

Beneficiario Coordinatore



Con il Contributo di



LIFE13 NAT/IT/000371

SUN LIFE

La Strategia Umbra per Natura 2000

AZIONE D.1

LINEE GUIDA DEGLI INVERTEBRATI TERRESTRI E ACQUATICI

30 marzo 2017

DIPARTIMENTO DI CHIMICA, BIOLOGIA E BIOTECNOLOGIE

Gianandrea La Porta, Alessandro Dell'Otto

Enzo Goretti, Manuela Rebora, Matteo Pallottini

Beneficiari Associati



Cofinanziatore



LINEE GUIDA PER IL MONITORAGGIO: INSETTI ODONATA

A cura di: Gianandrea La Porta e Alessandro dell'Otto

Classe:	Insecta
Ordine:	Odonata

Indice

- Introduzione
- Strumentazione tecnica necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico;
- Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio;
- Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat;
- Confronto con i protocolli nazionali e quelli previsti nell'ambito delle Direttive comunitarie.

Introduzione

A livello europeo oltre il 15% delle specie di odonati risultano minacciate e la Direttiva Habitat include 11 specie in Allegato II e 13 in Allegato IV. Le presenti linee guida esaminano tre specie di odonati, incluse nell'allegato II della Direttiva Habitat, rinvenute durante le attività di monitoraggio periodico condotte dall'Università degli Studi di Perugia per l'Osservatorio Regionale per la Biodiversità, il Paesaggio Rurale e la Progettazione Sostenibile. Le specie sono:

- *Coenagrion mercuriale*
- *Oxygastra curtisii*
- *Lindenia tetraphylla*

***Coenagrion mercuriale* (Charpentier, 1840)**

C. mercuriale (Natura 2000 species code 1044) è una delle cinque specie di Coenagrionidae presenti in Umbria. Si tratta di una libellula di piccola taglia (lunghezza totale compresa tra i 3–4 cm) il cui maschio ha una colorazione azzurra e nera, con un caratteristico disegno sul II segmento addominale con la forma

tipica ad “elmo di Mercurio” e con pterostigmi scuri, a forma di rombo, caratterizzati da una porzione centrale nerastra circondata da un bordo più chiaro. La femmina è nera e verde con gli ultimi segmenti addominali neri ed azzurri. La specie è classificata come NT (Quasi Minacciata) secondo la Lista Rossa IUCN delle Libellule Italiane (Riservato et al. 2014). La specie è principalmente minacciata dalla riduzione degli habitat, dalle derivazioni idriche, dagli interventi di sistemazione idraulica, dall'intensificazione dell'agricoltura e dall'inquinamento delle acque (Tab. 1).

Pressioni	Minacce
A02.01 - agricultural intensification	A02.01 - agricultural intensification
A03 - mowing / cutting of grassland	A03 - mowing / cutting of grassland
A06 - annual and perennial non-timber crops	A06 - annual and perennial non-timber crops
A07 - use of biocides, hormones and chemicals	A07 - use of biocides, hormones and chemicals
B01 - forest planting on open ground	B01 - forest planting on open ground
J02.01 - landfill, land reclamation and drying out	J02.01 - landfill, land reclamation and drying out
J02.06 - water abstraction from surface waters	J02.06 - water abstraction from surface waters
J02.10 - management of aquatic and bank vegetation for drainage purpose	J02.10 - management of aquatic and bank vegetation for drainage purpose
J03.01 - reduction or loss of specific habitat features	H01 - pollution to surface waters

***Oxygastra curtisii* (Dale, 1834)**

O. curtisii (Code 1041) è un Corduliidae di medie dimensioni di colore verde metallico con un particolare pattern a macchie longitudinali gialle sul dorso dell'addome. Quest'ultimo è longilineo e si allarga distalmente all'altezza degli ultimi uriti. La specie è classificata come NT (Quasi Minacciata) secondo la Lista Rossa IUCN delle Libellule Italiane. La specie è minacciata dagli interventi di sistemazione idraulica delle sponde, dal taglio delle specie arboree del corridoio fluviale, dai prelievi e derivazioni delle acque e dal loro inquinamento (Tab. 2).

