21 mm. Come in molti altri Licenidi, anche questa specie presenta un marcato dimorfismo sessuale. Nel maschio le ali sono di colore arancione lucente con tratti disco-cellulari scuri, soprattutto evidenti nelle ali anteriori, e sottile bordo marginale bruno scuro che, nelle posteriori, si trova prossimalmente in contatto con una serie di piccoli punti concolori tra le nervature (fig. 78); sempre nelle posteriori la regione anale è inscurita sino alla seconda nervatura cubitale (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Mazzei et al. 2012; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011; fig. 78). Nella femmina le ali anteriori sono arancioni con un grosso punto nero al centro della cellula, un evidente tratto nero a chiusura della stessa, una serie postmediana di macchie nere debolmente allungate negli spazi internervulari ed un largo bordo marginale bruno scuro; le ali posteriori sono velate di bruno nerastro con un'ampia fascia submarginale arancione dai margini crenulati che si estende da sotto l'apice all'angolo anale e su cui confluisce, quando presente, un'irrorazione arancione che può svilupparsi distalmente lungo le nervature (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Mazzei et al. 2012; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011; figg. 78–79).

Ventralmente entrambi i sessi presentano ali anteriori di colore arancione pallido con margine grigio ed evidenti punti neri orlati di chiaro, con precisione tre sulla cellula (basale, mediano e terminale), una serie postmediana ed una submarginale più o meno diffusa, mentre le ali posteriori sono grigie con punti neri orlati di bianco, alcuni dei quali disposti a formare una serie irregolare postmediana, ed un'ampia fascia submarginale arancione bordata internamente ed esternamente di punti neri, che non raggiunge però l'apice dell'ala (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011; fig. 79).

Le antenne sono distintamente anellate di grigio chiaro e di nero, con clava nera ed apice giallastro; capo, torace e addome sono bruno-neri sul dorso e grigio cenere sul ventre; il torace è provvisto di pubescenza relativamente abbondante in entrambi i sessi (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011; figg. 78–79).

*Lycaena dispar* somiglia a diverse specie congenere della fauna italiana, dalle quali si può però facilmente distinguere in base alla diversa estensione e combinazione delle aree arancioni con gli elementi scuri del pattern alare e soprattutto per le maggiori dimensioni.

**Larva.** Il bruco maturo di *Lycaena dispar* è di colore verde acceso, con tegumento diffusamente granuloso e coperto da cortissimi peli; corpo complessivamente depresso, abbastanza gibboso dorsalmente e lievemente affusolato alle estremità (Mazzei et al. 2012; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011).

## Ecologia, biologia e fenologia

Specie igrofila associata a prati umidi, paludi, risaie, torrenti, laghetti o marcite del piano basale e collinare, con vegetazione erbacea alta almeno 40 cm (Tolman & Lewington 1997; Settele et al. 2008; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011).

Presenta due, occasionalmente tre, generazioni annuali non facilmente separabili tra aprile e settembre (Villa et al. 2009).

I bruchi si sviluppano a spese di diverse specie di romice (es. *Rumex obtusifolius*, *R. aquaticus*, *R. crispus*) ed in particolare di *R. hydrolapathum*; le larve di ultima generazione svernano ancora piccole per poi entrare in ibernazione sino alla primavera successiva (Tolman & Lewington 1997; Settele et al. 2008).

I periodi di massima abbondanza degli adulti sono secondo Verity (1943) assai fluttuanti, anche in

una stessa località.

### Note tassonomiche

Un recente studio di filogeografia, basato sull'analisi del DNA mitocondriale di diverse popolazioni europee di *Lycaena dispar*, ha evidenziato che se da un lato le popolazioni del nord Europa sono strettamente affini a quelle delle Europa centrale, dall'altro le popolazioni analizzate provenienti dall'Italia rappresentano una linea nettamente differenziata (Lai & Pullin 2004). Di conseguenza, come suggerito dagli autori di tale studio, eventuali azioni di conservazione per questa specie dovrebbero avere come target le singole popolazioni, in funzione della provenienza geografica.

### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Lycaena dispar* è diffusa in gran parte della fascia temperata della Regione paleartica; in Europa il suo areale si estende dalla Gran Bretagna, dove è stata reintrodotta in seguito all'estinzione delle popolazioni originarie, attraverso l'Europa centrale e orientale fino agli Urali (Settele et al. 2008). Karsholt & van Nieukerken (2011) indicano la specie anche per la Spagna. In Italia *L. dispar* è presente nelle regioni settentrionali e centrali sino alla Toscana; nel Lazio è stata segnalata in passato per le Paludi Pontine, ma è ormai considerata localmente estinta (Parenzan & Porcelli 2005–2006; Villa et al. 2009). Contrariamente a quanto avviene in molte zone d'Europa, dove *L. dispar* è in forte rarefazione (Settele et al. 2008), si hanno notizie che in alcuni settori della pianura Padana la specie stia andando incontro ad una decisa espansione.

Data la peculiare tipologia di habitat cui è associata, il principale fattore di minaccia per questa farfalla è rappresentato dal drenaggio e dalle bonifiche delle aree umide per scopi agricoli, e dalla costruzione di bacini artificiali. Si ha tuttavia evidenza che colonie della specie possano persistere anche in aree agricole purché si eviti la pulitura della vegetazione spontanea dai canali di scolo dell'acqua di irrigazione.

### Monitoraggio

**Background.** *L. dispar* è stata monitorata in Inghilterra, dove la specie è stata reintrodotta, utilizzando come metodologia il conteggio delle uova su *Rumex hydrolapathum*, lungo transetti lineari (di lunghezza non specificata), tra il 1993 e il 1996 (Pullin 1997). Sono state campionate tutte le piante di *R. hydrolapathum* presenti nel raggio di 1 m a destra e 1 m a sinistra del transetto, e su ciascuna pianta è stata verificata, con successivo conteggio, la presenza delle uova di *L. dispar*. Inoltre, negli ultimi due anni di monitoraggio (27/28 maggio 1995; 3/4 giugno 1996) è stato

rilevato il numero di larve all'ultimo stadio presenti sulle medesime piante in cui erano state trovate le uova negli anni precedenti, in modo da ricavare una stima della sopravvivenza delle larve in relazione al numero di uova deposte.

Su ciascuna pianta attaccata da *L. dispar* erano presenti da 1 a 14 uova, e il rapporto tra larve all'ultimo stadio e numero di uova inizialmente presenti è risultato essere inferiore all'8%.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie (cfr. sezione "Background"). Tale protocollo riprende il metodo già utilizzato con successo in Inghilterra (Pullin 1997), e si basa sul conteggio delle uova su *Rumex hydrolapathum*, o altre specie congeneriche, lungo transetti lineari, all'interno di un'area di studio delimitata.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Considerato che la specie può presentare fino a tre generazioni annue, il conteggio delle uova può essere effettuato al termine dei periodi riproduttivi di ciascuna generazione, approssimativamente coincidenti con: (1) fine maggio-inizio giugno; (2) fine luglio; (3) fine settembre.

La prima fase consiste nel delimitare un transetto lineare di 1 km di lunghezza, in una zona dell'area di studio dove *Rumex hydrolapathum* sia particolarmente abbondante (cfr. capitolo "Ecologia, biologia e fenologia"). Un volta delimitato il transetto si individuino tutte le singole piante e su ciascuna pianta si conti il numero di uova presenti.

Tale attività dovrà essere ripetuta ogni anno nello stesso periodo. Ripetendo l'esperimento nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Lycaena dispar* in un determinato sito prevede l'osservazione diretta degli adulti, seguita dalla ricerca di uova e larve su piante di *Rumex* spp. in siti idonei (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *L. dispar*).



Fig. 78. Maschio di *Lycaena dispar* (foto C. Morelli).



Fig. 79. Femmina di *Lycaena dispar* (foto C. Morelli).



# *Phengaris arion* (Linnaeus 1758)

Nome comune italiano: Maculinea del timo

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Lycaenidae

Genere: *Phengaris* Doherty 1891

## Diagnosi morfologica della specie *Phengaris arion*

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 15–26 mm. Lepidottero licenide caratterizzato, in visione dorsale, da ali di colore blu violaceo con ampi bordi bruni. Distalmente ad un tratto scuro sulla discocellulare, nelle ali anteriori è presente una postmediana costituita da una serie di macchie scure interneurali allungate a forma di goccia, soprattutto sviluppate nel sesso femminile. Nelle ali posteriori tali macchie sono nettamente ridotte e puntiformi, talvolta offuscate o in larga parte obliterate. Su entrambe le paia di ali vi è inoltre una serie di punti scuri ante-marginali, sempre internervulari, che però risultano scarsamente visibili alle anteriori in quanto pressoché completamente coalescenti con l'ampia fascia marginale scura, mentre sulle posteriori tendono ad essere più distinti (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Tshikolovets 2011; Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009; fig. 80). Va tuttavia notato che l'estensione dei disegni scuri e l'ampiezza degli stessi bordi marginali sono assai variabili. Ventralmente le ali sono grigio chiaro, leggermente soffuse di celeste nell'area basale delle posteriori, con numerosi punti neri orlati di chiaro (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Tshikolovets 2011; Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009; fig. 80).

Le antenne sono anellate di grigio chiaro e nero, con clava scura; capo, torace e addome sono grigi, con riflessi bluastrici che interessano soprattutto la pubescenza dorsale del torace (Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009; fig. 80).

Per la distinzione dalla congenere *P. teleius* (Bergsträsser 1779) si veda la scheda relativa a questa specie.

**Larva.** L'aspetto del bruco maturo di *Phengaris arion*, di colore biancastro leggermente rosato e con sparse

microsetole, è quello tipico delle larve dei Licenidi, convesso dorsalmente e relativamente appiattito ventralmente.

## Ecologia, biologia e fenologia

Specie xero-termofila associata a pendii erbosi aridi e soleggiati dal piano basale fino oltre i 2000 m di quota (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009).

Monovoltina, le larve si sviluppano inizialmente a spese di infiorescenze di origano (*Origanum vulgare*) e timi (es. *Thymus serpyllum*; *T. pulegioides*), dopo la terza muta si lasciano cadere al suolo e si fanno adottare da formiche del genere *Myrmica* Latreille 1804 (in particolare *M. sabuleti* Meinert 1861 e *M. scabrinodis* Nylander 1846) che leccano avidamente un liquido a base di aminoacidi e zuccheri secreto dai bruchi grazie ad un organo dorsale situato sul settimo segmento addominale. All'interno del formicaio le larve continuano a produrre la secrezione gradita alle formiche e, pur nutrendosi di uova e larve degli ospiti sino all'inizio dell'inverno, quando subentra la diapausa, non vengono attaccate. In primavera i bruchi riprendono a nutrirsi per un breve periodo, per poi impuparsi nelle parti più superficiali del formicaio (Fiedler 1998; Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997).

Lo stadio di crisalide dura circa tre settimane; il periodo di massima attività degli adulti è compreso tra la fine di maggio e gli inizi di agosto, in funzione della latitudine e della quota (Lepidopterologen-Arbeitsgruppe 1994; Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Phengaris arion* è ampiamente diffusa in tutto il settore temperato dell'Eurasia, ad eccezione delle più estreme regioni orientali e, in Europa, del Portogallo, Irlanda,

Islanda e Scandinavia nord-occidentale (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Karsholt & van Nieukerken 2011). In Italia la specie è presente in tutta l'area continentale e peninsulare, ma manca nelle isole (Parenzan & Porcelli 2005–2006; Villa et al. 2009).

Il principale fattore di minaccia per questa farfalla è legato al delicato rapporto di simbiosi con le formiche del genere *Myrmica*: la distruzione degli habitat idonei per questi imenotteri, in particolare con la riduzione dello strato erboso in seguito al pascolo, è indirettamente deleteria anche per *P. arion* (Casacci et al. 2011).

### Monitoraggio

**Background.** Uno studio mirato al monitoraggio delle popolazioni alpine di *P. arion* è stato condotto dal gruppo di ricerca coordinato da Emilio Balletto dell'Università di Torino, nell'ambito di un più ampio progetto sulla conservazione di questa specie (Casacci et al. 2011), in un'area di studio localizzata in Val Ferret, sulle Alpi occidentali, in cui era stata preventivamente accertata la presenza relativamente abbondante di piante di timo.

Il monitoraggio è stato condotto tramite cattura-marcatura-ricattura, nell'anno 2009, tra il 29 giugno e il 20 luglio, ispezionando l'area di studio ogni giorno per 30–120 minuti. Gli adulti sono stati catturati con un retino da farfalle, marcati e immediatamente rilasciati. I risultati relativi a tale studio sono in fase di pubblicazione.

Inoltre, si è recentemente concluso anche un progetto europeo, coordinato da Joseph Settele dell'Università tedesca di Halle, mirato allo studio e alla conservazione delle specie europee del genere *Phengaris* (ex *Maculinea*). Uno degli obiettivi di rilievo del progetto prevede il monitoraggio delle diverse specie mediante cattura-marcatura-ricattura degli adulti lungo transetti. Per i dettagli si rimanda al sito internet dedicato al progetto (<http://www.macman-project.de>).

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie (cfr. sezione "Background"). Tale protocollo si basa sul metodo dell'avvistamento e conteggio degli adulti, all'interno di un'area di studio delimitata. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie è compreso tra l'inizio di giugno e il 20 luglio.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *P. arion*").

La prima fase consiste nel delimitare nell'identificazione di transetti bustrofedici in quadranti possibilmente omogenei dal punto di vista ambientale, di 100 m di lato, in una zona dell'area di studio dove timo e origano siano particolarmente abbondanti (cfr. capitolo "Ecologia, biologia e fenologia").

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco delle sette settimane. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00, ed è fondamentale che si tratti di giornate soleggiate e con poco vento.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente lungo il transetto, segnando su un quaderno da campo il numero di adulti di *P. arion* avvistati all'interno di ideali gallerie di 100 m di lunghezza e 5 m di diametro così suddivise: 2,5 m a destra, 2,5 m a sinistra e 2,5 m in altezza.

Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo l'esperimento nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Phengaris arion* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei (con abbondanza di timo e origano), negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *P. arion*). La presenza di formicai di *Myrmica* spp. può essere un ulteriore indizio a favore della presenza della specie nel sito.



Fig. 80. Femmina di *Phengaris arion* (foto P. Mazzei).



## *Phengaris teleius* (Bergsträsser 1779)

Nome comune italiano: nessuno

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Lycaenidae

Genere: *Phengaris* Doherty 1891

### Diagnosi morfologica della specie *Phengaris teleius*

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 18–22 mm. Specie somigliante all'affine *Phengaris arion* (Linnaeus 1758), dalla quale si distingue soprattutto per le nervature alari maggiormente evidenziate di bruno nero a partire dall'area discale e talvolta anche da quella basale delle ali, la minore estensione delle macchie nere su entrambi i lati delle ali, la serie antemarginale di punti scuri sulle posteriori raramente discernibile e, sul rovescio, per le dimensioni dei punti neri, simili tra ali anteriori e posteriori mentre in *P. arion* sono nettamente più grandi sulle anteriori, il colore di fondo meno cinereo e più marroncino e la ridotta suffusione bluastra (o verdastra) dell'area basale delle posteriori (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Tshikolovets 2011; Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009; figg. 81–82).

**Larva.** Il bruco maturo di *Phengaris teleius* è in tutto simile a quello della congenera *P. arion* (Villa et al. 2009).

### Ecologia, biologia e fenologia

Specie igrofila associata a prati umidi del piano basale sino a circa 800 m di altitudine (Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009), in alcuni paesi alpini anche a quote nettamente superiori (Lepidopterologen-Arbeitsgruppe 1994).

Il bruco si sviluppa inizialmente a spese di infiorescenze ancora chiuse di salvastrella maggiore (*Sanguisorba officinalis*) ma dopo la terza muta si lascia cadere al suolo cercando di farsi adottare da operaie del genere *Myrmica* Latreille 1804, in particolare *M. scabrinodis* Nylander 1846, *M. rubra* (Linnaeus 1758), *M. ruginodis* Nylander 1846, e *M. rugulosa* Nylander 1849 (Witek et al. 2010), sfruttando una secrezione amminoacidico-zuccherina di cui sono ghiotte tali formiche. Una volta trasportata all'interno del formicaio,

la larva di *P. teleius* continua a produrre tale sostanza inibitrice dell'aggressività degli ospiti e può nutrirsi indisturbata delle loro uova e larve sino all'inizio dell'inverno, quando entra in diapausa. In primavera il bruco riprende a nutrirsi per un breve periodo, per poi impuparsi nelle parti sommitali del formicaio (Tolman & Lewington 1997; Wynhoff 1998).

Lo stadio di crisalide dura circa tre settimane; il periodo di massima attività degli adulti è compreso tra la fine di giugno e la metà di agosto (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Tshikolovets 2011; Villa et al. 2009).

### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Phengaris teleius* è distribuita, con popolazioni spesso isolate e numericamente ridotte, lungo una fascia ristretta che va dall'Europa centrale agli Urali; assente dalla Penisola Iberica, dalle Isole Britanniche e dalle regioni più settentrionali e meridionali d'Europa, è presente con popolazioni isolate anche nell'area che va dall'Anatolia nord-orientale alla regione caucasica (Tolman & Lewington 1997; Karsholt & van Nieukerken 2011; Tshikolovets 2011).

In Italia la specie è nota esclusivamente per località della fascia prealpina del Piemonte e del Friuli-Venezia Giulia (Parenzan & Porcelli 2005–2006; Villa et al. 2009).

*Phengaris teleius* risulta particolarmente minacciata dall'alterazione del suo tipico habitat che, corrispondendo ai prati acquitrinosi planiziali, sono sempre più spesso soggetti a drenaggio e utilizzati per scopi agricoli, se non addirittura edificati o occupati da infrastrutture; anche il suo delicato rapporto simbiotico con alcune specie di *Myrmica* rappresenta un fattore critico che può influire sulla persistenza delle colonie della specie.

### Monitoraggio

**Background.** In Ungheria occidentale, con precisio-

ne presso l'Orség National Park, è stato recentemente condotto un monitoraggio mirato a determinare, mediante cattura-marcatura-ricattura, l'andamento demografico di popolazioni simpatiche di *Phengaris teleius* e dell'affine *P. nausithous* (Bergstrasser 1779), anch'essa legata a *Sanguisorba officinalis* nelle prime fasi dello sviluppo larvale (Korösi et al. 2012).

L'area di studio è stata suddivisa in ventidue diverse unità di campionamento di dimensioni variabili (300–2200 m<sup>2</sup>), le catture sono state effettuate tramite retino da farfalle, in tutti i giorni tra il 31 luglio e il 13 agosto 2003, tra le 9.00 e le 17.00. Gli esemplari catturati sono stati marcati con numeri sequenziali sul margine ventrale dell'ala posteriore, utilizzando un pennarello a punta fine resistente all'acqua (*Ed-ding 140 S, Ahrensburg, Germany*), e immediatamente rilasciati.

Alla fine delle due settimane di campionamento, nell'area complessiva oggetto di studio sono stati catturati e marcati 171 individui di *P. nausithous* e 1085 di *P. teleius*, in sostanziale simpatia, e talvolta in simpatia. Lo studio ha inoltre dimostrato come *P. teleius* sia quasi assente nelle zone di Parco che nell'ultimo decennio sono state soggette a riforestazione naturale, mentre è ampiamente diffusa nelle aree in cui la riforestazione è stata tenuta sotto controllo.

Uno studio analogo è stato condotto in Olanda, in un sito dove le due specie sono state reintrodotte nel 1990 (Wynhoff 1998). Per questo monitoraggio, che ha avuto luogo tra il 1991 e il 1996, l'area di studio è stata suddivisa in una griglia di quadrati di 10 x 10 m, e i campionamenti sono stati effettuati ogni due o tre giorni durante il periodo di volo degli adulti, percorrendo la griglia sempre con la stessa modalità. Gli esemplari adulti delle due specie sono stati catturati con un retino da farfalle, marcati con numerazione sequenziale su una delle ali con un pennarello *Staedtler Lumocolor Permanent* a punta fine, e immediatamente rilasciati.

Dallo studio è emerso che, cinque anni dopo la reintroduzione, *P. teleius* non si è spostata dal sito in cui era stata rilasciata. Le dimensioni della popolazione sono aumentate nei primi due anni, per poi diminuire e stabilizzarsi negli anni successivi. Infine, la ricerca ha evidenziato come anno dopo anno gli adulti di *P. teleius* abbiano mostrato la tendenza a posticipare di alcune settimane il termine del periodo di volo, dalla fine di luglio alla metà di agosto.

Un terzo studio, sempre mirato ad analizzare la simpatia di *P. teleius* e *P. nausithous* in Polonia, è stato realizzato nel 2002–2003 (Nowicki et al. 2005), sostanzialmente con le stesse metodologie sopra descritte per il monitoraggio condotto in Ungheria da

Korösi e collaboratori (2012).

Uno dei risultati più interessanti emersi da questa ricerca ha riguardato l'andamento demografico delle popolazioni delle due specie: infatti, dal 2002 al 2003 la popolazione di *P. teleius* ha mostrato un decremento di circa il 40%, mentre la popolazione di *P. nausithous* è cresciuta del 20%, a testimoniare un delicato equilibrio tra le due specie nel sito.

Inoltre, si è recentemente concluso anche un progetto europeo, coordinato da Joseph Settele dell'Università tedesca di Halle, mirato allo studio e alla conservazione delle specie europee del genere *Phengaris* (ex *Maculinea*). Uno degli obiettivi di rilievo del progetto prevede il monitoraggio delle diverse specie mediante cattura-marcatura-ricattura degli adulti lungo transetti. Per i dettagli si rimanda al sito internet dedicato al progetto (<http://www.macman-project.de>).

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie (cfr. sezione "Background"). Tale protocollo si basa sul metodo dell'avvistamento e conteggio degli adulti, all'interno di un'area di studio delimitata. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie è compreso tra il primo luglio e il 15 agosto.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio dopo cattura temporanea (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *P. teleius*").

La prima fase consiste nel delimitare nell'identificazione di transetti bustrofedici in quadranti possibilmente omogenei dal punto di vista ambientale, di 100 m di lato dove *Sanguisorba officinalis* sia particolarmente abbondante (cfr. capitolo "Ecologia, biologia e fenologia").

Una volta determinata l'area da monitorare, l'opera-

tore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco delle sei settimane. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00, ed è fondamentale che si tratti di giornate soleggiate e con poco vento.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente lungo il transetto, segnando su un quaderno da campo il numero di adulti di *P. teleius* temporaneamente catturati, conteggiati e subito dopo rilasciati. Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto. Ripetendo l'esperimento nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'an-

damento demografico della popolazione in quel determinato sito.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Phengaris teleius* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei (con abbondanza di piante di *Sanguisorba officinalis*), negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *P. teleius*). Formicai di *Myrmica scabrinodis* o delle altre specie ospiti possono essere un ulteriore indizio a favore della presenza della specie nel sito.



Fig. 81. Adulto, in visione laterale, di *Phengaris teleius* (foto P. Groendijk).



Fig. 82. Adulto, in visione dorsale, di *Phengaris teleius* (foto P. Groendijk).



# *Argynnis elisa* Godart 1823

Nome comune italiano: Elisa

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Nymphalidae

Genere: *Argynnis* Fabricius 1807

## Diagnosi morfologica della specie *Argynnis elisa*

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 22–27 mm. Lepidottero Ninfalide endemico di Sardegna e Corsica con ampie ali di colore arancione lievemente spolverate di grigio alla base e provviste su gran parte della superficie alare, ad eccezione del campo anale di entrambe le ali, di numerose macchioline nere variamente conformate. Pattern simile nei suoi tratti essenziali a quello delle diverse congeneri presenti in Italia, da tutte le quali si può distinguere facilmente grazie alla seguente combinazione di caratteri: colore di fondo della pagina superiore delle ali arancione in entrambi i sessi, elementi scuri del disegno poco marcati, mai originanti delle linee ondulate continue, maschio privo di nervature delle ali anteriori evidenziate da cospicui tratti neri, rovescio delle posteriori privo di ampie aree di colore uniformemente verde o giallastro bensì variegato con piccole macchie bianco-argenteo e rossicce su fondo gialloverdastro. L'ultima caratteristica si ritrova in alcune congeneri a distribuzione allopatria con le quali *A. elisa* non può pertanto essere confusa; può però essere mostrata da alcune forme di *A. niobe* (Linnaeus 1758), recentemente riportata come presente in Sardegna, le quali presentano però macchie bianco-argenteo più grandi, spesso coalescenti e nettamente bordate prossimalmente di nero nella serie centrale (postmediana), nervature più nette con spolveratura grigio scura e di solito un minuto punto nero alla base della cellula discale (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Tshikolovets 2011; Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009; fig. 83).

**Larva.** Il bruco maturo di *Argynnis elisa* è grigio scuro con sottili striature e punteggiatura biancastra e tre paia di sottili tubercoli conici provvisti di setole su ciascun segmento del tronco (Villa et al. 2009).

## Ecologia, biologia e fenologia

Questa farfalla è associata a formazioni arbustive, prati e macereti xerici e mesoxerici del piano collinare e montano, dai 700 ai 1800 m di quota (Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009).

Monovoltina, i bruchi neoformati svernano all'interno del corion delle uova, dalle quali fuoriescono in primavera per nutrirsi della loro pianta alimentare, *Viola corsica*. Il periodo di volo degli adulti si estende dalla fine di giugno ai primi di agosto (Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Argynnis elisa* è endemica di Corsica e Sardegna (Tolman & Lewington 1997; Parenzan & Porcelli 2005–2006; Villa et al. 2009; Karsholt & van Nieukerken 2011).

Per quanto riguarda il nostro paese, la specie non sembrerebbe essere particolarmente minacciata.

## Monitoraggio

**Background.** Sebbene *A. elisa* sia inclusa nell'allegato IV della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è ancora stato condotto uno studio approfondito mirato al monitoraggio di questa specie.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie. Tale protocollo sfrutta la monofagia delle larve di questa farfalla, e si basa quindi sul metodo del conteggio degli adulti di *A. elisa*, lungo un transetto delimitato. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti

dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie, con questo metodo, è compreso tra il primo e il 31 luglio.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, gli adulti della specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *A. elisa*").

Il primo passo consiste nell'effettuare un'ispezione preliminare del sito con lo scopo di determinare un'area dove siano particolarmente abbondanti le piante di *Viola corsica*. In questo modo l'operatore potrà delimitare un'area di studio.

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco delle quattro settimane.

L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente lungo un transetto bustrofedico segnando su un quaderno da campo il numero di adulti di *A. elisa* avvistati all'interno di un'ideale galleria di 100 m di lunghezza e 5 m di diametro così suddivisi: 2,5 m a destra, 2,5 m a sinistra e 2,5 m in altezza.

Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo i rilievi nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Argynnis elisa* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei (con abbondanza di piante di *Viola corsica*), negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *A. elisa*).



Fig. 83. Adulto di *Argynnis elisa* (foto P. Mazzei).

## *Euphydryas aurinia* s. l.

*Euphydryas aurinia* Rottemburg 1775  
*Euphydryas provincialis* (Boisduval 1828)  
*Euphydryas glaciegenita* (Verity 1928)

**Nome comune italiano:** Aurinia

**INQUADRAMENTO SISTEMATICO:**

**Ordine:** Lepidoptera

**Famiglia:** Nymphalidae

**Genere:** *Euphydryas* Scudder 1872

### **Note tassonomiche**

Sussistono notevoli divergenze d'opinione sul rango tassonomico da attribuire ad alcune popolazioni riconducibili a "*Euphydryas aurinia*"; così, Balletto & Cassulo (1995) e Villa et al. (2009) riconoscono senza ombra di dubbio nei taxa *E. provincialis* (Boisduval 1828) e *E. glaciegenita* (Verity 1928) delle specie distinte, ma tale impostazione non viene seguita da Karsholt & van Nieuwerkerken (2011), che neanche conferiscono loro lo status di sottospecie. Recentemente, invece, si sta sviluppando un certo consenso sul fatto che *glaciegenita* sia una specie valida e non un ecotipo montano-alpino, mentre *provincialis* potrebbe rappresentare una semplice sottospecie di *aurinia* (Tshikolovets 2011). Indipendentemente dalle scelte tassonomiche e concordemente ad altri casi analoghi, anche se *provincialis* e *glaciegenita* dovessero effettivamente rappresentare delle specie distinte da *E. aurinia*, la normativa applicata a quest'ultima dovrà intendersi estesa anche agli altri due taxa.

### **Diagnosi morfologica della specie *Euphydryas aurinia***

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 17–23 mm. Lepidottero Ninfalide di medie dimensioni con ali di colore essenzialmente arancione articolate dagli elementi scuri del disegno in un complesso reticolo di tasselli di colore più o meno scuro e variabili dal giallo pallido all'arancione vivo, talvolta anche più o meno suffusi di nero. La femmina è simile al maschio, sebbene generalmente di dimensioni maggiori. Ventralmente le ali sono relativamente simili alla

visione dorsale, con colorazione più pallida e disegni meno evidenti. Le antenne sono anellate di chiaro e di scuro, con la clava nera alla base ed arancione all'apice (figg. 84–85). Capo, torace e addome sono neri con ricca pubescenza (Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Tshikolovets 2011; Villa et al. 2009; figg. 84–85).

L'aspetto generale di *E. aurinia* concorda con quello degli altri membri italiani della tribù cui appartiene, quella dei Melitaeini. Un primo criterio diagnostico per riconoscere la specie consiste nella presenza sulle ali posteriori di una banda submarginale in cui campeggiano dei distinti punti internervulari neri (figg. 84–85), caratteristica questa condivisa, tra i Melitaeini italiani, esclusivamente con *Melitaea cinxia* (Linnaeus 1759), dal colore di fondo arancione assai più uniforme, non tassellato di chiaro e di scuro, e con *Euphydryas cynthia* (Denis & Schiffermüller, 1775). Quest'ultima è inconfondibile nel sesso maschile grazie al colore bianco che occupa estese aree delle ali ma in quello femminile è assai simile a *E. aurinia*, sebbene con una tinta generale più fosca ed elementi scuri del disegno più estesi e suffusi. In Italia *Euphydryas cynthia* è anche sostanzialmente parapatrica rispetto a *E. aurinia* s.str. e "*E. provincialis*", oltre che ecologicamente separata, trattandosi di una specie altomontana presente nell'arco alpino generalmente oltre i 1500 m di quota. Non così però nei confronti del taxon *glaciegenita*, anch'esso esclusivo dell'area alpina e proprio di quote elevate, caratterizzato da tinte più cupe e melanizzanti rispetto a *E. aurinia* s.str. e "*E. provincialis*". Nel maschio di *glaciegenita* mancano però le aree bianche che si os-

servano in quello di *E. cynthia*, mentre nella femmina si attenuano e si riducono notevolmente le aree di colore arancione vivo, per cui questa si presenta decisamente meno simile a quelle di *E. aurinia* s.str. e “*E. provincialis*” di quanto non appaia quella di *E. cynthia* (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Tshikolovets 2011; Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009).

**Larva.** Il bruco maturo di *Euphydryas aurinia* è nero leggermente irrorato di grigio cenere o bianco e con tubercoli conici provvisti di setole (Mazzei et al. 2012; fig. 86).

### Ecologia, biologia e fenologia

La “specie” (*aurinia* e *provincialis*) vive in prati e radure dal piano collinare a quello montano, sino a circa 1500 m di quota (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009). È in grado di colonizzare differenti ambienti con vegetazione erbacea, quali prati umidi con diversi substrati, praterie su calcare, aree ai margini di foreste decidue e di conifere, o pascoli xerici (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997). Il taxon *glacieggenita* è invece insediato nelle praterie montane del piano subalpino e alpino, generalmente tra i 1800 e i 2800 m di quota. Diversi studi indicano che la specie presenta un’articolazione delle sue colonie sul territorio tipicamente metapopolazionistica (Wahlberg et al. 2002; Anthes et al. 2003; Schtickzelle et al. 2005; Betzholtz et al. 2007). Di conseguenza, in un’ottica conservazionistica, la gestione di questo taxon dovrà essere affrontata tenendo conto di tali strutture metapopolazionali, con un approccio che combini la conservazione degli habitat idonei allo sviluppo larvale, con il monitoraggio delle metapopolazioni (Anthes et al. 2003).

Monovoltina, il periodo di volo è compreso tra i primi di maggio e la fine di giugno (Tolman & Lewington 1997) (giugno-luglio per *glacieggenita*).

I bruchi sono gregari fino alla penultima età e vivono associati ad una piccola tela comune tessuta tra le erbe. Polifagi, si nutrono di diverse piante erbacee, con preferenza per caprifogli (*Lonicera* spp.), ambretta comune (*Knautia arvensis*), morso del diavolo (*Succisa pratensis*), genziana (*Gentiana kokiana*) e piantaggine (*Plantago media*) (Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009).

Dopo la terza muta le larve entrano in ibernazione e riprendono a nutrirsi solamente in primavera; con la quinta muta si disperdono e dopo la sesta si sviluppa la crisalide. Lo sfarfallamento avviene dopo circa due settimane (Hesselbarth et al. 1995).

### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Euphydryas aurinia* s.l. è diffusa in gran parte della regione Palearctica dalla Penisola Iberica e dal Marocco attraverso l’Europa centrale e meridionale, il Medio-Oriente e l’Asia centrale fino in Corea (Lukhtanov & Lukhtanov 1994; Hesselbarth et al. 1995, Tolman & Lewington 1997; Karsholt & van Nieukerken 2011). Delle circa 70 razze geografiche che sono state descritte, alcune potrebbero rappresentare specie distinte (Tshikolovets 2011).

In Italia la specie si rinviene in gran parte della fascia prealpina (*aurinia* s.str.), nella regione ligure-piemontese e lungo la penisola (*provincialis*) e sull’arco alpino (*glacieggenita*) (Balletto & Cassullo 1995; Parenzan & Porcelli 2005–2006; Villa et al. 2009).

Per quanto riguarda i fattori di minaccia, da un lato vi sono evidenze che con una vegetazione eccessivamente alta e fitta le sue colonie non possano persistere (Wahlberg et al. 2002), per cui risulterebbe svantaggiata dalla riforestazione in seguito ad esempio all’abbandono della pratica dello sfalcio stagionale dei prati-pascoli o del pascolo brado, dall’altro anche un carico eccessivo di bestiame pascolante può comportare un impatto negativo sulle sue diverse piante ospiti ed in ogni caso squilibrare la composizione floristica dei consorzi erbacei semi-naturali in cui vive. La specie è ovviamente minacciata direttamente ed indirettamente anche da ogni forma di agricoltura intensiva e di sfruttamento del territorio che dovessero determinare l’estinzione di colonie locali o la diminuzione della connettività tra quelle esistenti. In Italia la specie non sembra particolarmente minacciata ed anzi vi sono notizie di un suo incremento in numerose località, almeno in aree collinari e montane dell’Appennino centrale.

### Monitoraggio

**Background.** Un recente monitoraggio di *E. aurinia* è stato condotto in Cina nel periodo compreso tra il 6 giugno e il 7 luglio 2000, in un’area di studio di 10 km<sup>2</sup>, mediante cattura-marcatura-ricattura (Wang et al. 2004). I campionamenti sono stati condotti nelle giornate soleggiate, tra le 10.00 e le 16.00; gli adulti di *E. aurinia*, catturati con un retino da farfalle, sono stati marcati con un numero sull’ala posteriore destra utilizzando un pennarello *Staedtler Lumocolor Permanent*, ed immediatamente rilasciati.

In totale, nell’arco del mese di monitoraggio, sono stati catturati, marcati e rilasciati 600 esemplari appartenenti alla specie, di cui 359 maschi e 241 femmine.

Uno studio analogo è stato condotto in Spagna centrale, in un’area di quattro ettari nel Parco Naturale

della Cuenca Alta del Manzanares, negli anni 1990 e 1991 (Munguira et al. 1997). Sono stati effettuati tre campionamenti a settimana durante il periodo di volo degli adulti, suddividendo l'area di studio in *plots* di 2500 m<sup>2</sup>, tutti ispezionati due volte per ogni giornata di campionamento. Gli individui catturati sono stati marcati con un numero su una delle ali (non specificata) e immediatamente rilasciati.

Nel corso dei due anni di monitoraggio sono stati catturati e marcati rispettivamente 577 e 613 esemplari, risultato analogo a quello ottenuto in Cina da Wang e collaboratori (2004), e da Warren (1994) e Bulman (2001) in ulteriori studi analoghi, entrambi realizzati con le medesime metodiche in Gran Bretagna, a testimoniare una certa costanza nelle dimensioni delle popolazioni di questa specie. Studi di cattura-marcatura-ricattura su questa farfalla sono stati effettuati anche in Belgio (Schtickzelle et al. 2005).

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie (cfr. sezione "Background"). Tale protocollo si basa sul metodo dell'avvistamento e conteggio degli adulti, all'interno di un'area di studio delimitata. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia dei metodi necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie, con questo metodo, è compreso tra il 15 maggio e il 15 giugno.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'ope-

ratore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *E. aurinia*").

La prima fase consiste nell'effettuare un'ispezione preliminare del sito con lo scopo di determinare approssimativamente l'estensione della colonia di *E. aurinia*. In questo modo l'operatore potrà delimitare un'area di studio ("patch") che corrisponda sostanzialmente con l'area occupata dalla colonia nel sito.

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco delle quattro settimane. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00, ed è fondamentale che si tratti di giornate soleggiate e con poco vento.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente nella patch, esplorata mediante transetti bustrofedici, segnando su un quaderno da campo il numero di adulti di *E. aurinia* avvistati all'interno del *patch*.

Un'alternativa/integrazione può essere rappresentata dal conteggio degli agglomerati delle larve, all'interno delle stesse patch impostate per il monitoraggio degli adulti.

Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo l'esperimento nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

#### **Come verificare la presenza della specie**

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Euphydryas aurinia* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *E. aurinia*). Un'alternativa può essere rappresentata dalla ricerca delle larve gregarie sulle varie piante ospiti (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *E. aurinia*).



Fig. 84. Adulto, in visione dorsale, di *Euphydryas aurinia* "provincialis" (foto C. Morelli).



Fig. 85. Adulto, in visione laterale, di *Euphydryas aurinia* "provincialis" (foto C. Morelli).



Fig. 86. Larva di *Euphydryas aurinia* "provincialis" (foto P. Mazzei).

# *Euphydryas maturna* (Linnaeus 1758)

Nome comune italiano: Maturna

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Nymphalidae

Genere: *Euphydryas* Scudder 1872

## Diagnosi morfologica della specie *Euphydryas maturna*

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 19–21 mm. Lepidottero Ninfalide di medie dimensioni con habitus sostanzialmente corrispondente a quello di *Euphydryas aurinia* s.l. ma con colore di fondo delle ali bruno nero, su cui spiccano i tasselli arancioni e bianchi o giallastri che compongono le bande trasversali, e privo di punti neri negli spazi internervulari lungo la banda submarginale delle posteriori. La femmina è simile al maschio, sebbene generalmente di dimensioni maggiori (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011; figg. 87–88).

La specie è strettamente somigliante alla congenere *Euphydryas intermedia* (Ménétriés 1859), anch'essa presente in Italia, che però presenta minore contrasto tra le aree chiare e scure delle ali, componente melanica del pattern meno carica, piccoli tasselli chiari dell'area discale arancioni o giallo pallido, mai bianchi, serie di punti antimarginali delle ali anteriori che seguono il margine alare (mentre in *maturna* tendono a rientrare verso la concavità inferiore della banda submarginale) e rovescio più ricco di elementi scuri, con bande chiare delle posteriori di colore giallastro, non biancastre, che pertanto contrastano di meno con quelle arancioni.

**Larva.** Il bruco maturo di *Euphydryas maturna* è nero, con fasce gialle di estensione variabile che possono svilupparsi lungo il dorso e lateralmente, e tubercoli conici neri ricoperti di setole (Villa et al. 2009; fig. 89).

## Ecologia, biologia e fenologia

Specie mesoigrofila, vive nelle radure ed ai margini di boschi decidui e corsi d'acqua del piano collinare e montano fino a circa 1200 m di quota (Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009).

Monovoltina, la ninfosi avviene abbastanza precocemente e gli adulti volano tra la fine di maggio e giugno, occasionalmente fino a metà luglio (Ebert 1993; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011).

I bruchi si sviluppano inizialmente soprattutto a spese di frassino comune (*Fraxinus excelsior*), su cui filano un nido comune (Ebert 1993). Le larve sono gregarie nelle prime età ed entrano in ibernazione nella tarda estate, quando si lasciano cadere al suolo, permanendovi sino alla primavera successiva. Alla ripresa dello sviluppo, si disperdono e si nutrono a spese di numerose piante a portamento arboreo, arbustivo ed erbaceo (*Fraxinus*, *Populus*, *Salix*, *Lonicera*, *Viburnum*, *Plantago*, *Veronica*, *Vaccinium*) (Ebert 1993; Tolman & Lewington 1997; Tshikolovets 2011).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Euphydryas maturna* è diffusa nelle regioni temperate dell'Eurasia occidentale e centrale, in Europa spesso con popolazioni frammentate e disperse (Tolman & Lewington 1997; Karsholt & van Nieuwerkerken 2011; Tshikolovets 2011).

In Italia la specie è segnalata per pochissime stazioni delle Alpi Cozie tra la Valle Stura di Demonte e la Val Chisone (Gallo & Gianti 2003; Parenzan & Porcelli 2005–2006; Villa et al. 2009). Il principale fattore di minaccia per questa specie è rappresentato dagli interventi antropici sugli ambienti idonei, spesso di fondovalle.

## Monitoraggio

**Background.** Sebbene *E. maturna* sia inclusa negli allegati II e IV della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è ancora stato condotto uno studio approfondito mirato al monitoraggio di questa specie.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternati-

va al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie (cfr. sezione “Background”). Tale protocollo si basa sul metodo dell’avvistamento e conteggio degli adulti, all’interno di un’area di studio delimitata. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l’efficacia del metodo necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un’area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall’esperienza diretta dell’operatore.

Il periodo ideale per effettuare l’analisi di monitoraggio di questa specie coincide con il mese di giugno (cfr. capitolo “Ecologia, biologia, fenologia di *E. maturna*”).

Per poter svolgere l’attività di monitoraggio, l’operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, gli adulti della specie oggetto di studio (cfr. capitolo “Diagnosi morfologica della specie *E. maturna*”).

La prima fase consiste nell’effettuare un’ispezione preliminare del sito con lo scopo di determinare

un’area idonea alla presenza della specie. In questo modo l’operatore potrà delimitare un’area di studio (“patch”).

Una volta determinata l’area da monitorare, l’operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell’arco periodo considerato.

Durante ogni uscita, l’operatore deve camminare lentamente nella patch, esplorata mediante transetti bustrofedici, segnando su un quaderno da campo il numero di adulti di *E. maturna* temporaneamente catturati, conteggiati e subito dopo rilasciati.

Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo l’esperimento nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull’andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l’eventuale presenza di *Euphydryas maturna* in un determinato sito prevede l’avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo “Ecologia, biologia e fenologia” di *E. maturna*). Un’alternativa può essere rappresentata dalla ricerca delle larve gregarie sulle varie piante ospiti (cfr. paragrafo “Ecologia, biologia e fenologia” di *E. maturna*).



Fig. 87. Adulto, in visione dorsale, di *Euphydryas maturna* (foto P. Groendijk).



Fig. 88. Adulto, in visione laterale, di *Euphydryas maturna* (foto P. Groendijk).



Fig. 89. Larva di *Euphydryas maturna* (foto K. Silvonon).



# *Erebia christi* Rätzer 1890

Nome comune italiano: Erebia piemontese

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Nymphalidae

Genere: *Erebia* Dalman 1816

## Diagnosi morfologica della specie *Erebia christi*

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 17–20 mm. Lepidottero Ninfalide Satirino di habitus conforme a quello dei numerosi rappresentanti italiani del genere, dai quali si può distinguere per la seguente combinazione di caratteri: fascia postdiscale delle ali anteriori arcuata con bordi regolari pressoché paralleli e nervature evidenziate di bruno nero su di essa; spazi internervulari pertanto subrettangolari; colore della fascia mogano nel maschio e di tonalità nettamente più chiara nella femmina, castano chiaro tendente al fulvo, e con spazi internervulari più allungati e, talvolta, estesa suffusione concolore che si estende prossimalmente; ocelli neri internervulari sulla fascia presenti in genere esclusivamente sulla porzione anteriore, in numero da tre a quattro, più raramente due o cinque, tutti su spazi adiacenti, piccoli e lievemente allungati, sostanzialmente allineati (salvo l'eventuale quinto) e privi di pupilla chiara, progressivamente più eccentrici rispetto allo spazio mogano-castano internervulare a partire da quello anteriore; ocelli neri sull'ala posteriore inclusi in piccole macchie ellittiche concolori con la fascia delle anteriori; rovescio dell'ala anteriore simile alla visione dorsale, con suffusione concolore o leggermente più scura prossimale alla fascia postdiscale, in genere maggiormente estesa nella femmina in cui può estendersi al campo basale dell'ala; rovescio della posteriore con colore di fondo più scuro rispetto all'anteriore, variabile dal bruno scuro al chiaro, con ombra di irregolare linea lobata postmediana che separa il campo distale più chiaro; ocelli neri presenti sul rovescio dell'ala anteriore, da oblitterati a presenti ma minuti sulla posteriore, sottilmente cerchiati di chiaro; frange concolori (Spuler 1908–1910; Lepidopterologen-Arbeitsgruppe 1994; Tolman & Lewington 1997; Mazzei et al. 2012; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011; fig. 90).

**Larva.** Il bruco maturo di *Erebia christi* è di colore

verde acceso con sottili linee longitudinali verde chiaro ed affusolato posteriormente.

## Ecologia, biologia e fenologia

*Erebia christi* vola su pendii erbosi e rocciosi del piano montano e subalpino, con isolati gruppi di larici, e ontani verdi, nelle aree soleggiate tra i 1300 e i 2200 m di quota (Lepidopterologen-Arbeitsgruppe 1994; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009).

I bruchi si sviluppano a spese di *Festuca ovina* e lo sviluppo completo richiede due anni: la larva sverna pertanto due volte, inizialmente alla prima o alla seconda età, successivamente all'ultima, riprendendo a nutrirsi in primavera per pochi giorni prima dell'incrisalidamento (Lepidopterologen-Arbeitsgruppe 1994; Tolman & Lewington 1997).

Il periodo di volo degli adulti è compreso tra la fine di giugno e l'inizio di agosto (Tolman & Lewington 1997).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Erebia christi* è caratterizzata da una distribuzione geografica limitata a poche località in Svizzera meridionale e sulle Alpi piemontesi, nel Verbanese (Tolman & Lewington 1997; Parenzan & Porcelli 2005–2006; Villa et al. 2009; Karsholt & van Nieukerken 2011).

I principali fattori di minaccia per questa specie sono rappresentati dagli interventi antropici nelle poche aree in cui vive e dal cambiamento climatico.

## Monitoraggio

**Background.** Per quanto concerne il monitoraggio di *Erebia christi* in Piemonte (Parco Naturale Alpe Veglia e Alpe Devero), è attualmente in corso di svolgimento un progetto europeo Life-Nature, che vede tra i partner coinvolti l'Università degli Studi di Torino (prof. E. Balletto e coll.). Per maggiori dettagli riguar-

danti tale progetto si rimanda al sito internet: [http://www.parcovegliadevero.it/life/LIFE\\_home.htm](http://www.parcovegliadevero.it/life/LIFE_home.htm).

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie. Tale protocollo utilizza un approccio integrato che, da un lato, si basa sul metodo dell'avvistamento e conteggio degli adulti all'interno di un'area di studio delimitata, e, dall'altro, sfrutta la monofagia di questa farfalla, e si basa quindi sul metodo del conteggio notturno delle larve (in quanto queste ultime, come molti altri Satyrini, hanno abitudini notturne) su *Festuca ovina* all'interno della stessa patch. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie, con questo metodo coincide con il mese di luglio.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, gli adulti e le larve all'ultimo stadio della specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *E. christi*").

La prima fase consiste nell'effettuare un'ispezione preliminare del sito con lo scopo di determinare un'area idonea alla presenza della specie. In questo modo l'operatore potrà delimitare un'area di studio ("patch").

Una volta determinata l'area da monitorare, in considerazione dell'ecologia e della biologia della specie,

il rilevatore determinerà all'interno della patch una serie di transetti bustrofedici in quadranti possibilmente omogenei dal punto di vista ambientale, di 100 m di lato.

A questo punto è possibile programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco delle quattro settimane. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente lungo i transetti, segnando su un quaderno da campo il numero di adulti di *E. christi* avvistati all'interno di un'ideale galleria di 100 m di lunghezza e 5 m di diametro così suddivisi: 2,5 m a destra, 2,5 m a sinistra e 2,5 m in altezza.

Parallelamente, durante le ore notturne ed a circa un mese-un mese e mezzo di distanza dal picco di volo degli adulti, i rilievi sulle larve saranno focalizzati su un set di quadranti (es. 10 da 1 x 1m, o 5 da 2 x 2 m) sui cespi di *Festuca* nella stessa patch di conteggio degli adulti.

Per ogni anno di monitoraggio, sia per gli adulti sia per le larve, sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso). Ripetendo l'esperimento nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito, tenendo presente che a causa del ciclo biennale della specie i confronti andranno svolti tra anni pari o tra anni dispari.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Erebia christi* in un determinato sito, tenendo presente che a causa del ciclo biennale della specie i confronti andranno svolti tra anni pari o tra anni dispari prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei (ricchi di piante di *Festuca ovina*), negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *E. christi*).



Fig. 90. Adulto di *Erebia christi* (foto M. Rowlings).

# *Erebia calcaria* Lorković 1949

Nome comune italiano: nessuno

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Nymphalidae

Genere: *Erebia* Dalman 1816

## Diagnosi morfologica della specie *Erebia calcaria*

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 16–19 mm. Specie facente parte del complesso *Erebia tyndarus*, comprendente numerose entità a distribuzione generalmente allopatrica o paraptrica, molte delle quali ancora controverse in merito al loro rango tassonomico ed aventi probabilmente il valore di semispecie, recentemente revisionato a livello molecolare da Albre et al. (2008). Distinta originariamente su base cromosomica, attente valutazioni morfometriche ed esperimenti sul grado di interfertilità/sterilità con le consimili, a livello indicativo *E. calcaria* è caratterizzata nell'ambito del complesso *tyndarus* dall'ala anteriore ampia e relativamente allungata nella sua metà basale, con cellula discale lunga e apice alare arrotondato, dal paio di ocelli delle anteriori piccoli, con minuta pupilla chiara, vicini ma non tangenti, e posizionati abbastanza verticalmente rispetto all'ala, dalla fascia esterna color mogano comprendente gli ocelli non estesa prossimalmente a raggiungere la cellula, dagli ocelli delle posteriori disposti più ad arco e, sul rovescio, dalla fascia esterna scura delle anteriori bene marcata e dall'ala posteriore con disegno evidente ma relativamente suffuso, poco inciso e non reticolato. (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Mazzei et al. 2012; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009). La femmina è di dimensioni leggermente maggiori e dorsalmente poco più chiara sul dorso del maschio (fig. 91).

Al momento non si conoscono località italiane in cui *E. calcaria* coesista con altre specie del complesso *tyndarus* e non dovrebbero pertanto sussistere problemi per il suo riconoscimento; la specie è però paraptrica con *E. nivalis* Lorković & De Lesse 1954, del medesimo gruppo, e in caso di dubbio sarà opportuno procedere ad attente valutazioni comparative.

**Larva.** Il bruco maturo di *Erebia calcaria* è modera-

tamente affusolato all'estremità posteriore e di colore verde pallido con sottili linee longitudinali giallastre (Villa et al. 2009; fig. 92).

## Ecologia, biologia e fenologia

La specie vive su pendii erbosi dal piano montano a quello alpino tra i 1400 e i 2500 m di quota (Balletto & Cassulo 1995; Tolman & Lewington 1997; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011). I bruchi si sviluppano a spese di festuche (*Festuca* spp.) e di cervino (*Nardus stricta*). Il periodo di massima attività degli adulti è compreso tra la metà di luglio e la fine di agosto (Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009). Le larve svernano tra la vegetazione alla terza età e riprendono a nutrirsi a fine inverno (Rákosy & Jutzeler 2005).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Erebia calcaria* è endemica delle Alpi sud-orientali, in Italia, dove è nota di poche località venete e friulane, e nella Slovenia nord-occidentale (Tolman & Lewington 1997; Parenzan & Porcelli 2005–2006; Albre et al. 2008; Villa et al. 2009; Karsholt & van Nieukerken 2011).

Questa specie è da considerarsi a rischio soprattutto per la ridotta estensione del suo areale e, alle quote inferiori, nel caso di processi di estesa riforestazione naturale.

## Monitoraggio

**Background.** Uno studio mirato al monitoraggio di *E. calcaria* è stato condotto in Slovenia, sulla catena montuosa del Karavanke, mediante conteggio a vista degli adulti, tra il 2005 e il 2007 (De Groot et al. 2009). L'area di studio è stata suddivisa in 118 singoli transesti, lunghi 100 m e larghi 5 m, perpendicolari al pendio della montagna e su biotopi omogenei, sulla base del protocollo standard proposto da Pollard & Yates (1993). Lungo i diversi transesti, ogni 10 m sono state rilevate variabili ambientali quali l'altezza

media della vegetazione, la copertura rocciosa, le frazioni di suolo scoperto, il numero di alberi, la quantità di piante fiorite etc.

I transetti sono stati ispezionati esclusivamente nelle giornate di sole, con una temperatura minima di 17° C, nel periodo di volo degli adulti.

*E. calcaria* è stata osservata in 60 dei 118 transetti, per un massimo di 114 individui nei 34 transetti presenti sul monte Begunjsica, e un minimo di 3 nei 7 transetti sul monte Hruški. Gli autori hanno inoltre dimostrato come la presenza delle specie sia inversamente proporzionale all'altezza della vegetazione, e direttamente proporzionale all'esposizione al sole del sito e all'abbondanza di piante fiorite disperse su suoli relativamente spogli di copertura rocciosa.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie (cfr. sezione "Background"). Tale protocollo si basa sul metodo dell'avvistamento e conteggio degli adulti, lungo transetti delimitati. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie è compreso tra il 15 luglio e il 15

agosto.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio, mediante previa cattura, e seguente rilascio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *E. calcaria*").

La prima fase consiste nel delimitare uno o più transetti lineari di 100 m di lunghezza, lungo biotopi omogenei (cfr. capitolo "Ecologia, biologia e fenologia").

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco delle sette settimane. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00, ed è fondamentale che si tratti di giornate soleggiate e con poco vento.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente lungo i transetti, segnando su un quaderno da campo il numero di adulti di *E. calcaria* avvistati all'interno di un'ideale galleria di 100 m di lunghezza e 5 m di diametro così suddivisi: 2,5 m a destra, 2,5 m a sinistra e 2,5 m in altezza.

Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo l'esperimento nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Erebia calcaria* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *E. calcaria*).



Fig. 91. Femmina di *Erebia calcaria* in visione dorsale (foto P. Groendijk).



Fig. 92. Adulto, in visione laterale, di *Erebia calcaria* (foto P. Groendijk).

# *Coenonympha oedippus* (Fabricius 1787)

Nome comune italiano: nessuno

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Nymphalidae

Genere: *Coenonympha*, Hübner 1819

## Diagnosi morfologica della specie *Coenonympha oedippus*

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 17–22 mm. Lepidottero Ninfalide Satirino caratterizzato, in visione dorsale, da ali brune colorate in maniera pressoché uniforme. Nell'area postdiscale delle ali posteriori, ed eccezionalmente anche sulle anteriori, possono essere presenti alcune macchie ocellari molto offuscate e poco visibili (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011; fig. 93). La femmina, di dimensioni maggiori, è simile al maschio.

Ventralmente le ali sono assai caratteristiche e rivestono quindi valore diagnostico per il riconoscimento della specie: entrambe le ali presentano diverse grandi macchie post-discalari nere contornate di giallo e, soprattutto nelle posteriori, marcatamente pupillate di bianco; distalmente agli ocelli è inoltre generalmente visibile una linea argentata antemarginale, mentre l'area prossimale a quella delle posteriori è di solito occupata da una fascia biancastra, che però può occasionalmente mancare (Tolman & Lewington 1997; Mazzei et al. 2012; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011; fig. 93).

Le antenne sono debolmente anellate di bianco e grigio scuro, con clava tendente all'arancione scuro. Capo, torace e addome sono marrone scuro (Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009; fig. 93).

La specie può occasionalmente essere confusa con forme di *Aphantopus hyperanthus* (Linnaeus 1758) dalle macchie ocellari sul dorso delle ali anteriori particolarmente offuscate: questa è tuttavia una specie di taglia maggiore, con ala posteriore meno tondeggiante, debolmente ondulata e soprattutto con ocelli sul rovescio delle anteriori non paralleli al margine esterno bensì disposti obliquamente.

**Larva.** Il bruco maturo di *Coenonympha oedippus* è verde brillante, solcato da sottili linee longitudinali

gialle e di forma affusolata (Villa et al. 2009).

## Ecologia, biologia e fenologia

Specie marcatamente igrofila associata a prati umidi del piano basale e collinare sino a circa 700 m di quota, eccezionalmente fino sopra i 1000 m (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Balletto & Cassulo 1995; Villa et al. 2009).

I bruchi si sviluppano a spese di diverse piante nutrici, con preferenza per gramigna liscia (*Molinia caerulea*), erba fienarola (*Poa palustris*, *P. pratensis* e *P. annua*), loglio (*Lolium* spp.) e carici (*Carex* spp.) (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009).

La larva entra in ibernazione al secondo o al terzo stadio fra le radici delle piante nutrici e riprende a nutrirsi in primavera inoltrata (Hesselbarth et al. 1995). A seconda delle aree geografiche il periodo di volo può oscillare dalla fine di maggio ai primi di agosto, ma più tipicamente si ha in giugno-luglio (Tshikolovets 2011).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

L'areale di *Coenonympha oedippus* si estende dall'Europa temperata al Giappone (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Karsholt & van Nieukerken 2011). In fortissima rarefazione in diverse parti d'Europa, si riteneva che si fosse ormai estinta in Germania, ma nel 1996 ne è stata individuata una popolazione relitta in Baviera (Bräu et al. 2010).

In Italia la specie è nota per diverse zone umide della fascia prealpina (Balletto & Cassulo 1995; Parenzan & Porcelli 2005–2006; Villa et al. 2009).

I principali fattori di minaccia per questa specie sono rappresentati dal drenaggio e dalla bonifica delle zone umide planiziali con caratteristiche continentali, dalla sua esposizione ai cambiamenti climatici (Settele et al. 2008) e dalla distribuzione insulare delle sue popolazioni dovuta alla frammentazione dell'habitat idoneo.

### Monitoraggio

**Background.** Un recente studio mirato al monitoraggio di *C. oedippus* è stato condotto in Slovenia negli anni 1996 (14 giugno–14 luglio) e 2001 (12 giugno–21 luglio), in un'area di studio di dimensioni non specificate, mediante cattura-marcatura-ricattura (Čelik et al. 2009).

Le catture sono state realizzate utilizzando un retino da farfalle, e gli adulti catturati sono stati marcati tramite numeri sequenziali sul margine ventrale dell'ala posteriore sinistra con un pennarello a punta fine *Stabilo-OHPen 841 S*, e immediatamente rilasciati.

Complessivamente, nel corso dei due anni di monitoraggio, sono stati catturati, marcati e rilasciati 1624 esemplari di *C. oedippus*, di cui 979 maschi e 645 femmine. Le concentrazioni maggiori di adulti di queste specie sono state rilevate negli strati più bassi della vegetazione erbacea, sia nelle fasi di riposo, sia in quelle di pattugliamento. Anche in questo caso, è stata quindi evidenziata una proporzionalità inversa tra la presenza della specie e l'altezza della vegetazione.

Per quanto concerne la popolazione tedesca scoperta nel 1996 (Bräu et al. 2010), gli Enti Governativi della Baviera finanziano un'annuale attività di monitoraggio. Lo studio è condotto mediante conteggio a vista lungo transetti, in un'area poco più grande di un ettaro. Tali ricerche hanno evidenziato come le dimensioni della popolazione siano ridotte, con un minimo di 26 esemplari osservati nel 1999, ed un massimo di 129 nel 2005.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie (cfr. sezione "Background"). Tale protocollo si basa sul metodo dell'avvistamento e conteggio degli adulti, all'interno di un'area di studio delimitata, sfruttando il fatto che questa specie è spesso organizzata in micro-popolazioni estremamente localizzate. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia dei metodi necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne

modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie, con questo metodo, è compreso tra il 15 giugno e il 15 luglio.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *C. oedippus*").

La prima fase consiste nell'effettuare un'ispezione preliminare del sito con lo scopo di determinare approssimativamente l'estensione della micro-popolazione di *C. oedippus*. In questo modo l'operatore potrà delimitare un'area di studio ("patch") che corrisponda sostanzialmente con l'area di distribuzione della popolazione nel sito.

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco delle quattro settimane. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00, ed è fondamentale che si tratti di giornate soleggiate e con poco vento.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente lungo transetti bustrofedici (es. di 100 m di lato, possibilmente omogenei dal punto di vista ambientale), segnando su un quaderno da campo il numero di adulti di *C. oedippus* avvistati all'interno della patch.

Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo l'esperimento nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Coenonympha oedippus* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *C. oedippus*).



Fig. 93. Adulto di *Coenonympha oedippus* (foto P. Mazzei).



# *Lopinga achine* (Scopoli 1763)

Nome comune italiano: Baccante

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Nymphalidae

Genere: *Lopinga* Moore 1893

## Diagnosi morfologica della specie *Lopinga achine*

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 26–30 mm. Ninfa-lide Satirino di dimensioni medio-grandi con ali di colore uniformemente bruno chiaro con esile traccia di una linea postmediana suffusa chiara e che presentano, sia sul dorso sia sul rovescio, una fila submarginale di grandi macchie ocellari nere contornate di giallo; frange biancastre, brune in corrispondenza delle nervature (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009; fig. 94). La femmina è simile al maschio, sebbene di dimensioni maggiori e con colore di fondo più pallido.

Ventralmente le ali sono leggermente più chiare che in visione dorsale e maggiormente ornate, in particolare con un tratto chiaro obliquo a metà della cellula discale, la linea postmediana meglio evidente su entrambe le paia di ali (giallognola nelle anteriori, tendente al bianco nelle posteriori), gli ocelli muniti al centro di pupilla bianca e con due-tre linee brune ben distinte nell'area marginale (Tolman & Lewington 1997; Mazzei et al. 2012; Villa et al. 2009; fig. 94).

Le antenne sono anellate di bianco e marrone, con clava scura (fig. 94). Capo, torace e addome marroni, diffusamente pubescenti; occhi orlati alla base di bianco, palpi labiali bianchi ai lati (Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009; fig. 94).

Il numero e la disposizione delle macchie ocellari di *L. achine* permetteranno la facile distinzione della specie da altri ninfalidi satirini.

**Larva.** Il bruco maturo di *Lopinga achine* è verde chiaro, di forma affusolata, con sottili striature longitudinali di colore verde più o meno chiaro ed una linea laterale biancastra al di sotto degli spiracoli (Villa et al. 2009; fig. 95).

## Ecologia, biologia e fenologia

Specie mesofila che vive in boschi di latifoglie decidue o misti a conifere non eccessivamente fitti, inframezzati da radure e in ogni caso con abbondanti graminacee, sino a circa 1600 m di quota (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009). I bruchi sono polifagi e possono svilupparsi a spese di numerosissime graminacee, con preferenza per erba fienarola (*Poa annua* e *P. trivialis*), paleo rupestre (*Brachypodium sylvaticum*) e loietto perenne (*Lolium perenne*) (Hesselbarth et al. 1995).

Gli adulti non sono particolarmente attratti dai fiori e si nutrono prevalentemente di melata, linfa che fuoriesce da ferite degli alberi e sali minerali che ricavano dallo sterco e dalla terra umida dei sentieri.

Questa specie presenta una sola generazione, la larva entra in ibernazione al terzo stadio, sino alla primavera successiva. La ninfa avviene a inizio giugno, e il periodo di massima attività degli adulti è compreso tra l'inizio di giugno e la fine di luglio (Hesselbarth et al. 1995, Tolman & Lewington 1997).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Lopinga achine* è diffusa nella fascia temperata dell'Europa, dall'Europa occidentale (Spagna settentrionale e Francia) al Giappone (Hesselbarth et al. 1995; Tolman & Lewington 1997; Karsholt & van Nieukerken 2011). In Italia la specie è presente in gran parte dell'arco alpino (Parenzan & Porcelli 2005–2006; Villa et al. 2009).

Il principale fattore di minaccia per questa specie è rappresentato dall'alterazione dei biotopi in cui vive; è altresì considerata una specie a rischio nei confronti del riscaldamento climatico (Settele et al. 2008).

## Monitoraggio

**Background.** In Repubblica Ceca, dove la specie è in forte declino, l'unica popolazione rimasta è stata mo-

nitorata nel 2006, tra il 9 e il 26 giugno, mediante cattura-marcatura-ricattura (Konvicka et al. 2008). Nell'area di studio (40 km<sup>2</sup>) sono state individuate le aree maggiormente idonee alla presenza della specie (zone con copertura boschiva ridotta) e sono quindi stati selezionati tre transetti principali (cfr. fig. 1 in Konvicka et al. 2008). Gli adulti, catturati con un retino da farfalle, sono stati marcati con numerazione sequenziale su una delle ali (non specificata) e immediatamente rilasciati. L'esperimento ha portato alla cattura e marcatura di 1081 esemplari di *Lopinga achine*, di cui circa un terzo è stato successivamente ricatturato. La ricerca condotta in Repubblica Ceca ha inoltre evidenziato come in questa specie la *sex-ratio* sia leggermente sbilanciata verso il sesso maschile. Uno studio basato su analoghe metodologie è stato condotto in Svezia, all'interno di un'area forestale di circa 6000 ettari, tra il 1989 e il 1991 (Bergman & Landin 2002). L'area di studio è stata suddivisa in una serie di siti di dimensioni comprese tra gli 0,5 e i 20 ettari. I campionamenti sono stati condotti ogni 3 o 4 giorni (in funzione delle condizioni meteorologiche) durante il periodo di volo degli adulti. Gli individui, catturati con un retino da farfalle, sono stati marcati con numerazione sequenziale sul margine ventrale di una delle ali posteriori, con un pennarello *Staedtler Lumocolor 313 Permanent* a punta fine, e immediatamente rilasciati. Nei tre anni sono stati catturati, marcati e rilasciati rispettivamente 1268, 1903 e 1980 esemplari di *L. achine*, sempre con prevalenza di maschi (rapporto circa 3:1).

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie (cfr. sezione "Background"). Tale protocollo si basa sul metodo dell'avvistamento e conteggio degli adulti, lungo transetti delimitati. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne

modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie è compreso tra il 15 giugno e il 15 luglio.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio, previa cattura e seguente rilascio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *L. achine*").

La prima fase consiste nel delimitare un transetto lineare di 1 km di lunghezza, ai margini di un'area boschiva (cfr. capitolo "Ecologia, biologia e fenologia"). In alternativa, se il sito non consente la delimitazione di un transetto lineare, è possibile utilizzare transetti bustrofedici con tratti di 100 m.

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco delle quattro settimane. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00, ed è fondamentale che si tratti di giornate soleggiate e con poco vento. Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente lungo il transetto, segnando su un quaderno da campo il numero di adulti di *L. achine* avvistati all'interno di un'ideale galleria di 5 m di diametro così suddivisi: 2,5 m a destra, 2,5 m a sinistra e 2,5 m in altezza.

Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo il monitoraggio nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Lopinga achine* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *L. achine*).



Fig. 94. Adulto di *Lopinga achine* (foto P. Mazzei).



Fig. 95. Larva di *Lopinga achine* (foto K. Silvonon).



# Melanargia arge (Sulzer 1776)

Nome comune italiano: Arge

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Nymphalidae

Genere: *Melanargia* Meigen 1828

## Diagnosi morfologica della specie *Melanargia arge*

**Adulto.** Lunghezza ala anteriore: 25–30 mm. Ninfalide Satirino di dimensioni medio-grandi con tipico aspetto delle specie del genere *Melanargia*, bianche con un reticolo di linee e tasselli neri. Tra le specie europee del gruppo che presentano un tratto obliquo nero a metà della cellula discale delle ali anteriori è l'unica in cui tale linea non raggiunga appieno la nervatura inferiore. Altre particolarità sono rappresentate dalla modesta estensione dei disegni neri, soprattutto alle posteriori, e dalle linee discali sul rovescio delle posteriori che non individuano una banda mediana lobata o tassellata bene delimitata, bensì generano un irregolare disegno a linee spezzate. Tra le specie italiane l'ultima caratteristica è condivisa con *Melanargia occitanica* (Esper 1793) in cui però tali linee sono più spesse e suffuse ed il tratto nero della cellula discale delle anteriori è completo (Spuler 1908–1910; Tolman & Lewington 1997; Mazzei et al. 2012; Lafranchis 2004; Villa et al. 2009; Tshikolovets 2011; figg. 96–97). La femmina è di dimensioni leggermente maggiori del maschio e con disegni neri poco meno estesi.

Le antenne sono scure, così come capo, torace e addome che sono tuttavia ricoperti da una marcata pubescenza grigia (Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009; figg. 96–97).

**Larva.** Il bruco maturo di *Melanargia arge* è affusolato all'estremità posteriore e di colore verde chiaro, con una sottile linea dorsale verde scura e linee dorso-laterali e laterali verde chiaro, e ricoperto da una corta pubescenza giallastra (Villa et al. 2009; fig. 98).

## Ecologia, biologia e fenologia

Specie nettamente xerofila associata a gramineti aridi dal piano basale a quello montano sino a circa 1200 m di quota, occasionalmente fino a 1500 m nelle pra-

terie xeromontane di alcuni massicci dell'Appennino centrale (Jutzeler 1994; Tolman & Lewington 1997; Villa et al. 2009).

I bruchi si sviluppano a spese di alcune specie di graminacee (*Brachypodium sylvaticum* e *B. distachyon*, *B. retusum* e *Stipa pennata*) (Jutzeler 1994).

*Melanargia arge* presenta una sola generazione annua. La ninfosi avviene a primavera inoltrata e il periodo di volo degli adulti si estende da fine aprile alla metà di giugno, con un picco demografico solitamente intorno a metà-fine maggio.

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Melanargia arge* è endemica dell'Italia centro-meridionale, dai Monti dell'Uccellina e i dintorni del lago Trasimeno sino alla Sicilia nord-orientale, dal Messinese ai Monti Nebrodi (Tolman & Lewington 1997; Parenzan & Porcelli 2005–2006; Villa et al. 2009; Karsholt & van Nieukerken 2011).

La specie non sembra essere particolarmente minacciata ed è spesso abbondante nei biotopi in cui vive, talvolta anche soggetti a ripetuti incendi dolosi senza che le popolazioni appaiano risentirne. Piccole popolazioni isolate o periferiche possono però fluttuare sensibilmente ed in tal caso l'esistenza di un'adeguata connettività ecologica dovrebbe rappresentare un fattore critico per la loro persistenza a lungo termine. Trattandosi inoltre di una specie che vive in tipiche condizioni di plagioclimax, cioè situazioni ambientali originate e mantenute stabili nel tempo da ricorrenti attività antropiche, *Melanargia arge* dovrebbe altresì trovarsi svantaggiata dalla riforestazione naturale nei siti in cui è presente.

## Monitoraggio

**Background.** Sebbene *M. arge* sia inclusa negli allegati II e IV della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è ancora stato condotto uno studio approfondito mirato al monitoraggio di questa specie.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie. Tale protocollo si basa sul metodo dell'avvistamento e conteggio degli adulti, all'interno di un'area di studio delimitata. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare il monitoraggio di questa specie è compreso tra il 1° maggio e il 15 giugno. Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *M. arge*"): essendo *M. arge* più xerofila e precoce delle altre *Melanargia*, ad eccezione di *M. occitanica* con cui però è normalmente allopatrica (parapatrica solo in Sicilia), una volta appurata la presenza della specie nel sito, è possibile limitarsi ad un'identificazione visiva, evitando quindi la cattura con retino di ogni singolo individuo di *Melanargia* avvistato (fatta eccezione per i siti

di parapatria tra *M. arge* e *M. occitanica* in Sicilia).

La prima fase consiste nel delimitare un quadrante di 100 x 100 m all'interno del quale percorrere un transetto bustrofedico.

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco delle sette settimane. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00, ed è fondamentale che si tratti di giornate soleggiate e con poco vento.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente lungo il transetto, segnando su un quaderno da campo il numero di adulti di *M. arge* avvistati all'interno di un'ideale galleria di 100 m di lunghezza e 5 m di diametro così suddivisi: 2,5 m a destra, 2,5 m a sinistra e 2,5 m in altezza.

Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo il monitoraggio nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Melanargia arge* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie in siti idonei, negli orari in cui sono maggiormente attivi (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *M. arge*).



Fig. 96. Adulto, in visione dorsale, di *Melanargia arge* (foto P. Mazzei).



Fig. 97. Adulto, in visione laterale, di *Melanargia arge* (foto P. Mazzei).



Fig. 98. Larva di *Melanargia arge* (foto P. Mazzei).



# *Euplagia quadripunctaria* (Poda 1761)

Nome comune italiano: Falena dell'edera, Era

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Erebidae

Genere: *Euplagia* Hübner 1820

## Diagnosi morfologica della specie *Euplagia quadripunctaria*

**Adulto.** Apertura alare: 42–52 mm. Erebide Arctino (sottotribù Callimorphina) di dimensioni medio-grandi caratterizzato da una netta differenza di pattern tra le ali anteriori e quelle posteriori: le prime sono nere attraversate da striature bianco-crema che costituiscono un elegante disegno disruptivo, le seconde rosse con alcune macchie nere tondeggianti (Spuler 1908–1910; Mazzei et al. 2012; fig. 99). Le antenne sono filiformi, il capo e il torace richiamano il pattern delle ali anteriori, l'addome quello delle posteriori.

*Euplagia quadripunctaria* non può essere confusa con nessun'altra specie europea ed è tutt'al più più vagamente simile alle popolazioni extra-peninsulari di *Callimorpha dominula* (Linnaeus 1758), che presenta però ali anteriori con macchie chiare tondeggianti.

**Larva.** Il bruco di *Euplagia quadripunctaria* è nero con tubercoli arancioni provvisti di setole e bande longitudinali gialle laterali e mediodorsale (Spuler 1908–1910; Mazzei et al. 2012; fig. 100).

**Note.** *Euplagia quadripunctaria* è stata inserita negli allegati della Direttiva Habitat principalmente in relazione al fenomeno di gregarismo legato all'estivazione manifestato da alcune popolazioni insulari del Mediterraneo orientale, che tendono a congregarsi in migliaia e migliaia di individui in poche vallette fresche e ombrose (soprattutto nota è la cosiddetta "Valle delle Farfalle" nell'isola di Rodi), verosimilmente a causa di una particolare convergenza tra microclima favorevole, ambiente idoneo e isolamento geografico. A prescindere dall'istanza legata a salvaguardare un'eccezionale fenomenologia locale va tuttavia ricordato che in Italia ed in numerosi altri paesi europei la specie non presenta tale comportamento, è comu-

nissima e non è indicatrice di particolari situazioni ambientali, per cui si ritiene che, almeno nel nostro Paese, concentrare l'interesse su di essa tralasciando eventualmente il monitoraggio di elementi faunistici di ben altro valore ecologico e biogeografico non sia giustificato.

## Ecologia, biologia e fenologia

Specie diffusa in gran parte del territorio italiano dal livello del mare sino a circa 2000 m di quota (D'Antoni et al. 2003) con predilezione per le aree boschive, soprattutto evidente in prossimità dei litorali ed in generale nella fascia di vegetazione mediterranea, dove si insedia preferenzialmente in boschi ombrosi dal microclima fresco e umido. Gli adulti, floricoli ed attratti in modo particolare da *Eupatorium cannabinum* e *Sambucus ebulus*, sono ad attività sia diurna sia notturna; compaiono tipicamente in piena estate e prolungano il volo sino ad inizio autunno. Le uova sono deposte in settembre-ottobre e si schiudono nel giro di una o due settimane; le larve, polifaghe, si sviluppano per breve tempo a spese di diverse piante erbacee, per poi entrare in ibernazione. La ninfa avviene all'inizio dell'estate, formando la crisalide nella lettiera a pochi centimetri di profondità.

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Euplagia quadripunctaria* è caratterizzata da un'ampia distribuzione Eurasiatica occidentale, dalla Penisola Iberica fino al Turkmenistan (Fibiger et al. 2011). In Italia la specie è diffusa in tutte le regioni, Sicilia e Sardegna comprese (Parenzan & Porcelli 2005–2006).

## Monitoraggio

**Background.** Un progetto mirato al monitoraggio di *Euplagia quadripunctaria* è stato condotto in Olanda a partire dal 2002 (Groendijk & Van der Meulen 2004).

La tecnica di monitoraggio utilizzata è stata quella di avvistamento e conteggio lungo transetti di 1 km, suddivisi in singoli tratti omogenei di 50 m (Van Swaay et al. 2012). L'operatore ha conteggiato tutti gli esemplari avvistati nel raggio di 10 m a destra e a sinistra, e 5 m di fronte.

I rilievi sono stati effettuati settimanalmente, nel periodo incluso tra la metà di luglio e la fine di agosto nel 2002 e 2003. È stata infine calcolata la somma di tutti gli esemplari avvistati nei diversi transetti in tutte le repliche di campionamento di ciascun anno. Nel 2002 la specie è stata avvistata in un singolo sito, l'anno successivo in due siti diversi, per un totale di 15 individui il primo anno, e 19 il secondo, distribuiti su quattro transetti (tre in un sito ed uno nell'altro). Come sottolineato dagli autori, i dati sono preliminari e quindi non ancora sufficienti per ricavare informazioni consistenti sull'andamento demografico della specie nell'area studiata. Tuttavia la metodologia utilizzata si è rivelata funzionale agli obiettivi che i ricercatori si erano preposti, e sarà quindi ripetibile negli anni successivi.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo sfrutta la notevole attrazione esercitata dalle luci artificiali sugli adulti in attività notturna della specie.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie sia ben documentata da fon-

ti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare il monitoraggio di questa specie è compreso tra il 15 luglio e il 15 settembre.

La prima fase consiste nel posizionare nel sito una trappola luminosa con tubo fluorescente attinico da 15W alimentata da batteria portatile e provvista di interruttore crepuscolare per l'accensione dopo il tramonto e lo spegnimento all'alba. La trappola dovrà essere provvista di contenitore sottostante per la raccolta delle falene. Il giorno successivo la trappola andrà esaminata per registrare il numero di individui della specie eventualmente presenti e procedere alla loro liberazione. È fondamentale effettuare il controllo poco dopo l'alba, onde evitare che con la luce solare ed il caldo gli individui si attivino e si deteriorino sbattendo contro le pareti del contenitore o fuggano prima del conteggio. Ripetendo la procedura ogni settimana nell'arco del periodo considerato e negli anni successivi sarà possibile monitorare l'andamento demografico della popolazione e determinare eventuali cambiamenti fenologici legati alle condizioni climatiche.

#### **Come verificare la presenza della specie**

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Euplagia quadripunctaria* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi degli adulti della specie, vuoi esaminando i fiori presenti o scuotendo le fronde di arbusti e piante lianose, vuoi effettuando delle raccolte notturne con trappole luminose (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia" di *E. quadripunctaria*).

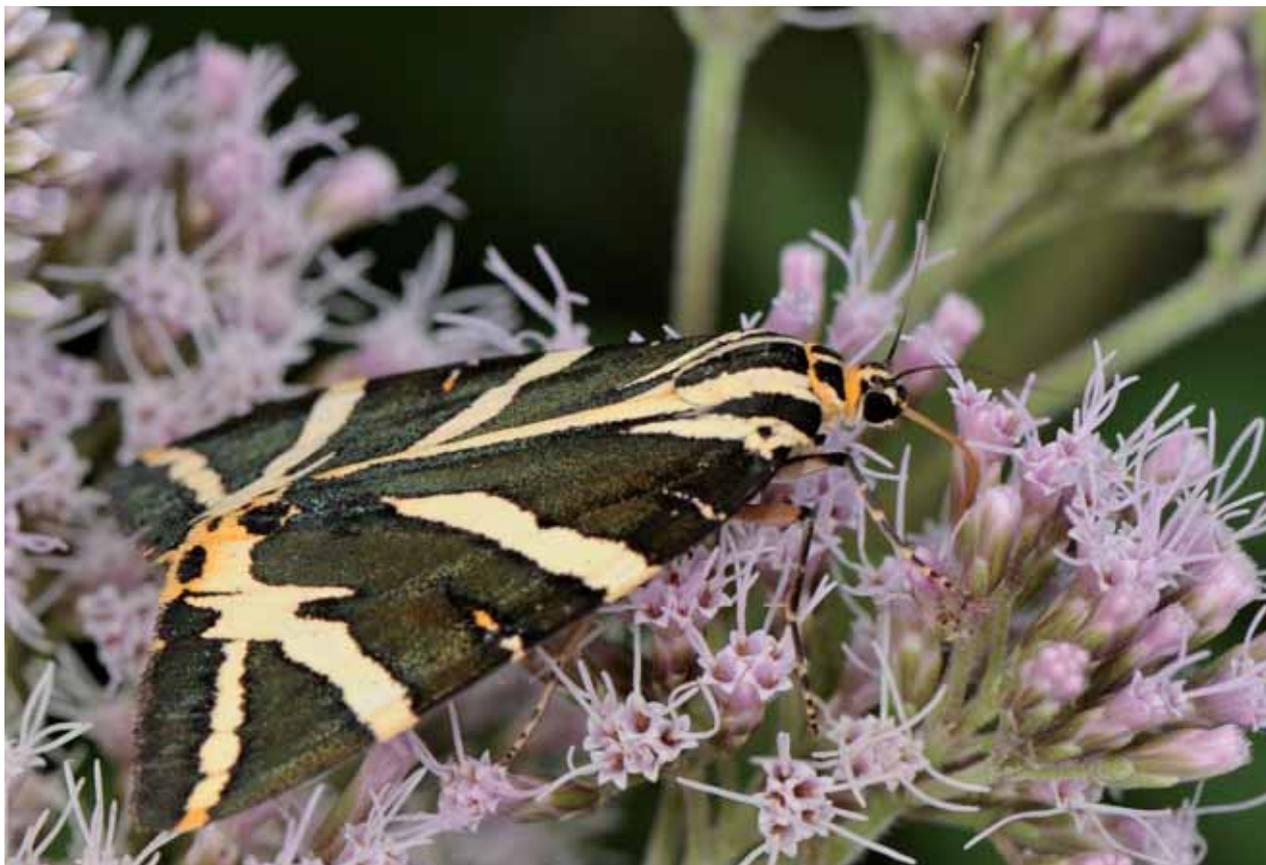


Fig. 99. Adulto di *Euplagia quadripunctaria* (foto P. Mazzei).



Fig. 100. Larva di *Euplagia quadripunctaria* (foto P. Mazzei).



# *Proserpinus proserpina* (Pallas 1772)

Nome comune italiano: Proserpina

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Sphingidae

Genere: *Proserpinus* Hübner 1819

## Diagnosi morfologica della specie *Proserpinus proserpina*

**Adulto.** Apertura alare: 32–60 mm. Lepidottero Sfingide di piccole dimensioni con ali anteriori dal margine frastagliato e di colore verde oliva-beige attraversate da una fascia mediana verde scuro con all'interno una macchia discale nerastra; ali posteriori arancione pallido con una fascia distale scura, bruno-nera (de Freina & Witt 1987; Bertaccini et al. 1994; Mazzei et al. 2012; fig. 101). Dimorfismo sessuale ridotto a lievi differenze nelle dimensioni, maggiori nella femmina.

Le antenne sono verdastre con apice bianco; capo, torace e addome verde oliva-beige, tegulae scure (fig. 101).

*Proserpinus proserpina* non può essere confusa con altre specie della fauna italiana; presenta tutt'al più una vaga somiglianza con *Mimas tiliae* (Linnaeus 1758) (Sfinge del tiglio), che è però di dimensioni assai maggiori e senza arancione sulle ali posteriori.

**Larva.** Il bruco di *Proserpinus proserpina* può presentarsi in due forme cromatiche fondamentali, verde e bruno-nerastra, a loro volta variabili per l'intensità della pigmentazione. Irregolarmente screziato dorsalmente e chiaro ai lati, gli spiracoli colorati possono essere inclusi o meno in tracce di linee oblique laterali; presenta la caratteristica di essere una delle poche larve di Sfingidi prive di cornetto caudale, al cui posto si trova un lucido tubercolo discoidale arancione con centro nero (de Freina & Witt 1987; Pittaway 1993; AA. VV. 1997; Mazzei et al. 2012; fig. 102). L'ultimo carattere ne faciliterà il riconoscimento rispetto ad altre larve di Sfingidi prive di cornetto.

## Ecologia, biologia e fenologia

*Proserpinus proserpina* vive in diverse tipologie ambientali in località pianiziali, collinari e montane; sebbene sulle Alpi sia stata osservata eccezionalmente

a 1500 m di quota, sugli Appennini non oltrepassa i 1200 m (de Freina & Witt 1987; AA. VV. 1997).

È possibile trovare questa specie in ampie vallate, ai margini di boschi, a ridosso di radure, o anche lungo le rive di torrenti in siti ricchi di epilobi (de Freina & Witt 1987; Bertaccini et al. 1994; AA. VV. 1997). La larva si sviluppa infatti a spese di diverse specie di Oenoteraceae (*Epilobium* spp., con una certa preferenza per *Epilobium hirsutum*, *Oenothera* spp.), mentre gli adulti si nutrono del nettare di varie piante, con preferenza per origano (*Origanum vulgare*), viperina azzurra (*Echium vulgare*), caprifogli (*Lonicera* spp) e garofani (*Dianthus* spp) (de Freina & Witt 1987; Bertaccini et al. 1994; AA. VV. 1997). Monovoltina, il periodo di volo, compreso tra maggio e giugno, parrebbe abbastanza ristretto nelle singole località ove è presente. La fase larvale è rapida e si conclude in circa 3 settimane; lo svernamento avviene allo stadio pupale (de Freina & Witt 1987; AA. VV. 1997).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

Questa specie è ampiamente diffusa in Europa centrale e meridionale, in Africa nord-occidentale e in Asia sino in Cina (de Freina & Witt 1987; Bertaccini et al. 1994; Pittaway 2012; AA. VV. 1997; Karsholt & van Nieukerken 2011).

In Italia la specie è distribuita, sebbene in maniera localizzata, in quasi tutte le regioni continentali e peninsulari ed in Sicilia (Bertaccini et al. 1994; Parenzan & Porcelli 2005–2006).

Per quanto riguarda l'Italia, la specie non sembra essere particolarmente minacciata, sebbene la rimozione di siepi e cespugli in ambienti xerotermici ai margini di boschi possa comportare effetti fortemente negativi per la sua sopravvivenza locale. Va notato che a causa del periodo di volo ristretto *P. proserpina* può apparire più rara di quanto non sia, come si potrà spesso dimostrare cercando le larve piuttosto che gli

adulti. Alcuni autori hanno anche segnalato fluttuazioni demografiche per questa specie, in quanto alcune popolazioni sembrano scomparire per alcuni anni per poi ricomparire all'improvviso, senza ragione apparente (Harbich 1996).

### Monitoraggio

**Background.** Sebbene *P. proserpina* sia inclusa nell'allegato IV della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è ancora stato condotto uno studio approfondito mirato al monitoraggio di questa specie.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie. Tale protocollo si basa sul metodo del censimento delle larve all'interno di un'area di studio delimitata. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBF, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitoraggio di questa specie è compreso tra l'inizio di giugno e la fine di luglio.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, le larve della specie oggetto

di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *P. proserpina*").

La prima fase consiste nel delimitare una o più aree, in zone dove siano abbondanti piante di Oenoteraceae (cfr. "Ecologia, biologia e fenologia" di *P. proserpina*). Una volta determinate tali aree, l'operatore definirà una serie di quadranti di 1 m x 1 m contenenti le piante idonee, sul modello di quelli utilizzati in studi di stampo fitosociologico. Il numero di quadranti dipenderà dall'estensione dell'area idonea alla presenza della specie. Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco delle sei settimane. L'orario ideale per il campionamento è compreso tra le 10.00 e le 16.00, preferibilmente in giornate soleggiate e con poco vento.

Durante ogni uscita, l'operatore deve esaminare tutte le singole piante di Oenoteraceae presenti all'interno dei quadranti pre-stabiliti, contando e segnando su quaderno da campo il numero di larve di *P. proserpina* avvistate.

Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo l'esperimento nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Proserpinus proserpina* in un determinato sito prevede l'osservazione diretta delle larve della specie in siti idonei (cfr. paragrafo "Monitoraggio" di *P. proserpina*).



Fig. 101. Adulto di *Proserpinus proserpina* (foto P. Mazzei).



Fig. 102. Larva di *Proserpinus proserpina* (foto P. Mazzei).



# *Hyles hippophaes* (Esper 1793)

Nome comune italiano: Sfinge dell'olivello spinoso

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Sphingidae

Genere: *Hyles* Hübner 1819

## Diagnosi morfologica della specie *Hyles hippophaes*

**Adulto.** Apertura alare: 55–70 mm. Lepidottero Sfinigide di dimensioni medio-grandi caratterizzato da ali anteriori con colore di fondo grigio beige e posteriori nere alla base e lungo una fascia antemarginale e rosse nei campi mediano e distale. L'ala anteriore è attraversata da un'evidente area grigio bruna scura di forma subtriangolare allungata che si estende da circa la metà del margine anale all'apice, distalmente alla quale il colore di fondo diviene più scuro e si avvicina a quello dell'area subtriangolare stessa (de Freina & Witt 1987; AA. VV. 1997; Mazzei et al. 2012; fig. 103). La femmina è sostanzialmente identica al maschio, con antenne leggermente più sottili (Bertaccini et al. 1994). Antenne biancastre, capo, torace e addome marroni (fig. 103), i primi due bordati dorsolateralmente da una sottile fascia bianca, l'addome con due paia subbasali di tacche dorsolaterali nere bordate distalmente di bianco.

Rispetto alle specie simili del genere *Hyles* presenti in Italia, *H. hippophaes* si distingue per il campo basale scuro dell'ala anteriore che non raggiunge l'area costale, la costa priva di evidenti tacche o di fascia scura e soltanto tutt'al più leggermente inscurita rispetto al colore di fondo, l'area scura discale, se presente, soltanto leggermente accennata come un'ombra suffusa ed il margine interno dell'area subtriangolare più rettilineo.

**Larva.** Il bruco maturo di *Hyles hippophaes* si può presentare con differenti forme cromatiche, più comunemente verde o grigiastro, in entrambi i casi con una linea laterale sottospiracolare bianca; carattere che ne dovrebbe facilitare il riconoscimento è la presenza sul lato alla base del cornetto caudale di una macchia ellittica allungata di colore crema o arancione pallido (de Freina & Witt 1987; AA. VV. 1997; Mazzei et al. 2012; fig. 104).

## Ecologia, biologia e fenologia

La specie vola sia in pieno giorno sia al crepuscolo o nottetempo in ambienti quali greti ghiaiosi dei fiumi, aree aperte e zone alluvionali con microclima temperato caldo tra i 200 e i 1000 m di quota, (de Freina & Witt 1987; AA. VV. 1997).

La larva si sviluppa in Europa occidentale esclusivamente a spese di Olivello spinoso (*Hippophae rhamnoides*), mentre nel settore sud-orientale del continente si trova su *Eleagnus* spp.; gli adulti sono scarsamente attratti dalle luci artificiali e risultano quindi assai difficili da monitorare coi campionamenti alla lampada (de Freina & Witt 1987; Bertaccini et al. 1994; AA. VV. 1997).

*Hyles hippophaes* presenta una generazione con sfarfallamenti in aprile–luglio ed una seconda parziale in agosto–settembre; il periodo di massima attività degli adulti è compreso tra la metà di maggio e la fine di giugno (de Freina & Witt 1987; Bertaccini et al. 1994; AA. VV. 1997).

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

La specie presenta una distribuzione euroasiatica ampia ma frammentata dall'Europa alla catena Himalayana ed alla Cina orientale; nel nostro continente è nota dalla Penisola Iberica attraverso la regione alpina e l'Europa meridionale e sud-orientale fino all'Ucraina ed all'Egeo (de Freina & Witt 1987; Bertaccini et al. 1994; Pittaway 2012; AA. VV. 1997; Karsholt & van Nieukerken 2011).

Sino a pochi anni fa, i dati più recenti relativi a questa specie in Italia risalivano agli anni cinquanta (arco Alpino e Appennino Tosco-Emiliano) e non vi erano reperti successivi (Bertaccini et al. 1994; Parenzan & Porcelli 2005–2006). Recentemente la specie è stata segnalata nel Parmense (Righini & Bendazzi 2000) e nelle Foreste Casentinesi (Dapporto et al. 2005). Nel 2005 è stata individuata una popolazione relativamente abbondante di *H. hippophaes* a Pian Priula

(TV) (Sala & Bettini 2005).

In relazione alla stretta monofagia delle larve, il principale fattore di minaccia per questa specie è chiaramente individuabile nell'alterazione degli ambienti ripariali in cui cresce l'Olivello spinoso, nella rimozione della vegetazione dai greti, nelle opere di sistemazione idraulica degli alvei e nella costruzione di infrastrutture.

### Monitoraggio

**Background.** Sebbene *H. hippophaes* sia inclusa nell'allegato IV della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è ancora stato condotto uno studio approfondito mirato al monitoraggio di questa specie.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie (cfr. sezione "Background"). Tale protocollo sfrutta la monofagia di questa falena, e si basa quindi sul metodo del conteggio delle larve su Olivello spinoso (*Hippophae rhamnoides*), all'interno di un'area di studio delimitata. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare l'analisi di monitorag-

gio di questa specie è compreso tra il 15 giugno e il 30 luglio (cfr. capitolo "Ecologia, biologia, fenologia di *H. hippophaes*").

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, le larve all'ultimo stadio della specie oggetto di studio (cfr. capitolo "Diagnosi morfologica della specie *H. hippophaes*").

Il primo passo consiste nell'effettuare un'ispezione preliminare del sito con lo scopo di determinare un'area dove siano particolarmente abbondanti le piante di Olivello spinoso. In questo modo l'operatore potrà delimitare un'area di studio ("patch"). Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: si consiglia di effettuare non meno di cinque uscite, equamente distribuite nell'arco periodo considerato.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente nella patch, analizzando tutte le singole piante di Olivello spinoso, segnando su un quaderno da campo il numero di larve di *H. hippophaes* presenti su ciascuna pianta.

Per ogni anno di monitoraggio sarà considerato valido il conteggio medio tra le quattro ripetizioni con punteggio più alto (scartando quindi la ripetizione con punteggio più basso).

Ripetendo l'esperimento nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Hyles hippophaes* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi delle larve su Olivello spinoso in siti idonei, nel periodo ideale (cfr. paragrafi "Ecologia, biologia e fenologia" e "Monitoraggio" di *H. hippophaes*).



Fig. 103. Adulto di *Hyles hippophaes* (foto D. Morel).



Fig. 104. Larva di *Hyles hippophaes* (foto D. Morel).



# *Eriogaster catax* (Linnaeus 1758)

Nome comune italiano: Bombice del prugnolo

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Lasiocampidae

Genere: *Eriogaster* Germar 1810

## Diagnosi morfologica della specie *Eriogaster catax*

**Adulto.** Apertura alare: 27–35 mm. Lepidottero Lasiocampide di piccole dimensioni dal vivace colore di fondo fulvo arancione nel maschio e bruno rossiccio nella femmina, ali anteriori con campo mediano individuato da fasce ante- e postmediana (la prima spesso evanescente nella femmina), un evidente punto bianco discale orlato di scuro e area antemarginale di tinta più cupa del colore di fondo. Ali posteriori relativamente piccole e prive di ornamentazione (de Freina & Witt 1987; Mazzei et al. 2012; fig. 105). Antenne bipettinate nel maschio, sottili nella femmina; corpo fittamente pubescente, provvisto nella femmina di un vistoso ciuffo di squame grigie all'estremità (Bertaccini et al. 1994; fig. 105).

L'unica specie della fauna italiana simile a *Eriogaster catax* è *E. rimicola* (Denis & Schiffermüller, 1775), di colore bruno rossiccio anche nel sesso maschile, con ali anteriori prive di evidenti bande trasversali e punto discale bianco non orlato di scuro (de Freina & Witt 1987; Mazzei et al. 2012).

**Larva.** Il bruco maturo di *Eriogaster catax* presenta sul dorso dei cuscinetti di peli corti e fitti di colore bruno rossiccio, ai lati dei quali corre una banda con un complesso reticolo di tratti bianchi e bluastri; tutto il corpo è inoltre provvisto di vistosi ciuffi di peli bianco-giallastri (de Freina & Witt 1987; Mazzei et al. 2012; fig. 106).

## Ecologia, biologia e fenologia

L'ambiente elettivo della specie è rappresentato dai cespuglieti collinari con abbondanza di rosacee a portamento arbustivo: trattandosi pertanto di una tipologia ambientale semi-naturale assai diffusa che ha evidenti elementi di affinità con radure e margini di aree boschive, pascoli e siepi, risulterà evidente come questo lepidottero notturno non sia un indica-

tore di particolari condizioni ecologiche. In diverse parti d'Italia lo si può infatti rinvenire con relativa continuità dal livello del mare fino a circa 1100 m di quota, in aree non eccessivamente fredde (de Freina & Witt 1987; Bertaccini et al. 1994).

Gli individui sono facilmente attratti dalle luci artificiali ma, dato il periodo di volo tardo-autunnale, quando i campionamenti al lume non sono molto assidui, la specie viene probabilmente censita più raramente rispetto alla sua effettiva diffusione ed abbondanza in natura. Nel periodo primaverile, infatti, le larve si incontrano assai di frequente sulle piante nutrici, soprattutto prugnolo (*Prunus spinosa*) e biancospino (*Crataegus* spp), e più raramente a spese di piante arboree quali pioppi, querce, betulle e olmi o altri arbusti (*Crespino*, *Berberis vulgaris*) (de Freina & Witt 1987; Bertaccini et al. 1994; Mazzei et al. 2012).

Le larve si osservano più frequentemente da aprile a giugno: gregarie sino al terzo stadio, vivono ammassate in nidi molto appariscenti tessuti con fili sericei di colore biancastro; successivamente si disperdono, verosimilmente per ridurre la competizione alimentare, e si impupano tra fine primavera e inizio estate entro un bozzolo sericeo. La specie è monovoltina, ma sono stati frequentemente segnalati casi di durata dello stadio pupale per più anni.

Gli adulti sfarfallano da metà ottobre a inizio novembre (de Freina & Witt 1987; Bertaccini et al. 1994). La femmina depone le uova in ammassi impastati coi peli dell'addome; lo svernamento avviene allo stadio di uovo.

## Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Eriogaster catax* è distribuita dall'Europa centro-meridionale a est fino agli Urali ed il Medio Oriente (de Freina & Witt 1987; Bertaccini et al. 1994; Karsholt & van Nieukerken 2011).

Come sopra ricordato, la frequenza con cui si incon-

trano le larve della specie dimostra che questa è certamente più comune ed abbondante di quanto non indichino i reperti degli adulti, almeno nelle regioni peninsulari, dall'Appennino Tosco-Emiliano alla Calabria, mentre è probabilmente effettivamente scarsa nelle regioni alpine e prealpine (Piemonte, Liguria, Lombardia orientale, Alto Adige, Veneto e Venezia Giulia) (Bertaccini et al. 1994; Parenzan & Porcelli 2005–2006).

Non si ritiene che la specie sia da considerarsi minacciata nelle regioni peninsulari italiane, mentre andrebbero ulteriormente investigate le ragioni della sua rarità in quelle settentrionali, nelle quali la morfologia del territorio, l'agricoltura meccanizzata ed in generale la rimozione di siepi e della vegetazione di mantello ai margini dei boschi rivestono probabilmente un ruolo.

### Monitoraggio

**Background.** Uno studio mirato al monitoraggio di questa specie è stato condotto nell'unica località nota per questo lepidottero in Svizzera, nelle aree di Davusy e Dardagny (Cantone di Ginevra), censendo il numero di nidi e l'abbondanza di larve negli stessi, tra il 2004 e il 2008 (Carron 2009).

Lo studio ha evidenziato una progressiva regressione per questa specie tra il 2004 e il 2006, con una definitiva estinzione locale a partire dal 2007. L'autore suggerisce che la scomparsa della specie nel sito possa essere stata causata da un eccesso di piovosità e da un prolungarsi di temperature particolarmente basse tra il 2005 e il 2006.

Uno studio analogo è stato condotto in Ungheria occidentale (Vas), dove è stato conteggiato il numero di nidi presenti lungo un transetto di 500 m (András et al. 2010).

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo rappresenta un'alternativa al classico approccio di marcatura-ricattura ampiamente descritto, per svariate specie. Tale protocollo sfrutta la gregarità delle larve di questa falena, e si basa quindi sul metodo del conteggio dei nidi su prugnolo (*Prunus spinosa*) e biancospino (*Crataegus* spp), all'interno di un'area di studio delimitata. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi

conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare il monitoraggio di questa specie coincide col mese di aprile, prima che le larve si disperdano per condurre vita solitaria.

Per poter svolgere l'attività di monitoraggio, l'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, le larve della specie oggetto di studio rispetto alle altre che filano nidi sericei comuni sulle rosacee, soprattutto *Eriogaster lanestris* (Linnaeus 1758), *Aporia crataegi* (Linnaeus 1758) e *Euprocitis chrysoorrhoea* (Linnaeus 1758).

La prima fase consiste nell'effettuare un'ispezione preliminare del sito con lo scopo di determinare un'area dove siano particolarmente abbondanti le piante di prugnolo e/o biancospino. In questo modo l'operatore potrà delimitare un'area di studio ("patch").

Una volta determinata l'area da monitorare, l'operatore può programmare le uscite sul campo: considerato che i nidi larvali sono fissi, è sufficiente una singola uscita per transetto.

Durante ogni uscita, l'operatore deve camminare lentamente nella patch, analizzando tutte le singole piante di prugnolo e/o biancospino, segnando su un quaderno da campo il numero di nidi larvali di *E. catax* presenti. Sarà ovviamente anche opportuno effettuare una stima del numero medio di larve presenti per nido.

Ripetendo il monitoraggio nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Eriogaster catax* in un determinato sito prevede l'avvistamento e la diagnosi delle larve gregarie su prugnolo e/o biancospino in siti idonei, nel periodo in cui sono presenti (cfr. paragrafi "Ecologia, biologia e fenologia" e "Monitoraggio" di *E. catax*).



Fig. 105. Maschio di *Eriogaster catax* (foto P. Mazzei).



Fig. 106. Larva di *Eriogaster catax* (foto P. Mazzei).



## *Erannis ankeraria* (Staudinger 1861)

Nome comune italiano: Ibernia di Anker

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Geometridae

Genere: *Erannis* Hübner 1825

### Diagnosi morfologica della specie *Erannis ankeraria*

**Adulto.** Apertura alare: 30–40 mm (maschio). Geometride caratterizzato da evidente dimorfismo sessuale, con femmine attere e maschi normalmente alati. Ali anteriori ampie, alte e triangolari con apice arrotondato, di colore sabbia e minutamente spolverate di grigio, provviste di linee trasverse grigie sottili e poco evidenti, regolarmente convessa l'antemediana, producente un angolo oltre la cellula discale la postmedia, e con discocellulare evidenziata da tratto grigio corto e sottile. Ali posteriori tondeggianti, di colore bianco-giallastro molto pallido, con un minuto punto discale grigio (fig. 107). Antenne cortamente bipettinate nel maschio, filiformi nella femmina; capo, torace e addome color sabbia nel maschio. Femmina biancastra irrorata di bruno nero con una fascia dorsale scura.

*Erannis ankeraria* può essere confusa con alcune specie italiane, soprattutto dei generi *Erannis* Hübner 1825 e *Agriopsis* Hübner 1825. La congenera *E. defoliaria* (Clerck 1759) presenta solitamente maschi dal disegno assai più marcato, con aree chiare e scure; inoltre, le forme con ali anteriori di colore uniforme della stessa saranno sempre distinguibili per la tinta più scura, bruno rossiccia, e per la postmedia più ondulata al di sotto della cellula (rettileina in *E. ankeraria*; fig. 107). La femmina di *E. defoliaria* è più irregolarmente maculata di scuro. I maschi di *Agriopsis aurantiaria* (Hübner 1799) e *A. marginaria* (Fabricius 1776), oltre a non esibire il forte contrasto di colorazione tra ali anteriori e posteriori che si osserva in *E. ankeraria*, mostrano di solito una seconda linea trasversa prima della discocellulare, spesso anche tracce di una submarginale e un'evidente linea postmediale sulle ali posteriori; caratteristici sono inoltre i punti neri internervulari sul margine delle ali, presenti regolarmente in *A. marginaria* e talvolta

anche in *A. aurantiaria*, e i moncherini alari delle rispettive femmine (Flamigni et al. 2007; Mazzei et al. 2012).

**Larva.** Il bruco di *Erannis ankeraria*, verde con deboli linee longitudinali alle prime età (Naufock 1916), vira successivamente al bruno giallo, divenendo pressoché indistinguibile da quello della congenera *E. defoliaria* (cfr. Lunak 1942).

### Ecologia, biologia e fenologia

*Erannis ankeraria* è legata a querceti xerofili a Roverella (*Quercus pubescens*) o misti dell'orizzonte submediterraneo, tra 350 e 600 m di quota (Flamigni et al. 2007).

Le larve, che si possono osservare tra maggio e giugno, si sviluppano a spese di diverse specie di quercia, con netta preferenza per la roverella (Fazekas 1977; Flamigni et al. 2007).

Monovoltina, gli adulti sono ad attività notturna e si rinvencono tra fine febbraio e inizio aprile; lo svernamento avviene nel terreno allo stadio di pupa (Flamigni et al. 2007).

### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

La specie presenta una tipica distribuzione turanico-est-mediterranea, essendo distribuita dalla regione adriatica attraverso l'Europa sudorientale e l'Asia Minore sino all'Iran settentrionale ed al Turkmenistan (Flamigni et al. 2007; Karsholt & van Nieukerken 2011).

In Italia, la presenza di questa specie è stata accertata per pochissime località, tutte del versante adriatico (Marche, Molise e Puglia) (Parenzan & Porcelli 2005–2006; Flamigni et al. 2007).

Il principale fattore di minaccia per *Erannis ankeraria* va con tutta evidenza individuato nel fatto che l'orizzonte altitudinale proprio della Roverella ed

in generale delle querce termofile decidue è uno di quelli maggiormente aggrediti dalle attività umane, che comportano una notevole riduzione del manto forestale.

### Monitoraggio

**Background.** Sebbene *Erannis ankeraria* sia inclusa negli allegati II e IV della Direttiva Habitat, allo stato attuale non è ancora stato condotto uno studio approfondito mirato al monitoraggio di questa specie.

**Proposta operativa CNBFVR.** Il protocollo proposto nel presente contributo sfrutta la notevole attrazione esercitata dalle luci artificiali sui maschi in attività notturna della specie. Si tratta di un protocollo attualmente in fase di messa a punto sperimentale da parte dei ricercatori del CNBFVR, e l'efficacia del metodo necessita quindi conferme sperimentali.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta

dell'operatore.

Il periodo ideale per effettuare il monitoraggio di questa specie coincide col mese di marzo.

La prima fase consiste nel posizionare nel sito una trappola luminosa con tubo fluorescente attinico da 15W alimentata da batteria portatile e provvista di interruttore crepuscolare per l'accensione dopo il tramonto e lo spegnimento all'alba. La trappola dovrà essere provvista di contenitore sottostante per la raccolta delle falene. Il giorno successivo la trappola andrà esaminata per registrare il numero di individui della specie eventualmente presenti e procedere alla loro liberazione. È fondamentale effettuare il controllo poco dopo l'alba, onde evitare che con la luce solare ed il caldo gli individui si attivino e si deteriorino sbattendo contro le pareti del contenitore o fuggano prima del conteggio. Ripetendo la procedura ogni settimana nell'arco del periodo considerato e negli anni successivi sarà possibile monitorare l'andamento demografico della popolazione.

### Come verificare la presenza della specie

Il miglior metodo utilizzabile per determinare la presenza di questa falena in un determinato sito prevede l'attrazione dei maschi in volo notturno alle sorgenti luminose (cfr. paragrafo "Monitoraggio" di *E. ankeraria*).



Fig. 107. Adulto di *Erannis ankeraria*  
(foto C. Jonko).

## *Arytrura musculus* (Ménétriés 1859)

Nome comune italiano: nessuno

INQUADRAMENTO SISTEMATICO:

Ordine: Lepidoptera

Famiglia: Erebidae

Genere: *Arytrura* John 1912

### Diagnosi morfologica della specie *Arytrura musculus*

**Adulto:** Lunghezza ala anteriore: 24–27 mm. Specie inconfondibile caratterizzata da ali ampie e colore di fondo bruno-nerastro. L'ala anteriore presenta l'apice debolmente falcato ed il margine sporgente al centro; dalla base fino a circa la metà dell'area distale la pagina superiore è bruno-nerastra, con sottili linee ante- e postmediana ed un trattino discale debolmente arcuato di colore cinereo, tinta che copre interamente anche la porzione esterna del campo distale. L'ala posteriore, di forma arrotondata col margine debolmente crenulato, è attraversata nel mezzo pressoché obliquamente dalla postmediana, che divide il disco in una metà basale di colore bruno-nerastro meno intenso che nell'ala anteriore ed in una distale cinerea. Tracce di una sottile ed irregolare linea nera submarginale si osservano lungo l'area esterna di entrambe le ali. Capo e torace concolori; occhi relativamente grandi, neri; palpi labiali prominenti in avanti col terzo articolo sottile; antenne filiformi, nere. Addome di colore bruno-grigiastro. Il rovescio è pressoché uniformemente offuscato (Mazzei et al. 2012; Goater et al., 2003; Bertaccini et al., 2008; Fig. 108).

**Larva:** Il bruco maturo di *Arytrura musculus* ha aspetto particolarmente allungato e sottile ed è di colore beige chiaro con sottili striature longitudinali brune; è inoltre solcato sul dorso da una tenue fascia longitudinale di colore lattiginoso; le pseudozampe funzionali sono ridotte a due paia lungo il tronco ed al paio anale (Mazzei et al. 2012; Baranyi et al., 2006).

### Ecologia, biologia e fenologia

Questa specie vive in aree acquitrinose di carattere continentale con rigogliosa vegetazione igrofila. Le larve vivono su *Salix* ma in cattività sono state allevate anche su *Populus*. Univoltina, il periodo di comparsa

degli adulti si estende da fine giugno e tutto agosto. Le larve si rinvergono sia in piena estate-inizio autunno sia in primavera: lo svernamento avviene infatti allo stadio larvale sulle piante nutrici (Mazzei et al. 2012; Goater et al., 2003; Baranyi et al., 2006; Bertaccini et al., 2008).

### Distribuzione geografica e fattori minaccianti

*Arytrura musculus* presenta una distribuzione fortemente disgiunta ai due estremi della regione paleartica, nell'Europa sud-orientale (Ungheria, Romania, Ucraina, Urali meridionali) e in Estremo Oriente (Bacino dell'Amur, Corea e Giappone). In Italia si trova esclusivamente nel nord-est, con una singola popolazione individuata presso le Risorgive di Zarnicco (Friuli) (Huemer et al., 2005), incluse nel SIC Risorgive dello Stella (IT 3320026), stazione che rappresenta l'estremo occidentale della distribuzione della specie. Il principale rischio per la sopravvivenza della specie è rappresentato dalla scomparsa ed alterazione delle zone umide planiziali, tra le più aggredite in assoluto dalle attività umane.

### Monitoraggio

**Background:** *A. musculus* è inclusa negli allegati II e IV della Direttiva Habitat. Attività di monitoraggio di questa specie sono state finora condotte esclusivamente in Ungheria (Baranyi et al., 2006).

**Proposta operativa CNBFVR:** Contrariamente a precedenti osservazioni dettate essenzialmente dalla rarità della specie e dalla scarsità dei reperti, gli adulti sono facilmente attratti dalle luci artificiali, per cui è possibile monitorare l'andamento demografico delle popolazioni mediante l'uso di lampade UV (attiniche, di Wood, etc.), a luce miscelata o a vapori di mercurio.

Il monitoraggio dovrà essere ripetuto nel corso degli

anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che ne modifichino sensibilmente la struttura.

È fondamentale selezionare un'area di studio dove la presenza della specie sia ben documentata da fonti bibliografiche attendibili, o dall'esperienza diretta dell'operatore.

Il periodo migliore per effettuare il monitoraggio di questa specie è compreso tra il 15 luglio e il 15 agosto, tenendo però presente che scostamenti di un paio di settimane in più o in meno sono possibili a seconda delle annate.

La prima fase consiste nel posizionare nel sito una trappola luminosa con tubo fluorescente attinico da 15W alimentata da batteria portatile e provvista di interruttore crepuscolare per l'accensione dopo il tramonto e lo spegnimento all'alba. La trappola dovrà essere provvista di contenitore sottostante per la raccolta delle falene. Il giorno successivo la trappola andrà esaminata per registrare il numero di individui della specie eventualmente presenti e procedere alla loro liberazione. È fondamentale effettuare il controllo poco dopo l'alba, onde evitare che con la luce del sole ed il caldo gli individui si agitino e si deteriorino

sbattendo contro le pareti del contenitore. Ripetendo la procedura ogni settimana nell'arco del periodo considerato e negli anni successivi sarà possibile documentare le eventuali fluttuazioni demografiche della popolazione.

#### Come verificare la presenza della specie

Il metodo più semplice e rapido per accertare l'eventuale presenza di *Arytrura musculus* in un determinato sito prevede l'attrazione degli adulti con trappole luminose nei siti e nei periodi idonei (cfr. paragrafo "Ecologia, biologia e fenologia"). Alternativamente, ed anche in considerazione dell'importanza di circoscrivere dettagliatamente gli ambiti territoriali in cui è presente la specie, si può operare tramite la ricerca delle larve, da svolgersi mediante l'uso di un mazzuolo adeguatamente gommato per non danneggiare le piante e di un telo bianco di 2x2 m da usare come ombrello entomologico. Percuotendo con un colpo secco i fusti delle piante alimentari si potrà determinare la caduta delle larve dalle fronde sul telo appositamente posizionato sotto di esse. È implicito che dopo i conteggi le larve andranno riposizionate sulle medesime piante nutrici.

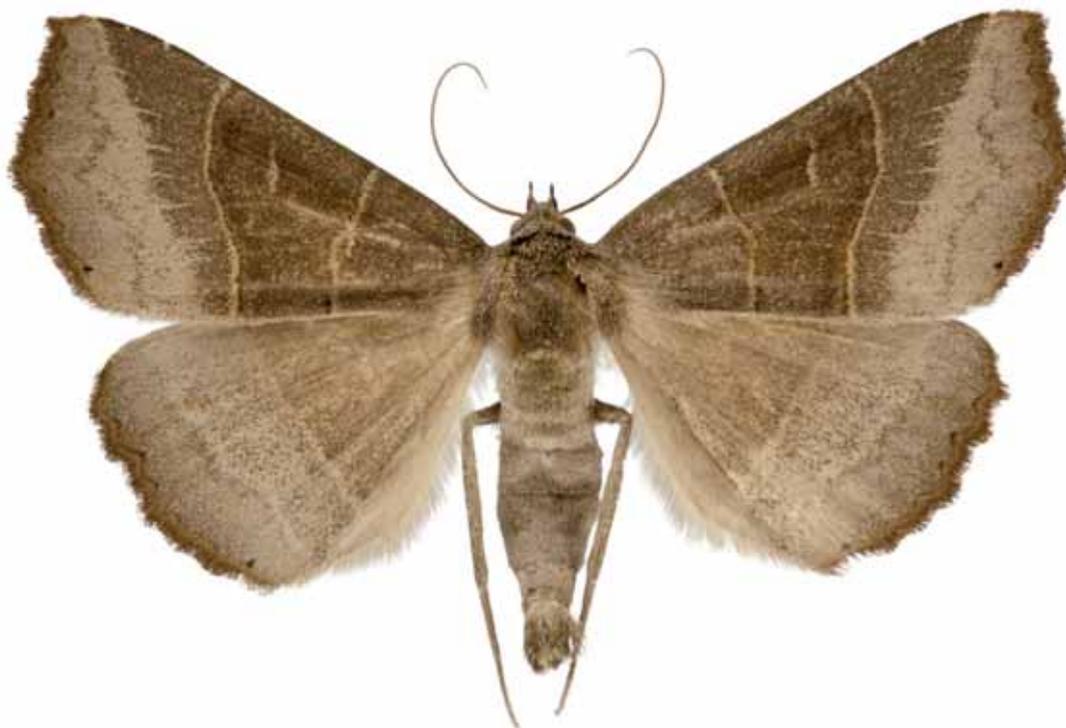


Fig. 108. Adulto di *Arytrura musculus* (foto C. Mancini).



(foto C. Morelli)

---



(foto C. Morelli)

---



(foto C. Morelli)

---



(foto S. Mazzaracca)

---



## ANALISI DEI DATI DI MONITORAGGIO

La gestione, il monitoraggio e la conservazione della fauna selvatica richiedono un'approfondita conoscenza delle densità di popolazione, del cosiddetto rapporto "età/sexo" e di tutti i processi demografici che interessano la popolazione stessa. Una delle metodologie maggiormente utilizzate per reperire e monitorare tali dati prevede l'impiego delle tecniche di Cattura-Marcatura-Ricattura (CMR): tale approccio è utilizzato in egual misura sia per la fauna vertebrata sia per quella invertebrata (Angelibert & Giani 2003; Leisnham et al. 2003; Beirinckx et al. 2006; López-Pantoja et al. 2008).

I metodi di CMR si basano sull'assunto che se un certo numero di animali di una popolazione vengono catturati, marcati ed immediatamente rilasciati, nel momento in cui sarà effettuato un successivo campionamento nella stessa popolazione, la percentuale di animali marcati catturati nel secondo campionamento corrisponderà a quella riscontrabile nell'intera popolazione (Sutherland 2006).

Per utilizzare in maniera corretta i metodi di CMR è necessario che determinate condizioni siano soddisfatte a priori (Lindberg & Rexstad 2002): tutti gli individui appartenenti ad una determinata popolazione devono avere la stessa probabilità di essere catturati e il campionamento deve essere statisticamente significativo per la popolazione oggetto di studio.

Sfortunatamente, le catture possono essere influenzate da diversi fattori, e quindi risultare selettive nei confronti di determinate categorie della popolazione target (Bisi et al. 2011), ed è quindi fondamentale selezionare la metodologia di cattura idonea, o – meglio – una combinazione di diverse metodologie.

Allo stesso modo, anche la tipologia di marcatura scelta può portare ad un *bias*: è quindi fondamentale che la marcatura sia permanente e che non abbia conseguenze sul comportamento, sulla *fitness* e sulla sopravvivenza dell'animale (Lindberg & Rexstad, 2002).

A seconda del target, sono utilizzabili diverse metodologie di marcatura: negli insetti è ad esempio diffuso l'utilizzo di codici (alfa-numeriche o semplice punteggiatura) applicati con inchiostro indelebile su determinate parti del corpo (es. il ventre o le elitre dei coleotteri, le ali delle farfalle, etc...; Wynhoff 1998; Manger and Dingemans 2009; Campanaro et al. 2011a). Negli invertebrati è sempre più diffuso anche l'utilizzo di micro radio-trasmittenti (Negro et al. 2008).

Come precedentemente evidenziato, quando si pianifica un monitoraggio con CMR, un punto cruciale

è rappresentato dal fatto che tutti gli animali di una popolazione devono essere "ugualmente catturabili" (Homogeneity). In funzione di tale assunto, possono essere selezionati differenti modelli di trappolamento, che avranno come conseguenza differenti probabilità di cattura (Trappability). Determinati animali possono avere una tendenza più o meno elevata alla cattura, ed è inoltre importante tener conto del fatto che diverse classi di una popolazione (es. in funzione dell'età o del sesso) spesso possono mostrare un comportamento differente: in questi casi è quindi consigliabile l'utilizzo di differenti metodologie di cattura per le differenti classi (Sutherland 2006).

Infine, per evitare *bias* nelle stime di popolazione, è fondamentale che lo sforzo di campionamento sia costante durante tutto il periodo di monitoraggio.

Quando si pianifica un monitoraggio con CMR, la prima condizione da verificare è se la popolazione sia aperta o chiusa durante il periodo di durata dello studio: nelle popolazioni chiuse non ci sono aggiunte o perdite durante il periodo di studio, mentre nelle popolazioni aperte si possono verificare nascite, morti, immigrazioni ed emigrazioni.

Nella letteratura scientifica sono riportati diversi metodi di analisi di CMR sia per popolazioni aperte sia chiuse: l'applicazione di un metodo corretto è importante non solo per evitare l'introduzione di *bias* nell'analisi, ma anche perché sia adottato il corretto modello interpretativo.

Se il livello di conoscenza dei taxa oggetto di studio non permette di stabilire a priori se le popolazioni siano aperte o chiuse è possibile verificarlo a posteriori in funzione della quantità di animali marcati nelle differenti sessioni di cattura: se la proporzione di animali marcati catturati decresce di sessione in sessione, allora si può presumere che la popolazione sia chiusa (Sutherland 2006).

Nel presente contributo sono presentati alcuni dei modelli di analisi di dati di CMR maggiormente utilizzati e riportati nella letteratura scientifica.

### Singola ricattura per popolazioni chiuse

Il modello utilizzato più comunemente è il cosiddetto Lincoln-Petersen (anche chiamato *two-sample method*). Tale metodo è valido per popolazioni chiuse, e richiede solo una sessione di cattura-marcatura e una successiva ricattura. Durante il primo campionamento, alcuni animali (M) sono catturati e marcati tutti allo stesso modo, in modo da non poter distinguere tra individui differenti. In questo modo, quando sarà effettuata la ricattura si potrà calcolare il parametro

$n=m+u$ , dove  $m$  rappresenta il numero di animali già marcati e  $u$  rappresenta il numero di animali non ancora marcati. In questo modo, la dimensione della popolazione ( $N$ ) può essere facilmente calcolata:  $N = nM/m$  (Pollock 2000). È fondamentale che le catture nelle due sessioni siano state effettuate in maniera omogenea. Questo metodo può essere considerato ottimale e pratico nel momento in cui si voglia effettuare una stima approssimativa e rapida delle dimensioni delle popolazioni (Sutherland 2006), ed è tutt'ora utilizzato in studi di faunistica (Carchini et al. 1982; St Pierre et al. 2005; Lopes-Ferreira et al. 2005).

### Ricatture multiple per popolazioni chiuse

Quando si vuole effettuare uno studio di CMR che prevede una serie di ricatture, si deve tener conto di una possibile eterogeneità tra i diversi trappolaggi, nonché di possibili variabili che possono influenzare le diverse sessioni di cattura. È innanzitutto importante verificare se il numero di animali catturato nelle diverse sessioni sia costante (Sutherland 2006). È possibile comparare il numero di catture atteso con quello osservato utilizzando il test del chi-quadro o il G-test, a seconda delle dimensioni del campione: il chi-quadro non deve essere utilizzato per popolazioni troppo piccole (<5 individui).

Il removal è un modello di analisi di CMR che non è influenzato dal comportamento degli animali catturati e si basa sul semplice assunto che se si effettuano catture e marcature in sessioni multiple, all'interno di una popolazione chiusa, di sessione in sessione il numero di animali catturati e non ancora marcati decrescerà. Costruendo un grafico in cui il numero di animali non marcati catturati in ogni sessione è incrociato con il numero totale di animali marcati, e tracciando una retta di regressione che attraversi tali dati, sarà possibile stimare le dimensioni della popolazione nel punto in cui la retta di regressione incrocia l'asse orizzontale del grafico (Hayne 1949; Zippin 1956; Wileyto 1974; Sutherland 2006).

Il metodo di Schnabel (Schnabel 1938) si basa sul principio per cui tutti gli animali di una determinata popolazione hanno la stessa probabilità di essere catturati. Per ciascuna sessione di campionamento viene calcolato il rapporto tra il numero degli animali catturati già marcati e il numero totale di individui catturati: nel momento in cui tale rapporto sarà uguale a 1, allora il numero di animali ricatturati corrisponderà alle dimensioni totali della popolazione. Recentemente, il metodo Schnabel è stato utilizzato

per uno studio sui ditteri del genere *Volucella* (Ball & Morris 2004), in cui gli autori hanno stimato le dimensioni delle popolazioni di tre specie, evidenziando però come da un punto di vista pratico sia quasi impossibile dimostrare a priori che tutti gli individui di una popolazione abbiano la stessa probabilità di essere catturati.

Inoltre, come evidenziato da Chao (1987), e come riportato ampiamente nel presente contributo, diversi fattori possono condurre ad un certo livello di eterogeneità nelle catture, e diversi autori hanno proposto nuovi modelli di analisi per ovviare a tale problematica (Otis et al. 1978; Burnham & Overton 1979). Uno di questi è il Burnham & Overton (Burnham & Overton 1979). Tale modello si basa su tre assunti principali: i) la popolazione studiata deve essere chiusa; ii) la probabilità di cattura di un determinato individuo della popolazione è variabile, ed è compresa tra 0 e 1; iii) ogni cattura rappresenta un evento statisticamente indipendente. Il progetto sperimentale deve prevedere più di quattro sessioni di cattura (Sutherland 2006): per la stima delle dimensioni delle popolazioni sarà fondamentale sapere quante volte viene catturato un determinato individuo, e le analisi possono essere condotte utilizzando appositi software (*jackknife estimator*; cfr. Wang 2011). Il Burnham-Overton può essere utilizzato anche in studi mirati a calcolare la ricchezza in specie (es. Kéry & Plattner [2007] hanno applicato tale modello su una comunità di lepidotteri inclusi in un programma di monitoraggio).

### Ricatture multiple per popolazioni aperte

Il Jolly-Seber (Jolly 1965; Seber 1965) rappresenta il modello maggiormente utilizzato per analizzare dati provenienti da ricatture multiple in popolazioni aperte: tale scenario è quello più verosimile quando si studiano popolazioni di invertebrati. In precedenza, Darroch (1959) aveva sviluppato un modello che prevedesse alternativamente le migrazioni o i decessi; il Jolly-Seber permette invece di integrare entrambi i fenomeni contemporaneamente nell'analisi.

Per ogni sessione di cattura " $i$ " devono essere stimati una serie di parametri (Sutherland 2006):  $n_i$  = numero totale di animali catturati nella  $i$ -esima sessione;  $R_i$  = numero totale di animali rilasciati dopo la  $i$ -esima sessione;  $m_i$  = numero totale di animali catturati nella  $i$ -esima sessione che erano stati già marcati in precedenti sessioni;  $m_{ij}$  = numero totale di animali catturati nella  $i$ -esima sessione che erano stati catturati nella sessione precedente  $j$ . Tali parametri, se elaborati in maniera corretta, permetteranno di stimare le dimensioni delle popolazioni, il tasso di sopravvivenza e i

tassi migratori. Watts et al (2007) hanno utilizzato il metodo Jolly-Seber per stimare le dimensioni di popolazione e i tassi di migrazione in popolazioni frammentate, e di dimensioni variabili (da 100 a 5000 individui), di *Coenagrion mercuriale*.

### Software

Esistono diversi *softwares* informatici che possono aiutare sia nella scelta del corretto modello statisti-

co da utilizzare, sia nello svolgimento delle analisi. Tra i più utilizzati suggeriamo: CAPTURE (White et al. 1978), Jolly and Jollyage (Pollock et al. 1990), POPAN-4 e successivi (Arnason & Schwarz 1995), MARK (White & Burnham 1999), R Package secr: *Spatially explicit capture-recapture* (Efford 2011). Infine, per selezionare il corretto modello per CMR può essere di aiuto l'utilizzo del *decision tree* proposto da Lindberg & Rexstad (2002).

## CONSIDERAZIONI SULLE LISTE DI SPECIE DEGLI ALLEGATI II/IV DELLA DIRETTIVA

Come evidenziato da diversi autori (si veda l'esauriente *review* di Cardoso 2012), e come si può evincere esaminando le schede specie del presente contributo, la lista delle specie di artropodi inseriti negli Allegati II e IV della Direttiva Habitat 92/43/CEE presenta numerose e rilevanti lacune, sia a livello italiano sia a livello europeo, e necessita di conseguenza di un'urgente ed importante revisione.

Un primo macroscopico problema è di carattere tassonomico, e riguarda l'assenza di interi gruppi zoologici all'interno degli Allegati della Direttiva (Cardoso 2012). Nello specifico, numerosi ordini di insetti sono totalmente esclusi dalla Direttiva, o al più rappresentati in ambito europeo in maniera estremamente superficiale: tra questi troviamo ad esempio i ditteri, i rincoti, gli imenotteri, i plecoteri, gli efemerotteri e i tricoteri, la cui importanza in ambito ecologico e biologico è ampiamente documentata nella letteratura scientifica. Le motivazioni della scarsa considerazione di tali gruppi possono essere molteplici (su tutte la scarsità di dati faunistici al momento della compilazione della lista e l'assenza di specie particolarmente "appariscenti" e dotate di "appeal mediatico") ma non sono sufficienti a giustificare delle così evidenti lacune.

Di contro, altri gruppi soffrono di *iper-representation* negli Allegati della Direttiva: come evidenziato da Cardoso (2012), quasi il 75% delle specie di insetti inserite negli Allegati II e IV è afferibile a soli due ordini – coleotteri e lepidotteri –, e il restante 25% è rappresentato quasi interamente da odonati e (pochissimi) ortotteri. Inoltre, nei due ordini maggiormente rappresentati, sono state selezionate alcune specie dotate di evidente "appeal mediatico" ma al tempo stesso prive di forti fattori di minaccia: è il caso dei coleotteri *Lucanus cervus* e *Morimus funereus*, nonché di diversi lepidotteri (es. le due specie del genere *Parnassius* ed *Euplagia quadripunctaria*).

Un secondo evidente problema riguarda la *taglia corporea* delle specie che sono state selezionate negli Allegati II e IV: si tratta, nella stragrande maggioranza dei casi, di specie di relativamente grossa taglia mentre, con alcune eccezioni, sono stati quasi completamente trascurati artropodi dotati di taglia corporea particolarmente piccola: sono completamente assenti numerose famiglie di coleotteri all'interno delle quali si trovano specie di piccole dimensioni (< 1 cm) ma il cui stato di conservazione è enormemente più compromesso rispetto a quello di molte delle specie inserite in Direttiva Habitat. Tra i coleotteri acquatici della famiglia Hydraenidae, i cui rappresentanti non superano i 3 mm di lunghezza, in ambito europeo sono note diverse specie il cui areale è rappresentato da un singolo corso d'acqua o al più da una singola valle (Trizzino 2011; Trizzino et al. 2013). È sufficiente consultare il database di CKmap, per verificare come uno scenario analogo sia valido per molte specie di ditteri, imenotteri e microlepidotteri, solo per citare alcuni esempi.

Risulta quindi evidente come la lista delle specie inserite negli Allegati necessiti di una revisione globale, tenendo conto delle criticità sopra descritte. Tale revisione non può prescindere dal coinvolgimento di zoologi esperti per tutti i gruppi tassonomici, affinché non siano trascurati determinati raggruppamenti e affinché siano incluse nella lista specie realmente minacciate. Inoltre, per un significativo miglioramento della lista, si ritiene fondamentale tenere conto di due approcci diversi: un approccio puramente *geografico* che tenga conto delle specie endemiche e di quelle ad areale ridotto, ed un approccio *cronogeonemico* che tenga conto dell'andamento delle distribuzioni geografiche nel tempo.

1) **Approccio geografico** – Per quanto riguarda l'Italia, su oltre 58.000 specie di metazoi circa 4.800 sono endemiche (8.5%; Minelli et al. 1993–1995; Stoch 2000): in Sardegna la percentuale di endemiti supera il 7% (Cerretti et al. 2009), in Sicilia la percentuale è di poco inferiore (Minelli et al. 1993–95). Tuttavia, pochissimi endemiti sardi (i lepidotteri Sardo-Corsi *Argynnis elisa* e *Papilio hospiton*) e nessuno degli endemiti siculi sono attualmente inclusi negli Allegati della Direttiva, così come sono esclusi quasi tutti gli endemiti della nostra penisola (fanno eccezione tra gli altri *Carabus olympiae*, *Melanargia arge* e *Cordulegaster trinacriae*).

Sebbene, per ovvi motivi numerici, l'inclusione di tutte le specie endemiche negli Allegati della Direttiva non è realizzabile, in caso di futura revisione della lista si ritiene comunque fondamentale che ogni stato membro dell'UE inizi proprio da tali specie, affinché siano analizzate una dopo l'altra per verificarne lo stato di conservazione. Quest'ultimo deve essere valutato in maniera oggettiva utilizzando un approccio scientifico: un valido metodo può essere quello di assegnare un punteggio alle specie tenendo conto di diversi parametri ecologici, biologici, bionomici e geografici, stabilendo di inserire nella nuova lista della Direttiva solamente le specie che non raggiungono un punteggio minimo. Un'alternativa può essere quella di assegnare un punteggio a ciascuna specie sulla base di uno studio di carattere cronogeonemico (cfr. paragrafo su cronogeonemia).

2) **Approccio cronogeonemico** – La cronogeonemia è una disciplina che mira ad analizzare eventuali contrazioni ed espansioni degli areali dei taxa nel tempo, cercando inoltre di determinare i fattori responsabili di tali cambiamenti. Esistono diversi software informatici che possono essere utili per questo tipo di analisi (su tutti *Cronogeonemie*, messo a punto da Fabio Stoch per l'Unione Zoologica Italiana, e il sempre utile software statistico *R*). Un recente studio che sfrutta tale approccio è stato condotto da Brandmayr e collaboratori (2005) per valutare l'andamento della distribuzione geografica del coleottero *Osmoderma eremita*, suddividendo la dimensione temporale in tre *slices*: (1) prima del 1940; (2) 1940–1980; (3) 1980–oggi. Andando ad analizzare i pattern distributivi nelle tre fette temporali, e comparandoli tra loro, è possibile inferire un eventuale trend della dimensione dell'areale della specie.

Studi di questo genere sono ormai molto diffusi (si veda ad esempio Carpaneto et al. 2007, studio cronogeonemico su diversi gruppi di scarabei stercorari in Italia) sebbene tale approccio non sia completamente esente da criticità: comparare dati faunistici di epoche differenti non è sempre possibile, in quanto l'intensità di campionamento può essere stata differente in base alla quantità di specialisti che si sono dedicati allo studio di un determinato gruppo in un determinato periodo. Prima di effettuare uno studio cronogeonemico è quindi importante verificare che i dati faunistici a disposizione siano omogenei da un punto di vista delle modalità e dello sforzo di campionamento.

Concludendo, risulta dunque chiaro come, almeno per quanto riguarda gli artropodi, l'attuale lista di specie inserite negli Allegati II e IV della Direttiva Habitat sia ampiamente lacunosa e migliorabile. Tali miglioramenti dovranno però essere apportati utilizzando un metodo scientifico e non limitandosi al parere, seppur autorevole, di singoli specialisti.



# RINGRAZIAMENTI

Il presente contributo è stato realizzato grazie ai finanziamenti del Ministero per le Politiche Agricole Alimentari e Forestali (convenzione: “Ricerche tassonomiche su base morfologica e molecolare e monitoraggio di specie forestali di invertebrati elencati in direttiva habitat: sviluppo di specifiche tecniche di monitoraggio delle specie di Invertebrati in Direttiva habitat da applicare su scala nazionale nei SIC gestiti dal Corpo Forestale dello Stato”).

Il progetto grafico è stato realizzato da Mara Tisato (CNBF-Verona).

Si ringrazia infinitamente tutto il team dell'Unità di Analisi e Gestione delle Risorse Ambientali dell'Università dell'Insubria, Varese, per la gentile ospitalità concessa a M.T., e un particolare ringraziamento in tal senso è indirizzato al Prof. Guido Tosi (Varese), scienziato e persona di inestimabile valore, che ha dedicato la sua vita alla valorizzazione e alla tutela della biodiversità, sino alla sua prematura scomparsa avvenuta recentemente in seguito ad un tragico incidente.

Gli autori ringraziano Gloria Antonini (Università di Roma “Sapienza”) per i dati inediti riguardanti la tassonomia molecolare di *Morimus asper* s. l., *Osmoderma eremita*, *Lucanus cervus* e *Cordulegaster trinacriae*. Un grande grazie a Fabio Mosconi (Università di Roma “Sapienza”) per i suggerimenti riguardanti lo sviluppo di protocolli di monitoraggio per alcune specie di lepidotteri. Inoltre ringraziano i giovani dottorandi e postdoc dell'Università Roma Tre Lara Redolfi De Zan e Emanuela Maurizi, che con le loro ricerche sul campo hanno contribuito alla definizione dei metodi di monitoraggio dei coleotteri saproxilici.

Si ringrazia Carlo Morelli (Università di Varese) per il grande aiuto bibliografico, per gli utili suggerimenti e commenti, e per alcune fotografie (cfr. didascalie immagini).

Si ringraziano Saverio Rocchi (Museo di Storia Naturale, Sezione di Zoologia “La Specola”, Firenze) e Fernando Pederzani (Ravenna), per le informazioni sui coleotteri Ditisциdi.

Un sincero ringraziamento a Cristina Grieco e Roberto Sindaco per i suggerimenti e le correzioni alla scheda di *Sympecma paedisca*, e a Matteo Negro per l'aiuto con la scheda di *Carabus olympiae*.

Grazie a Roberto Fabbri per alcune informazioni faunistiche su *Coenagrion mercuriale*.

Si ringrazia Emma Minari per l'aiuto nella revisione delle bozze.

Si ringraziano infinitamente gli autori delle fotografie.

Dai seguenti siti internet sono state selezionate alcune delle figure utilizzate per il presente contributo (cfr. didascalie per copyrights): <http://www.treknature.com/gallery/photo191894.htm>; <http://www.dutchdragonflies.eu>; <http://www.eurobutterflies.com/>; <http://www.biolib.cz>; <http://www.lepidoptera.pl>; <http://www.leps.it>.



# BIBLIOGRAFIA

- AA.VV., 1997. Schmetterlinge und ihre Lebensräume, Volume II. Pro Natura, Basel, 679 pp.
- AA.VV., 2004. Progetto LIFE Natura Conservazione di *Austropotamobius pallipes* in due SIC della Lombardia N° LIFE2000NAT/IT/7159. Relazione Finale, Dicembre 2004, online publication, 58 pp. Available at [http://www-3.unipv.it/acquint/pdf\\_collegati/Relazione%20tecnica.pdf](http://www-3.unipv.it/acquint/pdf_collegati/Relazione%20tecnica.pdf) (accessed January 2012).
- AA.VV., 2007. Species report – *Cerambyx cerdo*. Wildlife and sustainable farming initiative, European Commission – DG ENV (Draft), 40 pp.
- Albre J., Gers C. & Legal L., 2008. Molecular phylogeny of the *Erebia tyndarus* (Lepidoptera, Rhopalocera, Nymphalidae, Satyrinae) species group combining CoxII and ND5 mitochondrial genes: a case study of a recent radiation. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 47: 196–210.
- Aliukonis A. & Švitra G., 2009. Research on abundance and population dynamics of *Dytiscus latissimus* Linnaeus, 1758 (Coleoptera, Dytiscidae) in the Labanoras Regional Park (Lithuania) in 2008–2009. *New and rare for Lithuania insects*, 21: 21–29.
- András A., Szilárd K., Szabolcs S., Bálint H. & Ágnes H., 2010. A sárga gyapjasszövo – *Eriogaster catax* (Linnaeus, 1758) európai jelen-tőségű populációja Váton (Lepidoptera: Lasiocampidae). *Natura Semogyiensis*, 17: 293–298.
- Angelibert S. & Giani N., 2006. Dispersal characteristics of three odonate species in a patchy habitat. *Ecography*, 26(1): 13–20.
- Anthes N., Fartmann T., Hermann G. & Kaule G., 2003. Combining larval habitat quality and metapopulation structure – the key for successful management of pre-alpine *Euphydryas aurinia* colonies. *Journal of Insect Conservation*, 3: 175–185.
- Amstrup S.C., McDonald T.L. & Manly B.F.J., 2005. *Handbook of Capture-Recapture Analysis*. Princeton University Press, Princeton, 313 pp.
- Arnason A.N. & Schwarz C.J., 1995. POPAN-4: enhancements to a system for the analysis of mark-recapture data from open populations. *Journal of Applied Statistics*, 22: 785–800.
- Arnone M. & Massa B., 2010. A new species of *Bolbelasmus* Boucomont, 1911 (Insecta Coleoptera Geotrupidae) from Sicily (Italy). *Il Naturalista siciliano*, IV serie, 34: 401–414.
- Aubert J., Descimon H. & Michel F., 1996. Population biology and conservation of the Corsican swallowtail butterfly *Papilio hospiton* Gené. *Biological Conservation*, 78: 247–255.
- Aubert J., Barascud B., Descimon H. & Michel F., 1997. Ecology and genetics of interspecific hybridization in the swallowtails, *Papilio hospiton* Gené and *Papilio machaon* L., in Corsica (Lepidoptera: Papilionidae). *Biological Journal of the Linnean Society*, 60: 467–492.
- Audisio P., Muscio G., Pignatti S. & Solari M., 2002. Dune e spiagge sabbiose/Sand dunes and beaches. *Quaderni Habitat*, 4. Ministero dell’Ambiente e della Tutela del Territorio, Roma-Udine, 160 pp.
- Audisio P., Brustel H., Carpaneto G.M., Coletti G., Mancini E., Trizzino M., Dutto M. & De Biase A., 2007. Updating the taxonomy and distribution of the European *Osmoderma*, and strategies for their conservation (Coleoptera, Scarabaeidae, Cetoniinae). *Fragmenta entomologica*, 39(2): 273–290.
- Audisio P., De Biase A., Coletti G., Mancini E., Trizzino M., Carpaneto G.M., Brustel H. & Dutto M., 2009. Data on molecular taxonomy and genetic diversification of the European Hermit beetles, a species-complex of endangered insects (Coleoptera: Scarabaeidae, Cetoniinae, *Osmoderma*). *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*, 47(1): 88–95.
- Ball S.B. & Morris R.K., 2004. A mark-release-recapture study of *Volucella bombylans* (Linnaeus), *V. inflata* (Fabricius) and *V. pellucens* (Linnaeus) (Diptera, Syrphidae). *Dipterists Digest*, 10: 73–83.
- Ballerio A., 2008. Insetti da proteggere: la tutela entomologica in Italia. *Quaderni della Stazione di Ecologia del Museo civico di Storia naturale di Ferrara*, 18: 21–35.
- Ballerio A., Rey A., Uliana M., Rastelli M., Romano M. & Colacurcio L., 2010. Coleotteri Scarabeoidei d’Italia. *Collana Piccole Faune*, Tarantola Editore, Brescia, 14 pp. + CD-ROM.
- Balletto E. & Cassulo L.A., 1995. Lepidoptera Hesperioidea, Papilionoidea, pp. 1–11. In: Minelli A., Ruffo S. & La Posta S. (eds.), *Checklist delle Specie della Fauna Italiana*, 89. Calderini, Bologna.
- Bameul F., 2013. Disparition de *Graphoderus bilineatus* (Degeer, 1774) (Coleoptera, Dytiscidae) des marais de la Perge causée par l’Ecrevisse américaine à pattes rouges. *Bulletin de la Société entomologique de France*, 118(2): 133–136.
- Baranyi T., Jozsa A.C.S. & Bertalan L., 2006. *Arytrura musculus* (Ménétriés, 1859). *Natura 2000 Species studies*, 1: 71–87.

- Baraud J., 2001. Coléoptères Scarabaeoidea d'Europe. Faune de France, 78. Société Linnéenne de Lyon, Lyon, 856 pp.
- Baric S., Höllrigl A., Füreder L. & Dalla Via J., 2005. Mitochondrial and microsatellite DNA analyses of *Austroptamobius pallipes* populations in South Tyrol (Italy) and Tyrol. Studi trentini di Scienze naturali, 87: 125–132.
- Bartolozzi L. & Maggini L., 2005. Insecta, Coleoptera, Lucanidae, pp. 191–192 + CD-ROM. 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, II serie, Sezione Scienze della Vita, 16.
- Baumgartner H., 2002. Torbiere e paludi e la loro protezione in Svizzera. UFAFP/WSL, Berna, 70 pp.
- Beedjanic M. & Šalamun A., 2003. Large golden-ringed dragonfly *Cordulegaster heros* Theischinger 1979, new for the fauna of Italy (Odonata: Cordulegasteridae). Natura Sloveniae, 5(2): 19–29.
- Benasso G., 1971. Una specie nuova per il Friuli: *Bolbelasmus unicornis* (Schrank) (Coleoptera Geotrupidae). Atti del Museo civico di Storia naturale di Trieste, 27(3): 167–172.
- Bense U., 1995. Longhorn Beetles. Illustrated key to the Cerambycidae and Vesperidae of Europe – Bockkäfer: illustrierter Schlüssel zu den Cerambyciden un Vesperiden Europas. Margraf Verlag, Weikersheim, 512 pp.
- Bergman K.O. & Landin J., 2002. Population structure and movements of a threatened butterfly (*Lopinga achine*) in a fragmented landscape in Sweden. Biological Conservation, 108: 361–369.
- Bertaccini E., Fiumi G. & Provera P., 1994. Bombici e Sfigidi d'Italia, Volume I. Giuliano Russo Edizioni, Monterenzio, 248 pp.
- Bertaccini E., Fiumi G., Parenzan P. & Zilli A., 2008. Lepidotteri Eteroceri d'Italia. Noctuidae vol. 1. Calpiniae – Catocalinae. Natura Edizioni Scientifiche, Bologna, 287 pp.
- Bertocchi S., Brusconi S., Gherardi F., Grandjean F. & Souty-Grosset C., 2008. Genetic variability in the threatened crayfish *Austroptamobius italicus*: implications for its management. Fundamental and Applied Limnology, 173: 153–164.
- Betzholtz P.E., Ehrig A., Lindeborg M. & Dinne P., 2007. Food plant density, patch isolation and vegetation height determine occurrence in a Swedish metapopulation of the marsh fritillary *Euphydryas aurinia* (Rottemburg, 1775) (Lepidoptera, Nymphalidae). Journal of Insect Conservation, 11: 343–350.
- Biscaccianti A.B., Audisio P. & Monguzzi R., 2008. Aggiornamenti sulla distribuzione di *Cucujus cinnaberinus* e altri Cucujoidea (Coleoptera: Nitidulidae, Cucujidae, Laemophloeidae). Bollettino dell'Associazione romana di Entomologia, 63(1–4): 47–57.
- Beirincx K., Van Gossom H., Lajeunesse M.J. & Forbes MR., 2006. Sex biases in dispersal and philopatry: insights from a meta-analysis based on capture-mark-recapture studies of damselflies. Oikos, 113(3): 539–547.
- Bisi F., Newey S., Nodari M., Wauters L.A., Harrison A., Thirgood S. & Martinoli A., 2011. The strong and the hungry: bias in capture methods for mountain hares *Lepus timidus*. Wildlife Biology, 17: 311–316.
- Burnham K.P. & Overton W.S., 1979. Robust estimation of population size when capture probabilities vary among animals. Ecology, 60: 927–936.
- Boano G., Sindaco R., Riservato E., Fasano S. & Barbero E., 2007. Atlante degli Odonati del Piemonte e della Valle d'Aosta. Associazione naturalistica piemontese, Memorie, 6: 1–160.
- Bollino M. & Sala G., 2004. Synopsis of *Papilio Alexanor*. Natura Edizioni Scientifiche, Bologna, 59 pp.
- Bonacci T., Mazzei A., Horák J. & Brandmayr P., 2012. *Cucujus tulliae* sp. n., an endemic Mediterranean saproxylic beetle from genus *Cucujus* Fabricius, 1775 (Coleoptera, Cucujidae), and keys for identification of adults and larvae native to Europe. Zookeys, 212: 63–79.
- Borowski J. & Węgrzynowicz P., 2007. World Catalogue of Bostrichidae (Coleoptera). Wydawnictwo Mantis, Olsztyn, Poland, 247 pp.
- Brancucci M., 1979. Considérations sur la faune des Dytiscidae de la grève de Cudefrin (VD) (Insecta: Coleoptera). Bulletin de la Société vaudoise des Sciences naturelles, 74: 301–311.
- Brandmayr P., Casale A., Puzzo F. & Scalercio S., 2005. Analisi cronogeonemica: alcuni esempi con riferimento alle specie della fauna italiana incluse nella Direttiva Habitat, pp. 41–45. 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, II serie, Sezione Scienze della Vita, 16 + CD-ROM.
- Bräu M., Dolek M. & Stettmer C., 2010. Habitat requirements, larval development and food preferences of the German population of the False Ringlet *Coenonympha oedippus* (Fabricius, 1787) (Lepidoptera: Nymphalidae). Research on the ecological needs to develop management tools. Oedippus, 26: 41–51.
- Bulman C., 2001. Conservation biology of tile marsh fritillary butterfly *Euphydryas aurinia*. PhD dissertation, University of Leeds School of Biology Centre for Biodiversity and Conservation, Leeds, 155 pp.
- Buse J., Schröder B. & Assmann T., 2007. Modelling habitat and spatial distribution of an endangered longhorn beetle – A case study for saproxylic insect conservation. Biological Conservation, 137: 372–381.
- Buse J., Ranius T. & Assmann T., 2008. An endangered longhorn beetle associated with old oaks and its possible role as an ecosystem engineer. Conservation Biology, 22(2): 329–337.
- Buse J., Alexander K.N.A., Ranius T. & Assmann (eds.), 2009. Saproxylic Beetles - Their Role and Diversity in European Woodland

- and Tree Habitats. Proceedings of the 5th Symposium and Workshop on the Conservation of Saproxyllic Beetles. June 14–16, 2008, Lüneburg. Pensoft Publishers, Sofia-Moscow 236 pp.
- Buzzetti M. & Fontana P., 2004. Gli Ortoteroidi (Insecta: Blattaria, Mantodea, Orthoptera, Dermaptera), pp. 135–147. In: Latella L. (ed.), Il Monte Pastello. Memorie del Museo civico di Storia naturale di Verona, II serie, Monografie Naturalistiche, 1.
- Campanaro A., Bardiani M., Spada L., Carnevali L., Montalto F., Antonini G., Mason F. & Audisio P., 2011a. Linee Guida per il monitoraggio e la conservazione dell'entomofauna saproxilica/ Guidelines for monitoring and conservation of saproxyllic insects. Quaderni Conservazione Habitat, 6. Cierre Grafica, Verona, 8 pp. + CD-ROM.
- Campanaro A., Toni I., Hardersen S. & Grasso D.A., 2011b. Monitoring of *Lucanus cervus* by means of remains of predation (Coleoptera, Lucanidae). *Entomologia Generalis*, 33(1–2): 79–89.
- Campanaro A. & Bardiani M., 2012. Walk transects for monitoring of *Lucanus cervus* in Italian lowland forest. *Studia Forestalia Slovenica*, 137: 17–22.
- Carchini G., 1983. Odonati (Odonata). Guide per il riconoscimento delle specie animali delle acque interne italiane. 21. Consiglio Nazionale delle Ricerche, Roma, 80 pp.
- Carchini G., Rampini M. & Sbordoni V., 1982. Absolute population censuses of cave-dwelling crickets: congruence between mark-recapture and plot density estimates. *International Journal of Speleology*, 12: 29–36.
- Cardoso P., 2012. Habitats Directive species lists: urgent need of revision. *Insect Diversity & Conservation*, 5(2): 169–174.
- Carpaneto G.M., Mazziotta A. & Valerio L., 2007. Inferring species decline from collection records: roller dung beetles in Italy (Coleoptera, Scarabaeidae). *Diversity and Distributions*, 13: 903–919.
- Carron G., 2009. Is *Eriogaster catax* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera, Lasiocampidae) a victim of climatic change? Ecology of the species and hypotheses concerning its decline in the Geneva region. *Entomologia Helvetica*, 2: 49–60.
- Casacci L.P., Witek M., Barbero F., Patricelli D., Solazzo G., Balletto E. & Bonelli S., 2011. Habitat preferences of *Maculinea arion* and its *Myrmica* host ants: implications for habitat management in Italian Alps. *Journal of Insect Conservation*, 15: 103–110.
- Casale A., Sturani M. & Vigna Taglianti A., 1982. Coleoptera Carabidae I. Fauna d'Italia XVIII. Calderini, Bologna, 499 pp.
- Cataudella R., Puillandre N. & Grandjean F., 2006. Genetic analysis for conservation of *Austropotamobius italicus* populations in Marches region (central Italy). *Bulletin Français de la Pêche et de la Pisciculture*, 380: 991–1000.
- Čelik T., Vres B. & Seliskar A., 2009. Determinants of within-patch microdistribution and movements of endangered butterfly *Coenonympha oedippus* (Fabricius, 1787) (Nymphalidae: Satyrinae). *Haquetia*, 8(2): 115–128.
- Cerretti P., Hardersen S., Mason F., Nardi G., Tisato M. & Zapparoli M. (eds.), 2004. Invertebrati di una foresta della Pianura Padana. Bosco della Fontana. Secondo contributo. Conservazione Habitat Invertebrati, 3, Cierre Grafica Editore, Verona, 303 pp.
- Cerretti P., Mason F., Minelli A., Nardi G. & Whitmore D. (eds.), 2009. Research on the Terrestrial Arthropods of Sardinia. *Zootaxa*, 2318: 1–602.
- Chao A., 1987. Estimating the population size for capture-recapture data with unequal catchability. *Biometrics*, 43: 783–791.
- Chiari S., Zauli A., Mazziotta A., Luiselli L., Audisio P. & Carpaneto G.M., 2013a. Surveying an endangered saproxyllic beetle, *Osmoderma eremita*, in Mediterranean woodlands: a comparison between different capture methods. *Journal of Insect Conservation*, 17(1): 171–181.
- Chiari S., Bardiani M., Zauli A., Hardersen S., Mason F., Spada L. & Campanaro A., 2013b. Monitoring of the saproxyllic beetle *Morimus asper* (Sulzer, 1776) (Coleoptera: Cerambycidae) with freshly cut log piles. *Journal of Insect Conservation*, DOI 10.1007/s10841-013-9606-4.
- Chiari S., Zauli A., Audisio P., Campanaro A., Donzelli P.F., Romitić F., Svensson G.P., Tinic M. & Carpaneto G.M., in stampa. Monitoring presence, abundance and survival probability of the stag beetle, *Lucanus cervus*, using visual and odour-based capture methods: implications for conservation. *Journal of Insect Conservation*, in stampa.
- Ciach M., Michalcewicz J. & Fluda M., 2007. The first report on development of *Rosalia alpina* (Linnaeus, 1758) (Coleoptera: Cerambycidae) in wood of *Ulmus* L. in Poland. *Polish Journal of Entomology*, 76: 101–105.
- Cianchi R., Ungaro A., Marini M. & Bullini L., 2003. Differential patterns of hybridization and introgression between the swallowtails *Papilio machaon* and *P. hospiton* from Sardinia and Corsica islands (Lepidoptera, Papilionidae). *Molecular Ecology*, 12(6): 1461–1471.
- Cianferoni F., Fabiano F., Mazza G., Rocchi S., Terzani F. & Zinetti F., 2009. Gli invertebrati della Riserva Naturale Integrale di Sasso Fratino, pp. 227–252. In: Bottacci A. (ed.), La Riserva Naturale Integrale di Sasso Fratino: 1959-2009. Cinquant'anni di conservazione della biodiversità. Corpo Forestale dello Stato. Ufficio Territoriale per la Biodiversità di Pratovecchio. Arti Grafiche Cianferoni, Arezzo.
- Čížek L., Schläghamerský J., Borůcky J., Hauck D. & Helešic J., 2009. Range expansion of an endangered beetle: Alpine Longhorn *Rosalia alpina* (Coleoptera: Cerambycidae) spreads to the lowlands of Central Europe. *Entomologica Fennica*, 20: 200–206.
- Conci C. & Galvagni O., 1946. Osservazioni su alcune specie di Odonati della Venezia Tridentina. *Annali del Museo civico di Rovereto*, 68: 3–6.
- Conci C. & Nielsen C., 1956. Odonata. Fauna d'Italia I. Calderini, Bologna, 298 pp.

- Consiglio C., 1950. Cattura del *Gomphus flavipes* Charp. a Roma (Odonata). Bollettino della Società entomologica italiana, 80(1–2): 16.
- Cortellessa S., 2010. Sistematica molecolare e morfometrica delle specie italiane del genere *Lucanus* L. (Coleoptera, Lucanidae). Tesi di Laurea (non pubblicata), relatore Prof. Paolo Audisio, Facoltà di Scienze Naturali, Università di Roma “Sapienza”, Dipartimento di Biologia e Biotecnologie “C. Darwin”, Anno Accademico 2009–2010, 116 pp.
- Cuppen J. & Koese B., 2005. De gestrepte waterroofkever *Graphoderus bilineatus* in Nederland: een eerste inhaalslag. European Invertebrate Survey - Nederland, Leiden, 61 pp.
- Cuppen J., Van Dijk G., Koese B. & Orst O., 2006a. De Brede Geelgerande Waterroofkever *Dytiscus latissimus* in Zuidwest-Drente. European invertebrate survey - Nederland, Leiden, 59 pp.
- Cuppen J., Koese B. & Sierdsema H., 2006b. Distribution and habitat of *Graphoderus bilineatus* in the Netherlands (Coleoptera: Dytiscidae). Nederlandse Faunistische Mededelingen, 24: 29–40.
- Curletti G., 1994. I Buprestidi d'Italia. Catalogo geonemico, sinonimico, bibliografico, biologico. Monografie di Natura Bresciana, 19: 1–318.
- Curletti G., Rastelli M., Rastelli S. & Tassi F., 2003. Coleotteri Buprestidi d'Italia. Collana Piccole Faune, Tarantola Editore, Brescia, CD-ROM.
- D'Antoni S., Dupré E., La Posta S. & Verucci P., 2003. Fauna italiana inclusa nella Direttiva Habitat. Ministero dell'Ambiente e della Tutela del Territorio, Direzione per la Protezione della Natura, Roma, 436 pp.
- Dajoz R., 1976. Etude morphologique et biométrique des *Morimus* (Col. Cerambycidae) de la faune européenne. L'Entomologiste, 32(6): 212–231.
- Daniels T.J., Falco R.C. & Fish D., 2000. Estimating population size and drag sampling efficiency for the blacklegged tick (Acari: Ixodidae). Journal of Medical Entomology, 37(3): 357–363.
- Dapporto L., 2010. Speciation in Mediterranean refugia and post-glacial expansion of *Zerynthia polyxena* (Lepidoptera, Papilionidae). Journal of Zoological, Systematic and Evolutionary Research, 48: 229–237.
- Dapporto L., Fiorini G., Fiumi G. & Flamigni C., 2005. I Macrolepidotteri del Parco Nazionale delle Foreste Casentinesi, del Monte Falterona e di Campigna (Lepidoptera). Memorie della Società entomologica italiana, 83: 179–248.
- Darroch J.N., 1959. The multiple-recapture census. 2. Estimation when there is immigration or death. Biometrika, 46: 336–351.
- Davy-Bowker J., 2002. A mark and recapture study of water beetles (Coleoptera: Dytiscidae) group of semi-permanent and temporary ponds. Aquatic Ecology, 36: 435–446.
- De Freina J.J. & Witt T.J., 1987. Die Bombices und Sphinges der Westpalaearktis, Volume I. Ed. Forschung und Wissenschaft Verlag, München, 708 pp.
- De Groot M., Rebeušek F., Grobelnik V., Govedič M., Šalamun A. & Verovnik R., 2009. Distribution modelling as an approach to the conservation of a threatened alpine endemic butterfly (Lepidoptera: Satyridae). European Journal of Entomology, 106: 77–84.
- De Luise G., 2006. I crostacei decapodi d'acqua dolce in Friuli-Venezia Giulia. Recenti acquisizioni sul comportamento e sulla distribuzione nelle acque dolci della regione. Ente Tutela Pesca Editore, Regione Autonoma Friuli-Venezia Giulia, Udine, 91 pp.
- Deleurance-Glaucon S., 1963. Resherches sur les Coleopteres trolobites de la sousfamille des Bathysciina. Annales des Sciences naturelles, Zoologie, 12(5): 1–172.
- Dijkstra K.D.B. & Lewington R., 2006. Field Guide to the Dragonflies of Britain and Europe. British Wildlife Publishing, Dorset, 320 pp.
- Duelli P. & Wermelinger B., 2005. *Rosalia alpina* L., un cerambicide raro ed emblematico. Sherwood, 114: 19–25.
- Dupont P. & Zagatti P., 2005. *Cerambyx cerdo* Linnè, 1758. Available at [http://www.inra.fr/opie-insectes/observatoire/coleos/cerambyx/c\\_cerdo.htm](http://www.inra.fr/opie-insectes/observatoire/coleos/cerambyx/c_cerdo.htm) (accessed June 2011).
- Dutto M., 2005. Monografie Entomologiche Vol. 1 – Coleotteri Cetoniidae d'Italia. Natura Edizioni scientifiche, Bologna, 218 pp.
- Ebert G., 1993. Die Schmetterlinge Baden-Württembergs 1. Tagfalter I (Nachdruck). Ulmer, Stuttgart, 552 pp.
- Efford M., 2011. Spatially explicit capture-recapture. R package version 2.3.1. Available at <http://CRAN.R-project.org/package=secr> (accessed November 2011).
- Fabbi R., 2003. Gli invertebrati dei suoli forestali: i Coleotteri Carabidi (Coleoptera Carabidae) del Parco Nazionale delle Foreste Casentinesi, Monte Falterona e Campigna, pp. 44–51. In: De Curtis O. (ed.), Atti del convegno “Dagli alberi morti ... la vita della foresta. La conservazione della biodiversità forestale legata al legno morto”, Parco Nazionale delle Foreste Casentinesi, Monte Falterona e Campigna. Corniolo, 10 maggio 2002. D.B. Grafica, Pratovecchio.
- Fabbi R., 2010. *Rhysodes sulcatus*. In: Parchi e Riserve Regionali in Emilia Romagna. Regione Emilia Romagna. Available at <http://www.regione.emilia-romagna.it> (accessed September 2011).
- Fazekas I., 1977. Vizsgálatok az *Erannis ankeraria* Stgr. és alfájának magyarországi populációján (Lepidoptera: Geometridae). Folia Entomologica Hungarica, 30: 47–49.
- Fea G., Ghia D., Bernini F. & Nardi P.A., 2009. Monitoraggio degli interventi di reintroduzione del gambero d'acqua dolce (*Austropotamobius pallipes*) nell'idrografia del Parco Agricolo sud Milano. Relazione progetto “Interventi di reintroduzione del Gambero d'acqua dolce *Austropotamobius pallipes* Ler. nell'idrografia del Parco Agricolo Sud Milano”. Università degli Studi di Pavia, Dipartimento

- Biologia Animale, Laboratorio Acque Interne, 12 pp.
- Festi A., 2012. *Leucorrhinia pectoralis* Charpentier, 1825 (Odonata: Libellulidae) presso il Lago di Monticolo – importante segnalazione per l'Alto Adige e l'Italia. *Gredleriana*, 12: 210–208.
- Fibiger M., Gyula M.L., Ronkay G., Ronkay L., Speidel W., Varga Z., Wahlberg N., Witt T.J., Yela J.L., Zahiri R. & Zilli A., 2011. Noctuidae Europaeae 13. Lymantriinae and Arctiinae, including phylogeny and Check List of the Quadrid Noctuoidea of Europe. Entomological Press, Sorø, 448 pp.
- Fiedler K., 1998. Lycaenid-ant interactions of the *Maculinea* type: tracing their historical roots in a comparative framework. *Journal of Insect Conservation*, 2: 3–14.
- Flamigni C., Fiumi G. & Parenzan P., 2007. Lepidotteri Eteroceri d'Italia. Geometridae Ennominae I. *Natura Edizioni Scientifiche*, Bologna, 384 pp.
- Fontana P., Buzzetti F., Cogo A. & Odé B., 2002. Guida al riconoscimento e allo studio di Cavallette, Grilli, Mantidi e insetti affini del Veneto. *Guide Natura 1*, Museo Naturalistico e Archeologico di Vicenza, Vicenza, 592 pp.
- Fontana P. & Cussigh F., 1996. *Saga pedo* (Pallas) ed *Empusa fasciata* Brullè in Italia, specie rare da proteggere (Insecta: Orthoptera e Mantodea). *Atti dell'Accademia roveretana degli Agiati, serie VII*, 6: 47–64.
- Franciscolo M.E., 1979. Coleoptera Haliplidae, Hygrobiidae, Gyrinidae, Dytiscidae. *Fauna d'Italia XIV*. Calderini, Bologna, 806 pp.
- Franciscolo M.E., 1997. Coleoptera Lucanidae. *Fauna d'Italia XXXV*. Calderini, Bologna, 240 pp.
- Fratini S., Zaccara S., Barbaresi S., Grandjean F., Souty-Grosset C., Crosa G. & Gherardi F., 2005. Phylogeography of the threatened crayfish (genus *Austropotamobius*) in Italy: implications for its taxonomy and conservation. *Heredity*, 94: 108–118.
- Fremlin M., 2009. Stag beetle (*Lucanus cervus*, (L. 1758), Lucanidae) urban behaviour, pp. 161–176. In: Buse J., Alexander K.N.A., Ranius T. & Assmann T. (eds.), *Saproxylic Beetles – their role and diversity in European woodland and tree habitats*. *Proceedings of the 5th Symposium and Workshop on the Conservation of Saproxylic Beetles*. June 14–16, 2008, Lüneburg. *Pensoft Series Faunistica*.
- Fred M.S., 2004. Influence of resource distribution and abundance on the population structure and dynamics of *Parnassius apollo*. PhD Dissertation, Integrative Ecology Unit Faculty of Biosciences, Department of Biological and Environmental Sciences University of Helsinki Finland, Helsinki, 32 pp.
- Galewski K., 1974. Diagnostic characters of larvae of European species of *Graphoderus* Dejean (Coleoptera, Dytiscidae) with an identification key and some notes on their biology. *Bulletin de l'Académie Polonaise des Sciences*, 22: 485–494.
- Gallo E. & Gianti M., 2003. Sulla presenza in Italia di *Euphydryas maturna* (Linnaeus, 1758) (Lepidoptera, Nymphalidae). *Doriana*, 8 (335): 1–8.
- Galvagni A. & Prosser F., 2004. *Saga pedo* (Pallas, 1771) rinvenuta in Trentino, Italia settentrionale (Insecta, Orthoptera, Tettigoniidae, Saginae). *Atti dell'Accademia roveretana degli Agiati, serie VIII*, 4: 98–106.
- Galvagni A., 2010. Ricerche sulla fauna degli Ortotteroidei nella Sardegna Sud-occidentale (Blattaria, Mantodea, Orthoptera, Phasmatoidea). *Atti dell'Accademia roveretana degli Agiati, serie X*, 260: 133–196.
- Gerken B. & Sternberg K., 1999. *Die Exuvien Europäischer Libellen / The Exuviae of European Dragonflies*. Arnika & Eisvogel, Höxter und Jena, 354 pp.
- Goater B., Ronkay L. & Fibiger M., 2003. Noctuidae Europaeae 10. Catocalinae & Plusiinae. Entomological Press, Sorø, 452 pp.
- Gobbi G., 1973. I Buprestidi dell'Appennino Lucano (Coleoptera Buprestidae). *Bollettino dell'Associazione romana di Entomologia*, 26(3–4): 33–65 (1971).
- Gouix N., Mertlik J., Jarzabek-Müllerd A., Németh T. & Brustel H., 2012. Known status of the endangered western Palaearctic violet click beetle (*Limoniscus violaceus*) (Coleoptera). *Journal of Natural History*, 46: 769–802.
- Gratton P., Todisco V. & Sbordoni V., 2006. Comparative phylogeography of *Parnassius apollo* and *P. mnemosyna*. A genetic approach to the biogeography of Apenninic range. *Biogeographia*, 27: 277–289.
- Groenendijk D. & van der Meulen J., 2004. Conservation of moths in The Netherlands: population trends, distribution patterns and monitoring techniques of day-flying moths. *Journal of Insect Conservation*, 8: 109–118.
- GTLI (Grupo de Trabajo sobre Lucanidae iberico) (eds.), 2005. Proyecto ciervo volante. Sitio internet de la Sociedad Entomológica Aragonesa. Available at [http://www.seentomologia.org/PDF/BOLETIN\\_11/B11-010-041.pdf](http://www.seentomologia.org/PDF/BOLETIN_11/B11-010-041.pdf) (accessed May 2011).
- Guignot F., 1947. Coléoptères Hydrocanthares. *Faune de France*, 48. Lechevalier Ed., Paris, 287 pp.
- Hájek J., 2004. The distribution of the diving beetles *Dytiscus latissimus* and *Graphoderus bilineatus* (Coleoptera: Dytiscidae) in the Czech Republic. *Klapalekiana*, 40: 13–23.
- Harbich H., 1996. *Proserpinus proserpina* (Pallas, 1772), pp. 209–212. In: Van Helsdingen P.J., Willemsse L., Speight M.C.D. (eds.), *Background information on invertebrates of the Habitats Directive and the Bern Convention*. Part I - Crustacea, Coleoptera and Lepidoptera. *Nature and environment*, N° 79. Council of Europe, Strasbourg.
- Hardersen S. & Leo P., 2011. Dragonflies of Iglesias (SW Sardinia) and additional records of rare or poorly known species from Sardinia (Odonata), pp. 243–253. In: Nardi G., Whitmore D., Bardiani M., Birtele D., Mason F., Spada L. & Cerretti P. (eds.), *Biodiversity of*

- Marganai and Montimannu (Sardinia). Research in the framework of the ICP Forests network. *Conservazione Habitat Invertebrati* 5.
- Hardersen S., Macagno A.L.M., Sacchi R. & Toni I., 2011. Seasonal constraints on the mandible allometry of *Lucanus cervus* (Coleoptera: Lucanidae). *European Journal of Entomology*, 108: 461–468.
- Harvey D.J., Hawes C.J., Gange A.C., Finch P., Chesmore D. & Farr I.A.N., 2011. Development of non-invasive monitoring methods for larvae and adults of the stag beetle, *Lucanus cervus*. *Insect Conservation and Diversity*, 4: 4–14.
- Hawes C.J., 2005. The Stag Beetle *Lucanus cervus* (L) (Coleoptera: Lucanidae) in the County of Suffolk (England): Distribution and Monitoring. Proceedings of the 3rd Symposium and Workshop on the Conservation of Saproxyllic Beetles, July 7–11, 2004, Riga. *Latvijas Entomologijas*, 16: 51–67.
- Hawes C.J., 2008. The Stag beetle *Lucanus cervus* (Linnaeus, 1758) (Coleoptera: Lucanidae): a mark-release-recapture study undertaken in one United Kingdom residential garden. *Revue d'Ecologie (la Terre et la Vie)*, 63: 131–138.
- Hayne DW., 1949. Two methods of estimating populations from trapping records. *Journal of Mammalogy*, 30: 399–411.
- Hendrich L. & Balke M., 2000. Verbreitung, Habitatbindung, Gefährdung und mögliche Schutzmassnahmen der FFH-Arten *Dytiscus latissimus* Linnaeus, 1758 (Der Breitrand) und *Graphoderus bilineatus* (De Geer, 1774) in Deutschland (Coleoptera: Dytiscidae). *Insecta*, Berlin, 6: 98–114.
- Hendrich L. & Balke M., 2005. *Dytiscus latissimus* Linnaeus, 1758 (Coleoptera: Dytiscidae), pp. 378–387. In: Petersen B., Ellwanger G., Biewald G., Hauke U., Ludwik G., Pretschner P., Schröder E. & Szymank A. (eds.), *Das europäische Schutzgebietssystem. Natura 2000 Schriftenreihe für Landschaftspflege und Naturschutz*, 69.
- Hendrich L., Faille A., Hawlitschek O. & Taenzler R., 2011. Wiederfund des Schwimmkäfers *Graphoderus bilineatus* (De Geer, 1774) nach über 25 Jahren in Bayern (Coleoptera: Dytiscidae). *Nachrichtenblatt der Bayerischen entomologen*, 60(3-4): 59–65.
- Hesselbarth G., van Oorhsdt H. & Wegener S., 1995. Die tagfalter der Türkei. Auto-edito da Wagener, Bocholt, 3 vol., 2201 pp.
- Hill D., Fasham M., Tucker G., Shewry M. & Shaw P., 2005. *Handbook of Biodiversity Methods – Survey, Evaluation and Monitoring*. University Press, Cambridge, XIII + 573 pp.
- Horák J., Chobot K., Kohutka A. & Gebauer R., 2008. Possible factors influencing the distribution of a threatened saproxyllic beetle *Cucujus cinnaberinus* (Scopoli 1763) (Coleoptera: Cucujidae). *The Coleopterists Bulletin*, 62: 437–440.
- Horák J., Büche B., Dodelin B., Alexander K., Schlaghamersky J., Mason F., Istrate P. & Méndez M., 2009a. *Cerambyx cerdo*. In: IUCN, Red List of Threatened Species. Version 2010.1. Available at <http://www.iucnredlist.org> (accessed April 2011).
- Horák J., Tezcan S., Mico E., Schmid J. & Petrakis P., 2009b. *Rosalia alpina*. In: IUCN, Red List of Threatened Species. Version 2010.1. Available at <http://www.iucnredlist.org> (accessed April 2011).
- Horák J., Vávrová E. & Chobot K., 2010. Habitat preferences influencing populations, distribution and conservation of the endangered saproxyllic beetle *Cucujus cinnaberinus* (Coleoptera, Cucujidae) at the landscape level. *European Journal of Entomology*, 107: 81–88.
- Huemer P., Morandini C. & Morin L., 2005. New records of Lepidoptera for the Italian Fauna (Lepidoptera). *Gortania, Atti del Museo friulano di Storia naturale*, 26: 261–274.
- Izzillo F., 1989. Reperti. Coleoptera, Buprestidae *Buprestis (Cypriacis) spendens* [sic!] Fabricius, 1793. *Bollettino dell'Associazione romana di Entomologia*, 43(1–4): 73. (1988).
- Johansson A. & Nilsson N., 1992. *Dytiscus latissimus* and *D. circumcinctus* (Coleoptera, Dytiscidae) larvae as predators on three case-making caddis larvae. *Hydrobiologia*, 248(3): 201–213.
- Jolly G.M., 1965. Explicit estimates from capture-recapture data with both death and immigration-stochastic model. *Biometrika*, 52: 225–247.
- Jutzeler D., 1994. Ökologie und erste Stände des Italienischen Schachbrettes *Melanargia arge* (Sulzer, 1776) (Lepidoptera: Satyridae). *Nota Lepidopterologica*, 16(3–4): 213–232.
- Kalinina O.I. & Shabalina S.A., 2008. Morphological features of larvae of *Anthracophora rusticola* Burmeister, 1842 (Coleoptera, Scarabaeidae, Cetoniinae) testifying the affinity of the subfamilies Cetoniinae and Trichiinae. *Entomological Review*, 88(5): 579–581.
- Kalniņš M., 2006. Protected Aquatic Insects of Latvia – *Graphoderus bilineatus* (DEGEER, 1774) (Coleoptera: Dytiscidae). *Latvijas Entomologs*, 43: 132–137.
- Kangas E., 1983. *Cucujus cinnaberinus* (Scopoli) (Cucujidae), *Lammin Evolta* (E. H.). *Notulae Entomologicae*, 63(4): 214.
- Karsholt O. & van Nieuwerkerken E., 2011. Fauna Europaea: Lepidoptera. In: Karsholt O. & van Nieuwerkerken E. (eds.), *Fauna Europaea: Lepidoptera. Fauna Europaea version 2.4*. Available at <http://www.faunaeur.org> (accessed 10 August 2013, as version 2.6.2 of 29 August 2013).
- Kéry M. & Plattner M., 2007. Species richness estimation and determinants of species detectability in butterfly monitoring programmes. *Ecological Entomology*, 32: 53–61.
- Kiskova K., 2006. Monitoring of *Parnassius apollo* in the Pieniny National Park in Slovakia. EU-wide monitoring methods and systems of surveillance for species and habitats of Community interest. Available at <http://eumon.ckff> (accessed April 2012).
- Koch K., 1989. *Die Käfer Mitteleuropas. Band Ökologie*. Goecke und Evers, Krefeld, 382 pp.

- Koese B. & Cuppen J.G.M., 2006. Sampling methods for *Graphoderus bilineatus* (Coleoptera: Dytiscidae). *Nederlandse Faunistische Mededelingen*, 24: 41–48.
- Korösi A., Örvössi N., Bártari P., Harnos A. & Pergovitis L., 2012. Different habitat selection by two sympatric *Maculinea* butterflies at small spatial scale. *Insect Conservation and Diversity*, 5(2): 118–126.
- Konvicka M. & Kuras P., 1999. Population structure, behaviour and selection of oviposition sites of an endangered butterfly, *Parnassius mnemosyne*, in Litovelské Pomoraví, Czech Republic. *Journal of Insect Conservation*, 3: 211–223.
- Konvicka M., Novak J., Benes J., Fric Z., Bradley J., Keil P., Hrcek J., Chobot K. & Marhoul P. 2008. The last population of the Woodland Brown butterfly (*Lopinga achine*) in the Czech Republic: habitat use, demography and site management. *Journal of Insect Conservation*, 12: 549–560.
- Křištín A. & Kaňuch P., 2007. Population, ecology and morphology of *Saga pedo* (Orthoptera: Tettigoniidae) at the northern limit of its distribution. *European Journal of Entomology*, 104: 73–79.
- Kuban V. & Bily S., 2004. Fauna Europaea: Buprestidae. In: Alonso-Zarazaga M. (ed.), *Fauna Europaea: Coleoptera 1, Beetles*. Fauna Europaea version 1.0. Available at <http://www.faunaeur.org> (accessed 10 August 2013, as version 2.6.2 of 29 August 2013).
- Lafranchis T., 2004. *Butterflies of Europe*. New field guide and key. Diatheo, Paris, 351 pp.
- Lai B.C.G. & Pullin A.S., 2004. Phylogeography, genetic diversity and conservation of the large copper butterfly *Lycaena dispar* in Europe. *Journal of Insect Conservation*, 8: 27–35.
- Larsson M.C. & Svensson G.P., 2009. Pheromone monitoring of rare and threatened insects: exploiting a pheromone-kairomone system to estimate prey and predator abundance. *Conservation Biology*, 23: 1516–1525.
- Lee C.F. & Satō M., 2007. A review of the genus *Cucujus* Fabricius (Insecta: Cucujoidea: Cucujidae) from Taiwan, Japan, and China, with descriptions of two new species and the larvae of *Cucujus mniszehi* Grouvelle. *Zoological Studies*, 46(3): 311–321.
- Leisnham P.T., Cameron C. & Jamieson I.G., 2003. Life cycle, survival rates and longevity of an alpine weta *Hemideina maori* (Orthoptera: Anostostomatidae) determined using mark-recapture analysis. *New Zealand Journal of Ecology*, 27(2): 191–200.
- Lepidopterologen-Arbeitsgruppe (ed.), 1994. *Tagfalter und ihre Lebensräume* (4th edn.). Arten, Gefährdung, Schutz. Band 1. 4. Auflage. Schweizerischer Bund für Naturschutz, Basel, XI + 516 pp.
- Lequet A., 2005. La Rosalie des Alpes, ou Rosalie alpine! (*Rosalia alpina*, Coléoptère, Cerambycidae). Available at <http://www.insectes-net.fr/rosalia/rosal1.htm> (accessed November 2010).
- Lesne P., 1896. Revision des Coléoptères de la famille des Bostrychides. *Annales de la Société entomologique de France*, 65(1): 95–573.
- Lesne P., 1901. Synopsis des Bostrychides paléarctiques. *L'Abeille*, 30: 73–136.
- Lindberg M. & Røxstad E., 2002. Capture-recapture sampling designs. *Encyclopedia of Environmetrics*, 1: 251–262.
- Löbl I. & Smetana A. (eds.), 2003. *Catalogue of Palaearctic Coleoptera*. Volume 1, Archostemata – Myxophaga – Adepaga. Apollo Books, Stenstrup, 819 pp.
- Löbl I. & Smetana A. (eds.), 2007. *Catalogue of Palaearctic Coleoptera*. Volume 4, Elateroidea – Derodontoidea – Bostrichoidea – Lymexyloidea – Cleroidea V Cucujoidea. Apollo Books, Stenstrup, 320 pp.
- Löbl I. & Smetana A. (eds.), 2010. *Catalogue of Palaearctic Coleoptera*. Volume 6, Chrysomeloidea. Apollo Books, Stenstrup, 924 pp.
- Lopes-Ferreira R., Prous X., Fortes-Machado S. & Parentoni-Martins R., 2005. Population dynamics of *Loxosceles similis* (Moenkhaus, 1898) in a Brazilian dry cave: a new method for evaluation of population size. *Revista Brasileira de Zoociências*, 7(1): 129–141.
- Lopez-Pantoia G., Nevado L.D. & Sanchez-Osorio I., 2008. Mark-recapture estimates of the survival and recapture rates of *Cerambyx welensii* Küster (Coleoptera, Cerambycidae) in a cork oak dehesa in Huelva (Spain). *Central European Journal of Biology*, 3(4): 432–442.
- Luigioni P., 1929. I Coleotteri d'Italia. Catalogo sinonimico-topografico-bibliografico. *Memorie della Pontificia Accademia delle Scienze*, I Nuovi Lincei (2), 13, [4 +] 1–1159 [+ 1].
- Lukhtanov V. & Lukhtanov A., 1994. Die Tagfalter Nordwestasiens (Lepidoptera, Diurna). *Herbipoliana*, 3: 1–440.
- Lunak R., 1942. *Hybernia ankeraria*, Staudinger, ihre Auffindung, Zucht und Beschaffenheit der Biotope. *Jahresbericht des Wiener Entomologischen Vereines*, 27: 1–5.
- Macagno A.L.M., Gobbi M. & Lencioni V., 2012. The occurrence of *Leucorrhinia pectoralis* (Charpentier, 1825) (Odonata, Libellulidae) in Trentino (Eastern Italian Alps). *Studi trentini di Scienze naturali*, 92: 33–36.
- Magistretti M. & Ruffo S., 1959. Primo contributo alla conoscenza della fauna delle oasi xerothermiche prealpine (Coleotteri Carabidi, Scarabeidi, Crisomelidi). *Memorie del Museo civico di Storia naturale di Verona*, 7: 99–125.
- Makomaska-Juchiewicz M. (ed.) 2010. *Monitoring gatunków zwierząt. Przewodnik metodyczny. Część I*. GIOŚ, Warszawa, 412 pp.
- Makomaska-Juchiewicz M. & Baran P. (eds.), 2012. *Monitoring gatunków zwierząt. Przewodnik metodyczny. Część II*. GIOŚ, Warszawa, 519 pp.
- Malausa J.C., 1978. L'élevage d'une espèce en voie d'extinction en vue d'assurer sa protection: *Sellacarabus olympiae* (Sella) (Col. Carabidae). *Bulletin de la Société entomologique de France*, 83: 153–159.

- Manger R. & Dingemanse N.J., 2009. Adult survival of *Sympecma paedisca* (Brauer) during hibernation (Zygoptera: Lestidae). *Odonatologica*, 38(1): 55–59.
- Massa B., 2011. Gli Ortotteri di Sicilia: check-list commentata. *Biogeographia*, 30: 567–626.
- Massa B., Fontana P., Buzzetti F.M., Kleukers R. & Odè B., 2012. Orthoptera. Fauna d'Italia XLVIII. Calderini, Bologna, 563 pp.
- Mazzei P., Morel D., Panfili R., Pimpinelli I. & Reggianti D., 2012. Moths and Butterflies of Europe and North Africa. Available at <http://www.leps.it> (accessed October 2012 as version 1999–2012).
- Mazzei A., Bonacci T., Contarini E., Zetto T. & Brandmayr P., 2011. Rediscovering the “umbrella species” candidate *Cucujus cinnaberinus* (Scopoli, 1763) in Southern Italy (Coleoptera Cucujidae), and notes on bionomy. *Italian Journal of Zoology*, 78(2): 264–270.
- Mazzoldi P., 2009. La fauna a Idradefagi del Pian di Spagna (Coleoptera: Haliplidae, Gyrinidae, Noteridae, Dytiscidae). *Il Naturalista valtellinese – Atti del Museo civico di Storia naturale di Morbegno*, 19: 65–81. (2008).
- Mazzoldi P., Pederzani F., Rocchi S., Schizzerotto A. & Toledo M., 2009. La Coleotterofauna acquatica del Lago di Pratignano (Modena) (Insecta Coleoptera: Haliplidae, Noteridae, Dytiscidae, Helophoridae, Hydrochidae; Hydrophilidae, Sphaeriidae, Hydraenidae). *Atti dell'Accademia roveretana degli Agiati, serie VIII, IX, B*, 259: 81–90.
- Meglécz E., Neàve G., Pecsénye K. & Varga Z., 1999. Genetic variations in space and time in *Parnassius mnemosyne* (L.) (Lepidoptera) populations in north-east Hungary: implications for conservation. *Biological Conservation*, 89: 251–259.
- Méndez M., 2008. How to mark Lucanidae for studies of capture-mark-recapture. Available at <http://entomologia.rediris.es/gtli/index.htm> (accessed June 2011).
- Minelli A., Ruffo S. & La Posta S. (eds.), 1993–1995. Checklist delle specie della fauna italiana, Fascicoli 1–110. Calderini, Bologna.
- Morpurgo M., Aquiloni L., Bertocchi S., Brusconi S., Tricarico E. & Gherardi F., 2010. Distribuzione dei gamberi d'acqua dolce in Italia. *Studi trentini di Scienze naturali*, 87: 125–132.
- Müller G., 1950. I Coleotteri della Venezia Giulia. Vol. II: Coleoptera Phytophaga (Cerambycidae, Chrysomelidae, Bruchidae). Editoriale Libreria, Trieste, 685 pp.
- Munguira M., Martín J., García-Barros E. & Luis Viejo J., 1997. Use of space and resources in a Mediterranean population of the butterfly *Euphydryas aurinia*. *Acta Oecologica*, 18(5): 597–612.
- Nardi G., 2004. Fauna Europaea: Bostrichidae. In: Audisio P. (ed.), Fauna Europaea: Coleoptera 2, Beetles. Fauna Europaea version 1.0. Available at <http://www.faunaeur.org> (accessed 10 August 2013 as version 2.6.2 of 29 August 2013).
- Nardi G., 2005. Coleoptera Bostrichidae (specie di Direttiva Habitat): CD-ROM. In: Ruffo S. & Stoch F. (eds.), Checklist e distribuzione della fauna italiana. Memorie del Museo civico di Storia naturale di Verona, II serie, Sezione Scienze della Vita, 16.
- Nazari V. & Sperling F.A.H., 2007. Mitochondrial DNA divergence and phylogeography in western Palaearctic Parnassiinae (Lepidoptera: Papilionidae): how many species are there? *Insect Systematics & Evolution*, 38: 121–138.
- Naufock A., 1916. *Hybernia ankeraria* Stgr. und deren erste Stände. *Jahresbericht des Wiener Entomologischen Vereines*, 26: 89–92.
- Negro M., 2005. Effetti dell'eterogeneità ambientale sulla cenosi a macro-carabidi dell'alta Val Sessera (Biella–Piemonte). Tesi di Laurea Magistrale (non pubblicata), relatore Prof. Antonio Rolando, Facoltà di Scienze Matematiche, Fisiche e Naturali, Università degli Studi di Torino, Anno Accademico 2004–2005, Torino, 198 pp.
- Negro M., Casale A., Migliore L., Palestini C. & Rolando A., 2007. The effect of local anthropogenic habitat heterogeneity on assemblages of carabids (Coleoptera, Caraboidea) endemic to the Alps. *Biodiversity and Conservation*, 16: 3919–3932.
- Negro M., Casale A., Migliore L., Palestini C. & Rolando A., 2008. Habitat use and movement patterns in the endangered ground beetle species, *Carabus olympiae* (Coleoptera: Carabidae). *European Journal of Entomology*, 105: 105–112.
- Nielsen C. & Conci C., 1951. Note su Odonati italiani (Odonata). *Bollettino della Società entomologica italiana*, 81: 76–79. Nikusch I., 1993. Parnassiinae, pp. 195–212. In: Ebert G. (ed.), *Die Schmetterlinge Baden-Württembergs 1. Tagfalter I (Nachdruck)*, E. Ulmer, Stuttgart.
- Nilsson A., 2004. Fauna Europaea: Dytiscidae. In: Audisio P. (ed.), Fauna Europaea: Coleoptera 2, Beetles. Fauna Europaea version 1.0. Available at <http://www.faunaeur.org> (accessed 10 August 2013 as version 2.6.2 of 29 August 2013).
- Nilsson A.N. & Holmen M., 1995. The aquatic Adephaga (Coleoptera) of Fennoscandia and Denmark. II. Dytiscidae. *Fauna Entomologica Scandinavica*, vol. 32. Scandinavian Science Press, Leiden–Copenhagen, 195 pp.
- Nowicki P., Witek M., Skoka P., Settele J. & Woyciechowski M., 2005. Population ecology of the endangered butterflies *Maculinea teleius* and *M. nausithous* and the implications for conservation. *Population Ecology*, 47: 193–202.
- Nowicki P., Tirelli T., Mussat Sartor R., Bona F. & Pessani D., 2008. Monitoring crayfish using a mark-recapture method: potentials, recommendations, and limitations. *Biodiversity and Conservation*, 17(14): 3513–3530.
- O'Connor W., Hayes G., O'Keefe C. & Lynn D., 2009. Monitoring of white-clawed crayfish *Austropotamobius pallipes* in Irish lakes in 2007. *Irish Wildlife Manuals*, 37. National Parks and Wildlife Service, Department of the Environment, Heritage and Local Government, Dublin, 83 pp.
- Otis D.L., Burnham K.P., White G.C. & Anderson D.R., 1978. Statistical inference from capture data on closed animal populations.

Wildlife Monographs, 62: 1–135.

- Ott J., Schorr M. & Trockur B., 2007. Artenschutzprogramm Für Die Gekielte Smaragdlibelle (*Oxygastra curtisii*) in Deutschland an Der Our / Species Protection Programme for the Orange-spotted Emerald (*Oxygastra curtisii*) in Germany. Pensoft Publisher, Invertebrate Ecology and Conservation Monographs Series, III series, Sofia, 130 pp.
- Paolucci M., Liberato C., Di Cristo C. & Di Cosmo A., 2004. Freshwater crayfish populations in the district of Benevento (Campania Region, Italy): distribution and analysis of genetic structure. *Freshwater Crayfish*, 14: 121–128.
- Parenzan, P. & Porcelli F., 2006. I Macrolepidotteri italiani. "Allegato in .pdf". *Phytophaga*, 15 (CD-ROM): 1–1051.
- Peay S., 2003. Monitoring the White-clawed Crayfish *Austropotamobius pallipes*. *Conserving Natura 2000 Rivers Monitoring, Series I, English Nature, Peterborough*, 52 pp.
- Pagola Carte S., 2010. Seguimiento de la población de *Rosalia alpina* en el hayedo de trasmochos de Oieleku (LIC de Aiako Harria). Acción E.7 del proyecto Life+ "Manejo y conservación de los hábitats de *Osmoderma eremita*, *Rosalia alpina* y otros saproxílicos de interés comunitario en Gipuzkoa". Campaña 2010. Landa Ingurunearen Garapenerako Departamentua / Departamento de Desarrollo del Medio Rural. Gipuzkoako Foru Aldundia / Diputación Foral de Gipuzkoa. Donostia–San Sebastián, 61 pp.
- Perreau M., 2000. Catalogue des Coléoptères Leiodidae Cholevinae et Platypsyllinae. *Mémoires de la Société entomologique de France*, 4: 1–460.
- Perreau M., 2008. Leiodidae, pp. 133–203. In: Löbl I. & Smetana A. (eds.), *Catalogue of Palaearctic Coleoptera. Volume 2. Hydrophiloidea – Histeroidea – Staphylinoidea*. Apollo Books, Stenstrup.
- Pesarini C. & Sabbadini A., 1994. Insetti della Fauna Europea. Coleotteri Cerambicidi. *Natura*, 85 (1–2): 1–132.
- Pittaway A.R., 1993. *The hawkmoths of the Western Palaearctic*. Harley Books, Colchester, 240 pp.
- Pittaway AR., 2012. Sphingidae of the Western Palaearctic. Available at <http://tpittaway.tripod.com/sphinx/list.htm> (accessed May 2012, as version 1997–2012).
- Polak S., 2008. Importance of discovery of the first cave beetle *Leptodirus hochenwartii* Schmidt, 1832. *Endins*, 28: 71–80.
- Pollard E. & Yates T.J., 1993. *Monitoring Butterflies for Ecology and Conservation*. Chapman & Hall, London, 274 pp.
- Pollock K.H., 2000. Capture-Recapture Models. *Journal of the American Statistical Association*, 95: 293–296.
- Pollock K.H., Nichols J.D., Brownie C. & Hines J.E., 1990. *Statistical inference for Capture-Recapture Experiments*. *Wildlife Monographs*, 107: 1–97.
- Porcellotti S., 2011. Sito ufficiale dell'Associazione Ichthyos Italia. Available at <http://www.ittiofauna.org> (accessed October 2011).
- Porta A., 1923. *Fauna Coleopterorum Italica*. Vol. I. Adepaga. Stabilimento tipografico piacentino, Piacenza, 285 pp.
- Porta A., 1929. *Fauna Coleopterorum Italica*. Vol. III. Diversicornia. Stabilimento tipografico piacentino, Piacenza, 466 pp.
- Porta A., 1934. *Fauna Coleopterorum Italica*. Vol. IV. Heteromera–Phytophaga. Stabilimento tipografico piacentino, Piacenza, 415 pp.
- Pullin S., 1997. Habitat requirements of *Lycaena dispar batavus* and implications for re-establishment in England. *Journal of Insect Conservation*, 1: 177–185.
- Racheli T., Cianchi R. & Bullini L., 1983. Differenziamento e variabilità genetica in alcune sottospecie di *Parnassius apollo* (Lepidoptera, Papilionidae). *Atti XIII Congresso nazionale italiano di Entomologia, Sestriere-Torino*.
- Rákosy L. & Jutzeler D. 2005. Biologie, Ökologie und Verbreitung des Karawanken-Mohrenfalters *Erebia calcaria* (Lorkovic, 1949) in Kärnten. *Carinthia II*, 115: 675–690.
- Rákosy L. & Vodá R., 2008. Distribution of *Maculinea* genus in Romania. *Entomologia Romanica*, 13: 9–17.
- Ranius T., 2001. Constancy and asynchrony of *Osmoderma eremita* populations in tree hollows. *Oecologia*, 126: 208–215.
- Ranius T. & Nilsson S.G., 1997. Habitat of *Osmoderma eremita* Scop. (Coleoptera: Scarabaeidae), a beetle living in hollow trees. *Journal of Insect Conservation*, 1: 193–204.
- Ranius T., Aguado L.O., Antosson K., Audisio P., Ballerio A., Carpaneto G.M., Chobot K., Gjurasin B., Hanssen O., Huij Bregts H., Lakatos F., Martin O., Neculiseanu Z., Nikitsky N.B., Paill W., Pirnat A., Rizun V., Ruicnescu A., Stegner J., Suda I., Szwako P., Tamutis V., Telnov D., Tsinkevich V., Versteirt V., Mignon V., Vogeli M. & Zach P., 2005. *Osmoderma eremita* (Coleoptera, Scarabaeidae, Cetoniinae) in Europe. *Animal Biodiversity and Conservation*, 28(1): 1–44.
- Ratti E., 2000. Note faunistiche ed ecologiche sui Cucuidi italiani (Coleoptera Cucujidae). *Bollettino del Museo civico di Storia naturale di Venezia*, 50: 103–129.
- Reynolds J.D., O'Connor W., O'Keeffe C. & Lynn D., 2010. A technical manual for monitoring white-clawed crayfish *Austropotamobius pallipes* in Irish lakes. *Irish Wildlife Manuals*, 45, National Parks and Wildlife Service, Department of the Environment, Heritage and Local Government, Dublin, 23 pp.
- Reitter E., 1894. Übersicht der Arten der Coleopteren Gattung *Morimus* Serv. *Wiener Entomologische Zeitung*, 13(2): 43–44.
- Reitter E., 1911. *Fauna Germanica. Die Käfer des Deutschen Reiches*. Band III. K.G. Lutz' Verlag, Stuttgart, 436 pp.
- Riservato E., 2009. *Atlante delle libellule della provincia di Novara*. Provincia di Novara Editore, Novara, 180 pp.
- Righini D. & Bendazzi I., 2000. *Hyles hippophaes* (Esper, 1793) in Emilia-Romagna (Insecta Lepidoptera Sphingidae). *Quaderno di Studi*

- e Notizie di Storia naturale della Romagna, 13: 53–55.
- Rocchi S., 2005. Insecta Coleoptera Hydrophiloidea, pp. 167–166 + CD-ROM. In: Ruffo S. & Stoch F. (eds.), Checklist e distribuzione della fauna italiana. Memorie del Museo civico di Storia naturale di Verona, II serie, Sezione Scienze della Vita, 16.
- Romanò C. & Riva C., 2002. Il gambero d'acqua dolce in provincia di Como. Provincia di Como Settore Risorse Ambientali Servizio Pesca, Como, 43 pp.
- Roughley R.E., 1990. A systematic revision of species of *Dytiscus* Linnaeus (Coleoptera: Dytiscidae). Part 1. Classification Based on Adult Stage. *Quaestiones Entomologicae*, 26(4): 383–557.
- Sabatini G., 2012. Scarabeidi.it. Checklist aggiornata e strumenti di identificazione delle specie italiane. Available at <http://scarabeidi.it> (accessed February 2012, as version 2009–2012).
- Sala G. & Bettini R., 2005. Contributo alla conoscenza della Lepidottero fauna (Lepidoptera: Thyridoidea, Lasiocampoidea, Bombycoidea) della provincia di Brescia e di altre località dell'Italia settentrionale con segnalazione di *Pachypasia limosa*, specie atlanto-mediterranea nuova per l'Italia. *Annali del Museo civico di Storia naturale di Brescia*, 34: 55–60.
- Šalamun A., Govedič M., Podgorelec M. & Kotarac M., 2010. Dopolnitev predloga območij za vključitev v omrežje Natura 2000 – kačji pastirji (Odonata): veliki studenčar (*Cordulegaster heros*). Center za Kartografijo Favne in Flore. Notranje Gorice, 69 pp.
- Sama G., 1988. Coleoptera, Cerambycidae. Catalogo topografico e sinonimico. Fauna d'Italia, XXXVI. Calderini, Bologna, 216 pp.
- Sama G., 2002. Atlas of the Cerambycidae of Europe and Mediterranean Area. 1: Northern, Western, Central and Eastern Europe. British Isles and Continental Europe from France (excl. Corsica) to Scandinavia and Urals. V. Kabourek, Zlin, 173 pp.
- Sama G., 2004. Fauna Europaea: Cerambycidae. In: Audisio P. (ed.), Fauna Europaea: Coleoptera 2, Beetles. Fauna Europaea version 1.0. Available at <http://www.faunaeur.org> (accessed 10 August 2013, as version 2.6.2 of 29 August 2013).
- Sama G., 2005. Coleoptera Cerambycidae, pp. 217–219 + CD-ROM. In: Ruffo S. & Stoch F. (eds.), Checklist e distribuzione della fauna italiana. Memorie del Museo civico di Storia naturale di Verona, II serie, Sezione Scienze della Vita, 16.
- Santucci F., Iaconelli M., Andreani P., Cianchi R., Nascetti G. & Bullini L., 1997. Allozyme diversity of European freshwater crayfish of the genus *Austropotamobius*. *Bulletin Français de la Pêche et de la Pisciculture*, 347: 663–676.
- Schaefer L., 1949. Les Buprestides de France. Tableaux analytiques des Coléoptères de la faune franco-rhenane. France, Rhenanie, Belgique, Hollande, Valais, Corse. Famille LVI. Éditions Scientifiques du Cabinet Entomologique, Le Moulton, Paris. *Miscellanea Entomologica*, 46, Supplemento: 1–511.
- Schmidt F.J., 1832. Beitrag zu Krains Fauna. *Illyrisches Blatt*, 3: 9–10.
- Schnabel Z.E., 1938. The Estimation of total fish population of a lake. *The American Mathematical Monthly*, 45(6): 348–352.
- Schtickzelle N., Choutt J., Goffart P., Fichet V. & Baguette M., 2005. Metapopulation dynamics and conservation of the marsh fritillary butterfly: population viability analysis and management options for a critically endangered species in Western Europe. *Biological Conservation*, 126: 569–581.
- Seber G.A.F., 1965. A Note on the Multiple-Recapture Census. *Biometrika*, 52(1–2): 249–259.
- Settele J., Kudrna O., Harpke A., Kühn I., Swaay C.A.M., Verovnik R., Warren M., Wiemers M., Hanspach J., Hickler T., Kühn E., van Halder I., Veling K., Vliegthart A., Wynhoff I. & Schweiger O., 2008. Climatic risk atlas of European Butterflies. *BioRisk*, 1, Special issue: 1–710.
- Sibley P.J., Brickland J.H. & Bywater J.A., 2002. Monitoring the distribution of crayfish in England and Wales. *Bulletin Français de la Pêche et de la Pisciculture*, 367: 833–844.
- Sierdsema H. & Cuppen J., 2006. A predictive distribution model for *Graphoderus bilineatus* in the Netherlands (Coleoptera: Dytiscidae). *Nederlandse Faunistische Mededelingen*, 24: 49–54.
- Simonetta J., 1989. Contributo alla conoscenza dei Cerambycidi della Calabria (Coleoptera, Cerambycidae). *Bollettino dell'Associazione romana di Entomologia*, 43(1–4): 49–53. (1988).
- Solano E., Mancini E., Ciucci P., Mason F., Audisio P. & Antonini G., 2013. The EU protected taxon *Morimus funereus* Mulsant, 1862 (Coleoptera: Cerambycidae) and its western Palaearctic allies: systematics and conservation outcomes. *Conservation Genetics*, 14(3): 683–694.
- Sparacio I., 1994. *Osmoderma cristinae* n.sp. di Sicilia (Insecta Coleoptera: Cetoniidae). *Il Naturalista siciliano*, serie IV, 17(3–4): 305–310.
- Sparacio I., 2000. Osservazioni sulle *Osmoderma* Le Peletier et Audinet-Serville europee con descrizione di una nuova specie dell'Italia meridionale (Coleoptera Cetoniidae). *Il Naturalista siciliano*, serie VI, 24(3–4): 225–239.
- Spuler A., 1908–1910. Die Schmetterlinge Europas. Aufl. von E. Hofmanns Werk ed., Stuttgart, 1043 pp.
- St Pierre M.J., Hendrix S.D. & Lewis C.K., 2005. Dispersal ability and host-plant characteristics influence spatial population structure of monophagous beetles. *Ecological Entomology*, 30(1): 105–115.
- Stauder H., 1915. Lepidopteren aus dem Aspromontegebirge. Material zu einer Zusammenstellung der südkalabrischen Schmetterlingsfauna. *Zeitschrift für wissenschaftliche Insektenbiologie*, 11: 281–286.
- Stoch F., 2000. How many endemic species? Species richness assessment and conservation priorities in Italy. *Belgian Journal of Entomology*, 47: 1–10.

- logy, 2: 125–133.
- Stoch F., 2009. Servizio di integrazioni al catasto grotte nel Sito Natura 2000 SIC IT3340006 “Carso Triestino e Goriziano” e ZPS IT3341002 “Aree carsiche della Venezia Giulia” - Relazione finale. Regione Autonoma Friuli-Venezia Giulia, 175 pp. Available at [http://www.regione.fvg.it/rafv/export/sites/default/RAFVG/ambiente-territorio/tutela-ambiente-gestione-risorse-naturali/allegati/Fauna\\_Acque\\_Carso.pdf](http://www.regione.fvg.it/rafv/export/sites/default/RAFVG/ambiente-territorio/tutela-ambiente-gestione-risorse-naturali/allegati/Fauna_Acque_Carso.pdf) (accessed February 2013).
- Sturani M., 1947. Notizie ecologiche ed etologiche sul *Carabus olympiae* Sella (Col. Carabidae). Bollettino dell'Istituto di Entomologia dell'Università di Bologna, 16: 23–84.
- Sutherland W.J., 2006. Ecological Census Techniques: a handbook. Second Edition. Cambridge University Press, Cambridge, 432 pp.
- Svensson G.P., Larsson M.C. & Hedin J., 2003. Air sampling of its pheromone to monitor the occurrence of *Osmoderma eremita*, a threatened beetle inhabiting hollow trees. Journal of Insect Conservation, 7(4): 189–198.
- Svensson G.P. & Larsson M.C., 2008. Enantiomeric Specificity in a Pheromone–Kairomone System of Two Threatened Saproxyllic Beetles, *Osmoderma eremita* and *Elater ferrugineus*. Journal of Chemical Ecology, 34: 189–197.
- Tauzin P., 1994. Le genre *Osmoderma* Le Peletier et Audinet-Serville 1828 (Coleopt., Cetoniidae, Trichiinae, Osmodermatini). Systématique, biologie et distribution (Première partie). L'Entomologiste, 50(3): 195–214.
- Terzani F., 2002. Ricerche odonologiche in Toscana 8. La *Lindenia tetrphylla* (Vander Linden, 1825). Quaderno di Studi e Notizie di Storia naturale della Romagna, 16: 5–6.
- Thompson D.J., Purse B.V. & Rouquette J.R., 2003. Monitoring the Southern Damsel fly *Coenagrion mercuriale*. Conserving Natura 2000 Rivers, Monitoring series VIII: 1–17.
- Todisco V., Gratton P., Cesaroni D. & Sbordoni V., 2010. Phylogeography of *Parnassius apollo*: hints on taxonomy and conservation of a vulnerable glacial butterfly invader. Biological Journal of the Linnean Society, 101(1): 169–183.
- Tol J., 2004. Fauna Europaea: Gomphidae. In: van Tol J. (ed.), Fauna Europaea: Odonata. Fauna Europaea version 1.0. Available at <http://www.faunaeur.org> (accessed 10 September 2013, as version 2.6.2 of 29 August 2013).
- Tolman T. & Lewington R., 1997. The most complete guide to the butterfly of Britain and Europe. Collins Butterfly Guide, London, 384 pp.
- Trizzino M., 2011. Molecular phylogeny, taxonomy and biogeography of the “*Haenydra*” lineage (Coleoptera, Hydraenidae, genus *Hydraena*). PhD dissertation, University of Rome Sapienza, Department of Biology and Biotechnologies “C. Darwin”, Rome, 424 pp.
- Trizzino M., Carnevali L., De Felici S. & Audisio P., 2013. A revision of the *Hydraena* species of the “*Haenydra*” lineage (Coleoptera, Hydraenidae, genus *Hydraena*). Zootaxa, 3607(1): 1–173.
- Tshikolovets V.V., 2011. Butterflies of Europe & the Mediterranean area. Tshikolovets Publications, Pardubice, 544 pp.
- Uboni C., Bressi N. & Colla A., 2007. Una popolazione urbana di *Cordulegaster heros* Theischinger, 1979 in Italia (Odonata, Cordulegasteridae). Atti del Museo civico di Storia naturale di Trieste, 53: 207–211.
- Utzeri C. & D'Antonio C., 2005. Insecta Odonata, pp. 131–132 + CD-ROM. In: Ruffo S. & Stoch F. (eds.), Checklist e distribuzione della fauna italiana. Memorie del Museo civico di Storia naturale di Verona, II serie, Sezione Scienze della Vita, 16.
- Utzeri C., Belfiore C. & Peels F., 2006. Some new records of *Lindenia tetrphylla* (Vander Linden) in Italy (Anisoptera Gomphidae). Notulae Odonatologicae, 6: 90–92.
- Välimäki P. & Itämies J., 2003. Migration of the clouded Apollo butterfly *Parnassius mnemosyne* in a network of suitable habitats – effects of patch characteristics. Ecography, 26(5): 679–691.
- Van Helsdingen P., Willemse L.P.M. & Speight M.C.D., 1996. Background information on invertebrates of the Habitats Directive and the Bern Convention. Part I – Crustacea, Coleoptera and Lepidoptera. Council of Europe Publishing, Strasbourg, 231 pp.
- Van Swaay C.A.M., Brereton T., Kirkland P. & Warren M.S., 2012. Manual for Butterfly Monitoring. Report VS2012.010, De Vlinderstichting/Dutch Butterfly Conservation, Butterfly Conservation UK & Butterfly Conservation Europe, Wageningen, 14 pp.
- Vahruševsa V., 2009. Conceptual application of *Dytiscus latissimus* Linnaeus, 1758 (Dytiscidae, Coleoptera) gathering methods in natural habitat. Acta Biologica Universitatis Daugavpiliensis, 9(2): 173–180.
- Vahruševsa V. & Kalniņš M., 2013. Broadest Diver *Dytiscus latissimus* Linnaeus, 1758 (Coleoptera: Dytiscidae) in the Baltic States: a rare or little known species. Zoology and Ecology, 23: 1–14.
- Verity R., 1943. Le Farfalle diurne d'Italia, 2. Lycaenidae. Marzocco, Firenze, XII + 401 pp.
- Vigna Taglianti A. 2005. Appendice B. Checklist e corotipi delle specie di Carabidae della fauna italiana, pp. 186–225. In: Brandmayr P., Zetto T. & Pizzolotto R. (eds.), I Coleotteri Carabidi per la valutazione ambientale e la conservazione della biodiversità. Manuale operativo 34/2005. APAT, Manuali e Linee Guida.
- Vigna Taglianti A., 2010. Fauna Europaea: Coleoptera, Carabidae, Rhysodinae. In: Audisio P. (ed.), Fauna Europaea: Coleoptera 2, Beetles. Fauna Europaea version 2.2. Available at <http://www.faunaeur.org> (accessed 10 August 2013, as version 2.6.2 of 29 August 2013).
- Vigna Taglianti A. & Zapparoli M., 2006. Insetti di Roma. Biodiversità in un ecosistema urbano. Le Scienze, Edizioni Belvedere, Latina, 72 pp.

- Villa R., Pellecchia M. & Pesce G.B., 2009. Farfalle d'Italia. Compositori Editore, Bologna, 375 pp.
- Vrezec A. & Kapla A., 2007. Akvantitativno vzoroeenje hrošoeev (Coleoptera) v Sloveniji: referenoena øtudija. Acta Entomologica Slovenica, 15(2): 131–160.
- Vrezec A., Polak S., Kapla A., Pirnat A., Grobelnik V. & Šalamun A. 2007. Monitoring populacij izbranih ciljnih vrst hrošoev – *Carabus variolosus*, *Leptodirus hochenwartii*, *Lucanus cervus* in *Morinus funereus*, *Rosalia alpina*. Nacionalni inštitut za biologijo, Ljubljana, 145 pp.
- Vrezec A., Ambrožič S. & Kapla A., 2012. An overview of sampling methods tests for monitoring schemes of saproxylic beetles in the scope of Natura 2000 in Slovenia, pp. 73–90. In Jurc M. (eds.), Proceedings of the 6th Symposium and Workshop on the Conservation of Saproxylic Beetles. June 15–17, 2010, Ljubljana. Studia Forestalia Slovenica, Ljubljana.
- Wahlberg N., Klemetti T. & Hanski I. 2002. Dynamic populations in a dynamic landscape: the metapopulation structure of the marsh fritillary butterfly. *Ecography*, 25: 224–232.
- Wang J.P., 2011. SPECIES: An R package for species richness estimation. *Journal of Statistical Software*, 40(9): 1–15.
- Wang R., Wang Y., Chen J., Lei G. & Xu R., 2004. Contrasting movement patterns in two species of chequerspot butterflies, *Euphydryas aurinia* and *Melitaea phoebe*, in the same patch network. *Ecological Entomology*, 29(3): 367–374.
- Warchałowska-Sliwa E., Maryanska-Nadachowska A. & Heller K.G., 2007. Cytogenetic variability of the genus *Saga* Charp. (Orthoptera, Tettigoniidae, Saginae): heterochromatin differentiation. *Cariologia*, 60(1-2): 29–36.
- Warren M.S., 1994. The UK status and suspected metapopulation structure of a threatened European butterfly, the marsh fritillary *Euphydryas aurinia*. *Biological Conservation*, 67: 239–249.
- Watts P.C., Saccheri I.J., Kemp S.J. & Thompson D.J., 2007. Effective population sizes and migration rates in fragmented populations of an endangered insect (*Coenagrion mercuriale*, Odonata). *Journal of Animal Ecology*, 76: 790–800.
- White G.C., Burnham K.P., Otis D.L. & Anderson D.R., 1978. Users manual for program CAPTURE, Utah State University Press, Logan, 40 pp.
- White G.C. & Burnham K.P., 1999. Program MARK: Survival estimation from populations of marked animals. *Bird Study*, 46: 120–138.
- Wildermuth H., Gonseth Y. & Maibach A., 2005. Odonata. Die Libellen der Schweiz. CSCF/SEG, Neuchâtel, 398 pp.
- Wildermuth H., 2007. *Leucorrhinia pectoralis* in der Schweiz, aktuelle Situatio, Rückblick und Ausblick (Odonata, Libellulidae). *Libellula*, 26: 59–76.
- Wileyto E.P., Ewens W.J. & Mullen M.A., 1974. Markov-Recapture Population Estimate: a tool for improving interpretation of trapping experiments. *Ecology*, 75: 1109–1117.
- Witek M., Nowicki P., Sliwiska E.B., Skorka P., Settele J., Schonrogge K. & Woyciechowski M., 2010. Local host ant specificity of *Phengaris (Maculinea) teleius* butterfly, an obligatory social parasite of *Myrmica ants*. *Ecological Entomology*, 35: 557–564.
- Wynhoff I., 1998. Lessons from the reintroduction of *Maculinea teleius* and *M. nausithous* in the Netherlands. *Journal of Insect Conservation*, 2: 47–57.
- Zilioli M. & Pittino M., 2004. Un reperto eccezionale *Lucanus tetraodon* Thunberg, 1806 in Lombardia (Coleoptera, Lucanidae). *Atti della Società italiana di Scienze naturali e del Museo civico di Storia naturale in Milano*, 145(2): 301–306.
- Zippin C., 1958. The removal method of population estimation. *The Journal of Wildlife Management*, 22(1): 82–90.

# GLOSSARIO

- Areale:** Area geografica di distribuzione di un determinato taxon.
- Chelipede:** Arto portante la chela.
- Dente fossorio:** Dente adattato allo scavo.
- Diapausa:** Fase in cui l'organismo blocca spontaneamente il proprio metabolismo e il proprio sviluppo: è inattivo, non si muove e non si alimenta.
- Elitra:** Ala anteriore fortemente sclerificata, presente esclusivamente nei Coleotteri.
- Epistoma:** Margine inferiore del clipeo, sul quale si inserisce il labbro superiore.
- Mesotibie:** Tibie del secondo paio di zampe.
- Mesotorace:** Secondo dei tre segmenti toracici.
- Metatarsi:** Tarsi del terzo paio di zampe (zampe metatoraciche).
- Metatorace:** Terzo dei tre segmenti toracici.
- Ninfa:** Forma giovanile degli insetti a metamorfosi incompleta.
- Ninfosi:** Metamorfosi con la quale l'insetto raggiunge lo stadio immaginale definitivo.
- Occipite:** Regione posteriore del capo.
- Pigidio:** Regione morfologica dell'addome formata dalla fusione degli ultimi (di norma 4-5) uriti.
- Pleura:** Area laterale del torace degli insetti (o del cefalotorace nel caso dei crostacei).
- Popolazione panmittica:** Popolazione in cui ciascun individuo ha la stessa probabilità di accoppiarsi con qualsiasi altro individuo di sesso opposto presente nella popolazione.
- Precoxa (dell'antenna):** Nel caso dei crostacei, l'antenna è formata da un segmento basale (basipodite) e da due ramificazioni (endopodite ed esopodite). Il basipodite è a sua volta suddiviso in tre componenti: precoxa, coxa e base.
- Premento:** Porzione distale del labbro inferiore dell'insetto.
- Pronoto:** Regione dorsale (sclerite dorsale) del protorace.
- Protorace:** Primo dei tre segmenti toracici.
- Pterostigma:** Ingrossamento della nervatura costale sito lungo il margine anteriore delle ali di molti insetti.
- Rostro:** Modificazione dell'apparato boccale presente in alcuni insetti e crostacei.
- Simpatria:** Sovrapposizione, almeno parziale, dell'areale di due o più taxa.
- Somite:** Unità di divisione del corpo animale. Nei crostacei, i somiti sono spesso fusi in più segmenti aggregati.
- Spina epatica:** Spina presente nella zona laterale anteriore del carapace.
- Tarso:** Quinto ed ultimo articolo della zampa di un insetto, composto a sua volta da diversi tarsiomero (di norma da 3 a 5).
- Tibia:** Quarto articolo della zampa di un insetto.
- Triangolo occipitale:** Area triangolare presente nell'occipite.
- Troglobio:** Animale di grotta.
- Urite:** Anello addominale.

Tabella 1a – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Austropotamobius pallipes* in acque lentiche

**Metodo:** Cattura – Marcatura – Ricattura (CMR)

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Muta da sub;</li> <li>- Maschera, boccaglio e pinne;</li> <li>- Torcia subacquea;</li> <li>- Pennarello per marcatura, da scegliere tra: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori; 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco; 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml, riempite di etanolo 75%, per la raccolta di eventuali resti;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>		
	<b>Periodo ideale:</b> giugno–agosto	<b>N° minimo sessioni:</b> SEI	
<b>Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio</b>	SEI	<b>N° minimo di persone da impiegare</b>	DUE*
<b>Note</b>	* Sebbene l'intera attività possa essere svolta da una singola persona, per motivi di sicurezza è opportuno che una seconda persona rimanga fuori dall'acqua a monitorare l'attività dell'operatore		

Tabella 1b – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Austropotamobius pallipes* in acque lotiche

**Metodo:** Cattura – Marcatura – Ricattura (CMR)

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Torcia;</li> <li>- Pennarello per marcatura, da scegliere tra: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori; 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco; 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml, riempite di etanolo 75%, per la raccolta di eventuali resti;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	<b>Periodo ideale:</b> giugno–agosto	<b>N° minimo sessioni:</b> SEI		<b>Orario:</b> 21–24
<b>Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio</b>	SEI	<b>N° minimo di persone da impiegare</b>	UNA	
<b>Note</b>				

Tabella 2 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Sympecma paedisca*

Metodo: Conteggio a vista degli adulti

Materiale indispensabile	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	Periodo ideale: 1 – 15 settembre		N° minimo sessioni: CINQUE	Orario: 10–16
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio	CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA	
Note				

Tabella 3 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Coenagrion mercuriale*

Metodo: Conteggio a vista degli adulti

Materiale indispensabile	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	Periodo ideale: 10 giugno – 10 luglio		N° minimo sessioni: CINQUE	Orario: 10–16
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio	CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA	
Note				

**Tabella 4 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Cordulegaster trinacriae***

**Metodo:** Cattura – Conteggio – Rilascio degli adulti

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Retino telescopico da farfalle;</li> <li>- 100 bustine di carta da lettera;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>		
<b>Periodo ideale:</b> 15 giugno – 31 luglio		<b>N° minimo sessioni:</b> CINQUE	<b>Orario:</b> 10–16
<b>Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio</b>	CINQUE	<b>N° minimo di persone da impiegare</b>	UNA
<b>Note</b>			

**Tabella 5 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Cordulegaster trinacriae***

**Metodo:** Conteggio larve

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Draga entomologica per macro-invertebrati acquatici (la lunghezza del manico ideale è di circa 1 m, il diametro della rete di 30 cm, e le maglie non superiori a 0,5 mm);</li> <li>- Bacinella bianca delle dimensioni di almeno 80x30x5 cm;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>		
<b>Periodo ideale:</b> Primavera		<b>N° minimo sessioni:</b> CINQUE	<b>Orario:</b> Diurno
<b>Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio</b>	CINQUE	<b>N° minimo di persone da impiegare</b>	UNA
<b>Note</b>			

Tabella 6 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Ophiogomphus cecilia*

Metodo: Raccolta e conteggio delle exuviae

Materiale indispensabile	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml riempite per tre quarti con etanolo 70 %;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>		
	Periodo ideale: 1 giugno –15 luglio		N° minimo sessioni: CINQUE
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio	CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA
Note			

Tabella 7 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Gomphus flavipes*

Metodo: Raccolta e conteggio delle exuviae

Materiale indispensabile	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml riempite per tre quarti con etanolo 70 %;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>		
	Periodo ideale: 1 giugno – 15 luglio		N° minimo sessioni: CINQUE
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio	CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA
Note			

**Tabella 8 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Oxygastra curtisii***

**Metodo:** Raccolta e conteggio delle exuviae

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml riempite per tre quarti con etanolo 70 %;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
Periodo ideale: 1 giugno – 1 luglio		N° minimo sessioni: CINQUE		Orario: Diurno
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA
Note				

**Tabella 9 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Saga pedo***

**Metodo:** Cattura, conteggio e rilascio degli adulti

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Retino entomologico da sfalcio;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml, riempite per un terzo di segatura, bagnata con poche gocce di etere, per la raccolta di eventuali resti;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
Periodo ideale: 15 giugno – 15 agosto		N° minimo sessioni: SEI		Orario: 11–18
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		SEI	N° minimo di persone da impiegare	UNA
Note				

Tabella 10 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Carabus olympiae*

**Metodo:** Cattura – Marcatura – Ricattura (CMR)

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- 100 bicchieri di plastica da 0,5 l;</li> <li>- 100 retine metalliche con maglie non superiori a 2x2 mm;</li> <li>- 300 ml di aceto per ogni trappola;</li> <li>- Forbici e taglierino;</li> <li>- Scotch di carta;</li> <li>- Paletta o spatola per il seppellimento parziale dei bicchieri;</li> <li>- Pennarello per marcatura, da scegliere tra: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori; 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco; 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml, riempite per un terzo di segatura, bagnata con poche gocce di etere, per la raccolta di eventuali resti;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	<b>Periodo ideale:</b> luglio		<b>N° minimo sessioni:</b> Controllo trappole quotidiano o ogni 2 giorni	<b>Orario:</b> Diurno
<b>Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio</b>	TRENTA	<b>N° minimo di persone da impiegare</b>	UNA	
<b>Note</b>				

Tabella 11 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Rhysodes sulcatus*

**Metodo:** Cattura – Marcatura – Ricattura (CMR)

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Tubo in gomma per irrigazione (diametro 15 cm). La quantità necessaria è in funzione del numero di trappole da piazzare (cfr. capitolo monitoraggio);</li> <li>- Rotolo di spago;</li> <li>- Forbici e taglierino;</li> <li>- Stucco bianco;</li> <li>- Lubrificante;</li> <li>- Scotch di carta;</li> <li>- N bottiglie di plastica da 2 litri;</li> <li>- Pennarello per marcatura, da scegliere tra: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori; 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco; 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml, riempite per un terzo di segatura, bagnata con poche gocce di etere, per la raccolta di eventuali resti;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>		
	<b>Periodo ideale:</b> maggio – luglio	<b>N° minimo sessioni:</b> Controllo trappole massimo ogni 3 giorni	<b>Orario:</b> Diurno
<b>Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio</b>	*	<b>N° minimo di persone da impiegare</b>	UNA
<b>Note</b>	<p>N = numero di tronchi caduti su cui si vuole applicare una trappola;                  * Il numero di giornate di lavoro dipende dal numero di giornate in cui saranno attive le trappole, in quanto il controllo delle trappole attive deve essere quotidiano</p>		

Tabella 12 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Graphoderus bilineatus*

**Metodo:** Cattura – Marcatura – Ricattura (CMR)

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger e termometro per rilevazione di temperatura dell'acqua, e temperatura e umidità dell'aria;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Rete surber da macro-invertebrati disposta da un estremo all'altro dello stagno (consigliata per profondità non superiori ai 50 cm, in siti con almeno una leggera corrente);</li> <li>- Rete surber, retino immanicato (diametro del retino non superiore a 30 cm; diametro delle maglie inferiore ad 1 millimetro);</li> <li>- N trappole realizzate con bottiglie di plastica vuote da 1.5 o 2 l; il numero delle trappole dipende dalle dimensioni del sito di campionamento, le trappole vanno disposte ad una distanza di 3 m l'una dall'altra;</li> <li>- Materiale per esche (si veda testo)</li> <li>- Forbici e taglierino;</li> <li>- Scotch di carta;</li> <li>- Pennarello per marcatura;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>		
	<b>Periodo ideale:</b> giugno – agosto	<b>N° minimo sessioni:</b> Controllo trappole quotidiano	
<b>Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio</b>	*	<b>N° minimo di persone da impiegare</b>	UNA
<b>Note</b>	* Il numero di giornate di lavoro dipende dal numero di giornate in cui saranno attive le trappole, in quanto il controllo delle trappole attive deve essere quotidiano		

Tabella 13 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Lucanus cervus*

Metodo: Cattura – Marcatura – Ricattura (CMR)

Materiale indispensabile	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Torcia elettrica;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Retino entomologico telescopico per fitofagi (lunghezza manico in massima estensione: 2 m; diametro minimo del cerchio: 40 cm; non utilizzare un retino da farfalle);</li> <li>- Pennarello per marcatura, da scegliere tra: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori; 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco; 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml, riempite per un terzo di segatura, bagnata con poche gocce di etere, per la raccolta di eventuali resti;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	Periodo ideale: giugno – settembre	N° minimo sessioni: SEI		Orario: 19 – 21
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio	SEI	N° minimo di persone da impiegare	UNA	
Note				

Tabella 14 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Osmoderma eremita*

**Metodo:** Cattura con feromone – Marcatura – Ricattura (CMR)

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- N trappole aeree per la cattura di <i>O. eremita</i>, già costruite sulla base di quanto descritto in Campanaro et al. (2011a). N dipende dalla quantità di alberi idonei nel sito e dall'estensione del sito, le trappole andranno distanziate di circa 50 m l'una dall'altra;</li> <li>- Una provetta Eppendorf da 1.5 ml da associare a ciascuna trappola;</li> <li>- Da inserire all'interno di ogni provetta: un batuffolo di cotone o ovatta impregnato con poche gocce di feromone <math>\gamma</math>-decalattone (Sigma-Aldrich: numero di catalogo: W236004, Sigma-Aldrich, <a href="http://www.sigmaaldrich.com">http://www.sigmaaldrich.com</a>);</li> <li>- Un rotolo di spago;</li> <li>- Forbici e nastro isolante;</li> <li>- Pennarello per marcatura, da scegliere tra: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori; 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco; 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml, riempite per un terzo di segatura, bagnata con poche gocce di etere, per la raccolta di eventuali resti;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>		
	<b>Periodo ideale:</b> metà giugno-metà agosto	<b>N° minimo sessioni:</b> SEI	<b>Orario:</b> 14–20
<b>Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio</b>	DICIOTTO*	<b>N° minimo di persone da impiegare</b>	UNA
<b>Note</b>	*Una volta attivata la trappola deve essere controllata al massimo dopo due giorni		

Tabella 15 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Cerambyx cerdo*

**Metodo:** Cattura – Marcatura – Ricattura (CMR)

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Binocolo;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- N bottiglie di plastica vuote della capienza di 1.5 o 2 l; il numero di bottiglie dipende dalle dimensioni del sito di campionamento: le trappole devono essere distanziate di 30–50 m l'una dall'altra;</li> <li>- 300 ml di aceto per ciascuna trappola da attivare;</li> <li>- Pennarello per marcatura, da scegliere tra: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori; 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco; 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml, riempite per un terzo di segatura, bagnata con poche gocce di etere, per la raccolta di eventuali resti;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>		
	<b>Periodo ideale:</b> giugno – agosto	<b>N° minimo sessioni:</b> Controllo quotidiano trappole	
<b>Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio</b>	*	<b>N° minimo di persone da impiegare</b>	UNA
<b>Note</b>	* Il numero di giornate di lavoro dipende dal numero di giornate in cui saranno attive le trappole, in quanto il controllo delle trappole attive deve essere quotidiano		

Tabella 16 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Rosalia alpina*

Metodo: Monitoraggio fotografico

Materiale indispensabile	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Binocolo;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Macchina fotografica digitale abilitata per la realizzazione di <i>macro</i>;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml, riempite per un terzo di segatura, bagnata con poche gocce di etere, per la raccolta di eventuali resti;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	Periodo ideale: luglio – agosto		N° minimo sessioni: OTTO	Orario: Diurno
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		OTTO	N° minimo di persone da impiegare	UNA
Note				

Tabella 17 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Morimus asper* s. l.

**Metodo:** Cattura – Marcatura – Ricattura (CMR)

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Binocolo;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Allestimento di eventuali cataste di legna: per ogni catasta, 15–30 tronchetti lunghi almeno 30–60 cm e con un diametro variabile da 20 a circa 40 cm; distanza tra cataste differenti: 30–50 m;</li> <li>- Pennarello per marcatura, da scegliere tra: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori; 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco; 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml, riempite per un terzo di segatura, bagnata con poche gocce di etere, per la raccolta di eventuali resti;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	<b>Periodo ideale:</b> maggio – giugno		<b>N° minimo sessioni:</b> SEI	
<b>Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio</b>		SEI	<b>N° minimo di persone da impiegare</b>	UNA*
<b>Note</b>	* Nel caso debbano essere allestite le cataste di legna, per l'allestimento sarà necessario l'impiego di un numero maggiore di persone			

Tabella 18 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Cucujus cinnaberinus*

**Metodo:** Cattura – Marcatura – Ricattura (CMR)

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- N bottiglie di plastica vuote della capienza di 1.5 o 2 l; il numero di bottiglie dipende dalle dimensioni del sito di campionamento;</li> <li>- N retine metalliche con maglie non superiori a 2x2 mm;</li> <li>- 300 ml di aceto per ogni trappola;</li> <li>- Eventuali cataste: ogni catasta deve essere costituita da un numero variabile di 15–20 tronchetti, idealmente di <i>Pinus nigra laricio</i>;</li> <li>- Forbici e taglierino;</li> <li>- Scotch di carta;</li> <li>- Paletta o spatola per il seppellimento parziale dei bicchieri;</li> <li>- Pennarello per marcatura, da scegliere tra: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori; 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco; 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml, riempite per un terzo di segatura, bagnata con poche gocce di etere, per la raccolta di eventuali resti;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>		
<b>Periodo ideale:</b> luglio		<b>N° minimo sessioni:</b> Controllo trappole al massimo ogni 4 giorni	<b>Orario:</b> Diurno
<b>Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio</b>	*	<b>N° minimo di persone da impiegare</b>	UNA**
<b>Note</b>	* Il numero di giornate di lavoro dipende dal numero di giornate in cui saranno attive le trappole, in quanto il controllo delle trappole attive deve avvenire al massimo ogni quattro giorni. ** Nel caso debbano essere allestite le cataste di legna, per l'allestimento sarà necessario l'impiego di un numero maggiore di persone		

Tabella 19 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Papilio alexanor*

**Metodo:** Conteggio a vista degli adulti

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>				
	Periodo ideale: 15 maggio – 30 giugno		N° minimo sessioni: CINQUE	Orario: 10–16	
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA	
Note					

Tabella 20 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Papilio hospiton*

**Metodo:** Cattura – Marcatura – Ricattura (CMR)

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Retino entomologico telescopico da farfalle;</li> <li>- Pennarello per marcatura, da scegliere tra: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori; 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco; 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml, riempite per un terzo di segatura, bagnata con poche gocce di etere, per la raccolta di eventuali resti;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	Periodo ideale: luglio		N° minimo sessioni: CINQUE	Orario: 10-16
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA
Note				

Tabella 21 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Parnassius apollo*

**Metodo:** Cattura – Marcatura – Ricattura (CMR)

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Retino entomologico telescopico da farfalle;</li> <li>- Pennarello per marcatura, da scegliere tra: 1) Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan – pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori; 2) correttore della Pentel, disponibile solo bianco; 3) Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcol, disponibile in vari colori;</li> <li>- Provette falcon da 50 ml, riempite per un terzo di segatura, bagnata con poche gocce di etere, per la raccolta di eventuali resti;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>		
	<b>Periodo ideale:</b> 1 giugno –15 luglio	<b>N° minimo sessioni:</b> CINQUE	<b>Orario:</b> 10–16
<b>Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio</b>	CINQUE	<b>N° minimo di persone da impiegare</b>	UNA
<b>Note</b>			

Tabella 22 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Parnassius mnemosyne*

**Metodo:** Conteggio a vista degli adulti

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>				
	Periodo ideale: 1 maggio – 31 luglio		N° minimo sessioni: CINQUE	Orario: 10–16	
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA	
Note					

Tabella 23 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Zerynthia polyxena*

**Metodo:** Conteggio a vista delle larve

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>		
<b>Periodo ideale:</b> 1 maggio – 15 giugno		<b>N° minimo sessioni:</b> CINQUE	<b>Orario:</b> 10–16
<b>Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio</b>	CINQUE	<b>N° minimo di persone da impiegare</b>	UNA
<b>Note</b>			

Tabella 24 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Lycaena dispar*

Metodo: Conteggio delle uova su *Rumex hydrolapathum*

Materiale indispensabile	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo delle uova delle specie target e della relativa pianta ospite;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	Periodo ideale: maggio – settembre		N° minimo sessioni: TRE	Orario: Diurno
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		TRE	N° minimo di persone da impiegare	UNA
Note				

Tabella 25 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Phengaris arion*

**Metodo:** Conteggio a vista degli adulti

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	Periodo ideale: 1 giugno – 20 luglio		N° minimo sessioni: CINQUE	Orario: 10–16
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA
Note				

Tabella 26 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Phengaris teleius*

**Metodo:** Conteggio a vista degli adulti

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	Periodo ideale: 1 luglio – 15 agosto		N° minimo sessioni: CINQUE	Orario: 10–16
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA
Note				

Tabella 27 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Argyannis elisa*

**Metodo:** Conteggio larve su *Viola corsica*

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>				
	Periodo ideale: aprile		N° minimo sessioni: CINQUE	Orario: Diurno	
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA	
Note					

Tabella 28 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Euphydryas aurinia*

Metodo: Conteggio a vista degli adulti

Materiale indispensabile	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	Periodo ideale: 15 maggio –15 giugno	N° minimo sessioni: CINQUE		Orario: 10–16
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio	CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA	
Note				

Tabella 29 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Euphydryas maturna*

**Metodo:** Conteggio a vista degli adulti

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	Periodo ideale: giugno		N° minimo sessioni: CINQUE	Orario: Diurno
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA
Note				

Tabella 30 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Erebia christi*

**Metodo:** Conteggio degli adulti su transetti e delle larve su *Festuca ovina*

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>		
Periodo ideale: luglio		N° minimo sessioni: CINQUE	Orario: Diurno
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio	CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA
Note			

Tabella 31 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Erebia calcaria*

**Metodo:** Conteggio a vista degli adulti

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>				
	Periodo ideale: 15 luglio –15 agosto		N° minimo sessioni: CINQUE	Orario: 10–16	
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA	
Note					

Tabella 32 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Coenonympha oedippus*

Metodo: Conteggio a vista degli adulti

Materiale indispensabile	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	Periodo ideale: 15 giugno –15 luglio	N° minimo sessioni: CINQUE		Orario: 10–16
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio	CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA	
Note				

Tabella 33 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Lopinga achine*

**Metodo:** Conteggio a vista degli adulti

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>				
	Periodo ideale: 15 giugno –15 luglio		N° minimo sessioni: CINQUE	Orario: 10–16	
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA	
Note					

Tabella 34 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Melanargia arge*

Metodo: Conteggio a vista degli adulti

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
Periodo ideale: 1 maggio –15 giugno		N° minimo sessioni: CINQUE		Orario: 10–16
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA
Note				

Tabella 35 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Euplagia quadripunctaria*

**Metodo:** Conteggio a lume degli adulti

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Trappola luminosa con tubo fluorescente attinico da 15W;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	Periodo ideale: 15 luglio –15 settembre		N° minimo sessioni: CINQUE	Orario: dopo il tramonto
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA
Note				

Tabella 36 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Proserpinus proserpina*

**Metodo:** Cattura e conteggio delle larve

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>		
	Periodo ideale: giugno-luglio	N° minimo sessioni: CINQUE	Orario: diurno
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio	CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA
Note			

Tabella 37 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Hyles hippophaes*

**Metodo:** Conteggio larve su olivello spinoso

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Binocolo da campo;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
<b>Periodo ideale:</b> Precedente ciascuna delle 3 generazioni di sfarfallamento		<b>N° minimo sessioni:</b> CINQUE	<b>Orario:</b> Diurno	
<b>Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio</b>	CINQUE	<b>N° minimo di persone da impiegare</b>	UNA	
<b>Note</b>				

Tabella 38 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Eriogaster catax*

**Metodo:** Conteggio larve gregarie su prugnolo e biancospino

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	Periodo ideale: aprile		N° minimo sessioni: UNA	Orario: Diurno
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA
Note				

Tabella 39 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Erannis ankeraria*

**Metodo:** Cattura a lume e conteggio degli adulti

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Trappola luminosa con tubo fluorescente attinico da 15W;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>			
	<b>Periodo ideale:</b> marzo		<b>N° minimo sessioni:</b> QUATTRO	<b>Orario:</b> Dopo il tramonto
<b>Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio</b>	CINQUE	<b>N° minimo di persone da impiegare</b>	DUE	
<b>Note</b>				

Tabella 40 – Scheda riassuntiva per il monitoraggio di *Arytrura musculus*

**Metodo:** Conteggio a lume degli adulti

<b>Materiale indispensabile</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>- GPS;</li> <li>- Data logger per la rilevazione di temperatura e umidità;</li> <li>- Mappa topografica dell'area con segnalazione schematica del transetto;</li> <li>- Quaderno da campo con penna o matita e gomma;</li> <li>- Guida per il riconoscimento sul campo della specie target;</li> <li>- Orologio;</li> <li>- Trappola luminosa con tubo fluorescente attinico da 15W;</li> <li>- Cartoncino bianco, matita e forbicine per i cartellini di eventuali provette;</li> </ul>				
	Periodo ideale: 15 luglio - 15 agosto		N° minimo sessioni: CINQUE	Orario: Dopo il tramonto	
Giornate di lavoro in una stagione di monitoraggio		CINQUE	N° minimo di persone da impiegare	UNA	
Note					

# INDICE

## A

abete bianco 98  
*abies*, *Picea* 109  
*Abies* 66, 98, 109  
*acervorum*, *Myrmecophilus* 59  
*achine*, *Lopinga* 12, **163**, 164, 243  
*Acilius* 73  
*Agriades* 13  
*Agriopsis* 187  
*alba*, *Abies* 66, 98, 109  
*album*, *Sedum* 121  
*alexanor*, *Papilio* 12, **113**, 114, 115, 229  
*Alnus* 45  
*alpina*, *Rosalia* 11, 12, **93**, 94, 95, 96, 226  
Anisoptera 31, 35, 39, 43, 45, 49  
*ankeraria*, *Erannis* 11, 12, **187**, 188, 249  
*annua*, *Poa* 159, 163  
*Aphantopus* 159  
Apiaceae 113  
*apollo*, *Parnassius* 12, **121**, 122, 123, 124, 125, 231  
*Aporia* 125, 184  
*aquaticus*, *Rumex* 133  
*aquilo*, *Agriades glandon* 13  
*aquispina*, *Myrmecophilus* 59  
Arctino 171  
*arge*, *Melanargia* 11, 12, **167**, 168, 196, 244  
Arge 167  
*Argynnis* 145, 146, 196, 237  
*Arianta* 62  
*arion*, *Phengaris* 12, **137**, 138, 139, 141, 235  
*Arion* 62  
*Aristolochia* 129, 130  
*arvensis*, *Knautia* 148  
*Arytrura* 11, 12, 189, 190, 250  
*asper*, *Morimus* **97**, 98, 99, 100, 227  
Astacidae 19  
*aurantiaria*, *Agriopsis* 187  
*aurinia*, *Euphydryas* 11, **147**, 148, 149, 150, 151, 238  
*aurulenta*, *Buprestis* 105  
*Austropotamobius* 11, 19, 22, 214, 215

## B

Baccante 163  
*barnabita*, *Osmoderma* 83, 84

*baronii*, *Myrmecophilus* 11, 12, 59  
*Berberis* 183  
biancospino 183, 184  
*bidentata*, *Cordulegaster* 32  
*bilineatus*, *Graphoderus* 11, 12, **73**, 74, 75, 222  
*Bolbelasmus* 11, 12, 111, 112  
*boltonii*, *Cordulegaster* 31, 32  
Bombice del prugnolo 183  
*borelii*, *Gortyna lunata* 13  
Bostrichidae 109  
*Brachypodium* 163, 167  
*Brachytrupes* 11, 12, 57, 58  
Bupreste splendida 105  
Buprestidae 105  
*Buprestis* 11, 12, 105, 106

## C

*caerulea*, *Molinia* 159  
*calabrica*, *Pinus laricio* 102  
*calcaria*, *Erebia* 11, 12, **157**, 158, 241  
*Callimorpha* 171  
Callimorphina 171  
*calpeiana*, *Macrothele* 13  
*cannabinum*, *Eupatorium* 171  
Carabidae 61, 65  
Carabo di Olimpia 61  
*Carabus* 11, 12, 61, 62, 64, 196, 220  
cardi 114  
*Cardus* 121  
*Carduus* 114, 118  
*Carex* 69, 159  
*Carum* 113  
*cassandra*, *Zerynthia* **129**, 130, 131  
Cassandra 129  
castagno 98  
*Castanea* 98  
*castellani*, *Coenagrion mercuriale* 27  
*catax*, *Eriogaster* 11, 12, **183**, 184, 185, 248  
*catena*, *Hesperia comma* 13  
*cecilia*, *Ophiogomphus* 11, 12, **35**, 36, 37, 38, 46, 218  
*Centaurea* 121  
*Centranthus* 114  
Cerambyce della quercia 89  
Cerambycidae 89, 93, 97, 98  
Cerambycinae 89, 93

*Cerambyx* 11, 12, 89, 91, 92, 93, 225  
*cerdo, Cerambyx* 11, 12, 89, 90, 91, 92, 225  
 Cervo volante 77  
*cervus, Lucanus* 11, 77, 78, 79, 80, 81, 196, 223  
 Cetoniidae 83  
 Cetoniinae 84  
 Cholevidae 107  
*christi, Erebia* 11, 12, **155**, 156, 240  
*Chrysocarabus* 61  
*chrysorrhoea, Euproctis* 184  
*cinnaberinus, Cucujus* 11, 12, **101**, 102, 103, 104, 228  
*cinxia, Melitaea* 147  
*Cirsium* 118, 121  
*clarkii, Procambarus* 20  
*Coenagrion* 11, 13, 27, 28, 29, 32, 195, 216  
 Coenagrionidae 27  
*Coenonympha* 11, 12, 159, 160, 161, 242  
 Coleoptera 11, 12, 61, 65, 69, 73, 77, 83, 89, 93, 97, 101, 105, 107, 109, 111  
 Coleopteri 88  
*communis, Ferula* 118  
*Cordulegaster* 11, 12, 31, 32, 34, 217  
 Cordulegastridae 31, 34  
 Cordulidae 47  
 Corduliidae 45  
*corsica, Ruta* 118  
*corsica, Viola* 145, 146, 237  
*corybas, Parnassius* 121, 125  
*Corydalis* 125, 126  
*crataegi, Aporia* 125, 184  
*Crataegus* 183, 184  
 Crespino 183  
*crispus, Rumex* 133  
*cristinae, Osmoderma* 83, 84, 87  
 CRUSTACEA 11  
 Cucujidae 101  
*Cucujus* 11, 12, 101, 103, 104, 228  
*Cucullia* 13  
*curtisii, Oxygastra* 11, 12, **45**, 46, 47, 219  
*cynthia, Euphydryas* 147, 148  
*Cypriacis* 105

## D

Decapoda 11, 19  
*defoliaria, Erannis* 187  
*Dianthus* 175  
*dispar, Lycaena* 11, 12, **133**, 134, 135, 234  
*distachyon, Brachypodium* 167  
*dominula, Callimorpha* 171  
*duvergeri, Acilius* 73  
 Dytiscidae 69, 73  
*Dytiscus* 11, 12, 17, 69, 71, 74

## E

*ebulus, Sambucus* 171  
*Echium* 175  
*Elater* 85  
*Eleagnus* 179  
*elisa, Argynnis* **145**, 146, 196, 237  
 Elisa 145  
*Epilobium* 175  
*Equisetum* 69  
*Erannis* 11, 12, 187, 188, 249  
 erba fienarola 163  
*Erebia* 11, 12, 13, 155, 157, 158, 240, 241  
 Erebia piemontese 155  
 Erebidae 171, 189  
 Erebide 171  
*eremita, Osmoderma* 11, 12, **83**, 84, 85, 86, 87, 88, 197, 224  
*Eriogaster* 11, 12, 183, 184, 185, 248  
*Erythromma* 27  
*Eupatorium* 171  
*Euphydryas* 11, 12, 147, 148, 149, 150, 151, 152, 153, 238, 239  
*Euplagia* 11, 171, 172, 173, 196, 245  
*Euproctis* 184  
*excelsior, Fraxinus* 151

## F

faggio 98  
 Faggio 125  
*Fagus* 66, 98  
*Falcaria* 113  
 Falena dell'edera 171  
*ferrugineus, Elater* 85  
*Ferula* 113, 118  
*Festuca* 155, 156, 157, 240  
*flavipes, Gomphus* 12, **39**, 40, 41, 218  
 frassino comune 151  
*Fraxinus* 151  
*funereus, Morimus* 11, 97, 98, 100, 196  
*fusca, Sympecma* 23

## G

Gambero dai piedi bianchi 19  
*ganglbaueri, Morimus* 97, 98  
*Gentiana* 148  
 Geometridae 187  
 Geotrupidae 111  
*glacigenita, Euphydryas* 147, 148  
*glandon, Agriades aquilo* 13  
*glutinosa, Alnus* 45

Gomphidae 35, 36, 37, 39, 43, 44  
*Gomphus* 12, 35, 39, 40, 41, 218  
*Gortyna* 13  
*Graellsia* 13  
*Graphoderus* 11, 12, 73, 74, 75, 222  
Gryllidae 57, 59

## H

*haematodes, Cucujus* 101, 102  
*heldreichii, Pinus* 105  
*Helix* 62  
*belle, Lycaena* 13  
*hellenica, Saga* 53  
*heros, Cordulegaster* 11, 12, **31**, 32, 33  
*Hesperia* 13  
*Hippophae* 179, 180  
*hippophaes, Hyles* 12, **179**, 180, 181, 247  
*hirsutum, Epilobium* 175  
*hochenwarti, Leptodirus* 11, **107**, 108  
*hospiton, Papilio* 11, 12, 17, 113, **117**, 118, 119, 120, 196, 230  
Hydraenidae 196  
*hydrolapathum, Rumex* 133, 134, 234  
*Hyles* 12, 179, 180, 181, 247  
*hyperanthus, Aphantopus* 159

## I

Ibernia di Anker 187  
INSECTA 11, 12  
*intermedia, Euphydryas* 151  
*Iphiclides* 113  
*isabellae, Graellsia* 13  
*Ischnura* 27  
*isolata, Polymixis rufocincta* 13  
*italicum, Osmoderma* 83, 84, 87  
*italicus, Austropotamobius* 20

## J

*Juglans* 98

## K

*Knautia* 118, 121, 148  
*kokiana, Gentiana* 148

## L

Lamiinae 97, 98  
*lanestris, Eriogaster* 184  
*lapponicus, Dytiscus* 70

*laricio, Pinus* 102, 103, 228  
Lasiocampidae 183  
*lassallei, Osmoderma* 83, 84  
*latissimus, Dytiscus* 11, 12, 17, **69**, 70, 71  
Leiodidae 107  
Lepidoptera 11, 12, 113, 117, 121, 125, 129, 133, 137, 141, 145, 147, 151, 155, 157, 159, 163, 167, 171, 175, 179, 183, 187, 189  
*Leptidea* 13  
*Leptodirus* 11, 107, 108  
*Lestes* 23  
Lestidae 23, 25  
*Leucorrhinia* 11, 12, 49, 50, 51  
Libellulidae 49, 51  
Licena delle paludi 133  
*Limax* 62  
*Limoniscus* 13  
*limosus, Orconectes* 20  
*Lindenia* 11, 12, 17, 43, 44  
*linearis, Stephanopachys* 13, 109  
loietto perenne 163  
*Lolium* 159, 163  
*Lonicera* 148, 151, 175  
*Lopinga* 12, 163, 164, 165, 243  
Lucanidae 77  
*Lucanus* 11, 77, 78, 79, 81, 196, 223  
*lunata, Gortyna borelii* 13  
*Lycaena* 11, 12, 13, 133, 134, 135, 234  
Lycaenidae 133, 137, 141

## M

Macaone 113, 117, 118  
Macaone di Sardegna 113, 117, 118  
*machaon, Papilio* 113, 117, 118  
*Macrothele* 13  
*Maculinea* 138, 142  
Maculinea del timo 137  
*marginaria, Agriopis* 187  
*maturna, Euphydryas* 11, 12, **151**, 152, 153, 239  
Maturna 151  
*media, Plantago* 148  
*medusa, Erebia polaris* 13  
*megacephalus, Brachytrupes* 11, 12, 57, 58  
*Melanargia* 11, 12, 167, 168, 169, 196, 244  
*Melitaea* 147  
Melitaeini 147  
*mercuriale, Coenagrion* 11, **27**, 28, 29, 32, 33, 195, 216  
*Mimas* 175  
*mixta, Cucullia* 13  
*mnemosyne, Parnassius* 12, **125**, 126, 127, 232  
*Molinia* 159  
Morimo funereo 97

*Morimus* 11, 97, 98, 99, 100, 196, 227  
*morsei*, *Leptidea* 13  
*musculus*, *Arytrura* 11, 12, **189**, 190, 250  
*Myrmecophilus* 11, 12, 59  
*Myrmica* 137, 138, 141, 143

## N

*Nardus* 157  
*natoliae*, *Saga* 53  
*nausithous*, *Phengaris* 13, 142  
*nigra*, *Pinus* 102, 103, 228  
*niobe*, *Argynnis* 145  
*nivalis*, *Erebia* 157  
noce 89, 98  
Nymphalidae 145, 147, 151, 155, 157, 159, 163, 167  
*Nymphalis* 13

## O

*obtusifolius*, *Rumex* 133  
*occitanica*, *Melanargia* 167, 168  
Odonata 11, 12, 23, 27, 31, 35, 39, 43, 45, 49  
*oedippus*, *Coenonympha* 11, 12, **159**, 160, 161, 242  
*Oenothera* 175  
*officinalis*, *Sanguisorba* 141, 142, 143  
Olivello spinoso 179, 180, 247  
*olympiae*, *Carabus* 11, 12, 61, 62, 63, 64, 196, 220  
*Ophiogomphus* 11, 12, 35, 36, 37, 38, 39, 46, 218  
*Opopanax* 113  
*Orconectes* 20  
*orientalis*, *Morimus* 97  
*Origanum* 121, 137, 175  
*ornatum*, *Coenagrion* 13, 27  
*Orthetrum* 49  
Orthoptera 11, 12, 53, 57, 59  
*Osmoderma* 11, 12, 83, 84, 85, 87, 88, 197, 224  
*ovina*, *Festuca* 155, 156, 240  
*Oxygastra* 11, 12, 45, 47, 219

## P

*paedisca*, *Sympecma* 12, **23**, 24, 25, 26, 32, 33, 216  
paleo rupestre 163  
*pallipes*, *Austropotamobius* 11, **19**, 20, 21, 22, 214, 215  
*palustris*, *Poa* 159  
*Papilio* 11, 12, 17, 113, 114, 115, 117, 118, 119, 120, 196, 229, 230  
Papilionidae 113, 117, 121, 125, 129  
*Paragomphus* 43  
*Parnassius* 12, 121, 122, 124, 125, 126, 127, 196, 231, 232  
*pectoralis*, *Leucorrhinia* 11, 12, 49, 50, 51  
*pedo*, *Saga* 12, 53, 54, 55, 219

*pennata*, *Stipa* 167  
*perenne*, *Lolium* 163  
*Phengaris* 11, 12, 13, 137, 138, 139, 141, 142, 143, 235, 236  
*phoebus*, *Parnassius* 121, 125  
*Phragmites* 43  
*Picea* 109  
*Pimpinella* 113  
*pineae*, *Pinus* 98  
pino domestico 98  
*Pinus* 98, 102, 103, 105, 109, 228  
pioppo 98  
*Pissodes* 102  
*Plantago* 148, 151  
*Poa* 159, 163  
*podalirius*, *Iphiclides* 113  
*polaris*, *Erebia medusa* 13  
Polissena 129  
*Polymixis* 13  
*polyxena*, *Zerynthia* 12, **129**, 130, 233  
*Populus* 98, 151, 189  
*pratensis*, *Poa* 159  
*pratensis*, *Succisa* 148  
*Procambarus* 20, 74  
*proserpina*, *Proserpinus* 12, **175**, 176, 177, 246  
Proserpina 175  
*Proserpinus* 12, 175, 176, 177, 246  
*provincialis*, *Euphydryas* 147, 148  
prugnolo 183, 184, 248  
*Prunus* 183, 184  
*Ptychotis* 113  
*pubescens*, *Quercus* 187  
*pulegioides*, *Thymus* 137  
*pumilus*, *Parnassius apollo* 122

## Q

*quadricollis*, *Stephanopachys* 109  
*quadripunctaria*, *Euplagia* 11, **171**, 172, 173, 196, 245  
quercia 98, 187  
*Quercus* 78, 98, 187

## R

*reticulatus*, *Leptodirus hochenwarti* 107  
*retusum*, *Brachypodium* 167  
*rhamnoides*, *Hippophae* 179, 180  
*Rhysodes* 11, 65, 66, 67, 221  
Rhysodinae 65, 66  
*rimicola*, *Eriogaster* 183  
Risode solcato 65  
*robur*, *Quercus* 78  
*romanorum*, *Bolbelasmus* 111

*Rosalia* 11, 12, 93, 95, 96, 226  
Roverella 187  
*ruber*, *Centranthus* 114  
*rubicunda*, *Leucorrhinia* 49  
*rubra*, *Myrmica* 141  
*ruginodis*, *Myrmica* 141  
*rugulosa*, *Myrmica* 141  
*Rumex* 133, 134, 234  
*rumina*, *Zerynthia* 129  
*Ruta* 118

## S

*sabuleti*, *Myrmica* 137  
*Saga* 12, 53, 54, 55, 219  
*Salix* 151, 189  
*Sambucus* 171  
*Sanguisorba* 141, 142, 143  
Satyrini 156  
*Scabiosa* 121  
*scabrinodis*, *Myrmica* 137, 141, 143  
Scarabeo eremita 83  
scarabeo odoroso 83  
*Sedum* 121  
*serpyllum*, *Thymus* 137  
*Seseli* 113  
Sfinge dell'olivello spinoso 179  
Sfinge del tiglio 175  
*siciliae*, *Parnassius apollo* 122  
Sphingidae 175, 179  
*spinosa*, *Prunus* 183, 184  
*splendens*, *Buprestis* 11, 12, **105**, 106  
*Stephanopachys* 11, 13, 109, 110  
*Stipa* 167  
*Stregona dentellata* 53  
*stricta*, *Nardus* 157  
*Stylurus* 12, 39  
*substriatus*, *Stephanopachys* 11, **109**, 110  
*Succisa* 148  
*sulcatus*, *Rhysodes* 11, 65, 66, 67, 221  
*sylvatica*, *Fagus* 66  
*sylvaticum*, *Brachypodium* 163, 167  
*sylvestris*, *Pinus* 105  
*Sympecma* 12, 23, 25, 26, 32, 33, 216  
*syriaca*, *Rosalia alpina* 94

## T

*teleius*, *Phengaris* 11, 12, 137, **141**, 142, 143, 236  
*tetraodon*, *Lucanus* 77, 78  
*tetraphylla*, *Lindenia* 11, 12, 17, 43, 44  
Tettigonidae 53  
*Thymus* 137

tiglio 98  
*Tilia* 98  
*tiliae*, *Mimas* 175  
*Torilis* 113  
*torrentium*, *Austropotamobius* 11, **19**  
*trinacriae*, *Cordulegaster* 11, 12, **31**, 32, 33, 46, 217  
*Trinia* 113  
*trivialis*, *Poa* 163  
*tulliae*, *Cucujus* 101, 102  
*tyndarus*, *Erebia* 157

## U

*unicornis*, *Bolbelasmus* 11, 12, **111**, 112

## V

*Vaccinium* 151  
valeriana rossa 114  
*vaualbum*, *Nymphalis* 13  
*verecundus*, *Morimus* 97  
*Veronica* 151  
*Viburnum* 151  
*Viola* 145, 146, 237  
*violaceus*, *Limoniscus* 13  
*Volucella* 194  
*vulgare*, *Echium* 175  
*vulgare*, *Origanum* 137  
*vulgaris*, *Berberis* 183

## W

*welensii*, *Cerambyx* 89, 91

## Z

Zerinzia 129  
*Zerynthia* 12, 129, 130, 131, 233  
Zygoptera 23, 27

Finito di stampare nel novembre 2013  
da Cierre Grafica  
via Ciro Ferrari 5, Caselle di Sommacampagna (VR)  
tel. 045 8580900 fax 045 8580907  
[www.cierrenet.it](http://www.cierrenet.it)



Con la pubblicazione di questo lavoro, l'Ufficio per la Biodiversità del Corpo Forestale dello Stato si è posto l'obiettivo di realizzare un manuale per la gestione delle specie italiane di artropodi inserite negli Allegati II e IV della Direttiva Habitat 92/43/CEE, che fosse al tempo stesso esauriente e di facile consultazione da parte dei gestori delle aree Rete Natura 2000 e di tutte le altre tipologie di Aree Protette.

Per ciascuna delle specie trattate è stata realizzata una scheda includente le nozioni base riguardanti la tassonomia, la diagnosi morfologica (sia a livello di genere – fatta esclusione per i lepidotteri, per i quali la classificazione generica è alquanto controversa –, sia a livello di specie), l'ecologia, la biologia, la fenologia e la distribuzione geografica. Ogni specie è stata presentata anche con il "nome comune italiano" (se esistente), fatta eccezione per gli odonati, per i quali è attualmente in corso una revisione di tutti i nomi comuni.

Inoltre, per tutte le specie per le quali erano disponibili

sufficienti informazioni, è stato proposto un protocollo di monitoraggio standard, insieme ad un'ampia review bibliografica sul tema. In considerazione del fatto che molti dei protocolli di monitoraggio proposti si basano sull'approccio di cattura-marcatura-ricattura (CMR), si è ritenuto opportuno dedicare un apposito capitolo relativo all'analisi dei dati raccolti utilizzando tale metodologia.

Infine, il capitolo conclusivo è stato dedicato ad un'analisi critica riguardo la lista di specie inserite negli Allegati II e IV della Direttiva, da un lato mettendone in evidenza le principali lacune, e dall'altro proponendo una serie di approcci utili per apportare possibili miglioramenti.

Lo studio è stato sviluppato nell'ambito della convenzione tra Corpo Forestale dello Stato, Centro Nazionale Biodiversità Forestale "Bosco Fontana" di Verona (CNBFVR) e il Dipartimento di Biologia e Biotecnologie dell'Università "La Sapienza di Roma" per "Ricerche tassonomiche su base morfologica e molecolare di specie forestali di Invertebrati elencati nella Direttiva Habitat 92/43/CEE".

L'Ufficio per la biodiversità del Corpo Forestale dello Stato (UB), con sede a Roma, è preposto alla tutela e salvaguardia delle 130 riserve naturali statali riconosciute d'importanza nazionale e internazionale, con funzioni di coordinamento e di indirizzo delle attività di studio, di sperimentazione e tecnico-amministrative dei 28 Uffici territoriali per la biodiversità, dislocati su tutto il territorio nazionale.

Il Centro Nazionale Biodiversità Forestale "Bosco Fontana" di Verona (CNBFVR), riconosciuto con il Decreto Legislativo n. 227 del 2001, si occupa di tassonomia, sistematica, ecologia e monitoraggio degli invertebrati terrestri primariamente nelle riserve naturali statali, nella rete europea "Natura 2000" e nella rete ecologica internazionale di ricerche di lungo termine "LTER". Svolge attività consultiva scientifica per l'Ufficio per la Biodiversità.

Il Dipartimento di Biologia e Biotecnologie Charles Darwin (BBCD) nasce dalla riorganizzazione dei Dipartimenti dell'Area Biologica della Sapienza avvenuto nel 2010 e ha l'obiettivo di sviluppare e integrare le linee di ricerca dell'area biologica riferite all'organizzazione e all'analisi funzionale della biodiversità, ai livelli molecolare, cellulare, sistemico, organismico e popolazionistico. L'attività di ricerca comprende gli aspetti fondamentali delle principali discipline biologiche, includendo gli aspetti evolutivisti, biotecnologici e applicativi ad esse correlati.



Life 11 NAT/IT/000252 MIPP  
Monitoring Insects with public participation



MINISTERO POLITICHE AGRICOLE  
ALIMENTARI E FORESTALI



Corpo Forestale dello Stato



MINISTERO DELL'AMBIENTE  
E DELLA TUTELA DEL TERRITORIO E DEL MARE