Pressioni	Minacce
J02.03 - canalisation and water deviation	J02 - human induced changes in hydraulic conditions
	J02.03 - canalisation and water deviation
	J02.01 - landfill, land reclamation and drying out
	H01 - pollution to surface waters
Pressioni su Habitat 91E0*	Riduzione habitat 91E0* e relative minacce

***Lindenia tetraphylla* (Vander Linden, 1825)**

L. tetraphylla (Code 1043) è un Gomphidae di grandi dimensioni (7–8 cm di lunghezza) con torace olivastro e addome con macchie gialle sul dorso ed espansione fogliacea caratteristica in corrispondenza del 7° e 8° urite. La specie è classificata come NT (Quasi Minacciata) secondo la Lista Rossa IUCN delle Libellule Italiane. La specie è minacciata dalla compromissione degli habitat, dal turismo, dai processi di eutrofizzazione delle acque e dal loro inquinamento (Tab. 3).

Pressioni	Minacce
J02 - human induced changes in hydraulic conditions	A10.01 - removal of hedges and copses or scrub J02.01 - landfill, land reclamation and drying out J02.06 - water abstraction from surface waters H01 - pollution to surface waters J02.10 - management of aquatic and bank vegetation for drainage purpose

Strumentazione tecnica

Gli odonati sono insetti con un ciclo biologico a tre stadi principali: uovo, larva e adulto. Uova e larve sono strettamente dipendenti dall'ambiente acquatico per il loro sviluppo, mentre la fase dell'adulto coinvolge 1) l'ambiente subaereo per la ricerca di cibo, ricovero e maturazione e 2) l'ambiente acquatico per la riproduzione. Per tale motivo, a seconda dello stadio biologico che si intende indagare, è necessario utilizzare strumentazioni e tecniche differenti. La fase larvale può essere studiata mediante la raccolta diretta di larve o exuviae ed è particolarmente utile per comprendere quali specie colonizzano un biotopo e avere informazioni indirette circa la qualità dell'habitat acquatico e delle sue acque. L'osservazione degli stadi adulti, consente, generalmente, di raccogliere informazioni sulla ricchezza in specie di un biotopo molto più rapidamente, ma, in virtù dell'elevata capacità di dispersione di alcune specie, è difficile essere certi che ogni esemplare osservato sia sfarfallato nell'ambiente indagato. Per tale motivo è sempre importante annotare per ogni specie comportamenti come: formazione di coppie riproduttive, attività di ovideposizione e presenza di esemplari neosfarfallati che possono essere indicatori indiretti della presenza di una popolazione larvale.

Raccolta larve

Le larve di odonati possono essere raccolte utilizzando draghe di medie dimensioni (es. 30–40 cm di lato) trascinate a mano o con retini immanicati con intelaiatura d'acciaio. Per la tela del sacco è consigliato utilizzare nylon con maglie standard (21 maglie/cm) per la cattura delle larve dei primi stadi vitali o con maglie di dimensione maggiore (1 mm) per la raccolta di larve di instar intermedi e finali. Su substrati molli la draga va trascinata non troppo lentamente, per evitare che le forme mobili fuggano, e infossata di uno/due cm per la raccolta delle larve immerse nel sedimento (*bottom-dweller*). Utilizzando il retino immanicato è possibile eseguire il campionamento in più tipologie di microhabitat, compreso il passaggio attraverso la vegetazione acquatica per la cattura delle larve vaganti (*weed-dweller*). Per la loro conservazione è possibile riporre gli esemplari a secco, ma per un migliore mantenimento nel tempo è preferibile utilizzare alcool 70%. Per le attività di campo è consigliato l'utilizzo di vaschette bianche per il sorting del materiale biologico campionato, mentre in laboratorio è necessario disporre di uno stereomicroscopio e di guide per la determinazione degli esemplari.

Raccolta exuviae

Le exuviae sono i resti dell'esoscheletro degli esemplari che hanno effettuato la muta immaginale e rappresentano un importante indicatore di residenza delle popolazioni. La raccolta delle exuviae avviene a mano attraverso un processo di ricerca attiva, anche se è possibile predisporre dei supporti che fungano da trappole di emersione. Per il reperimento delle exuviae è necessario eseguire un controllo accurato della vegetazione ripariale e delle parti emergenti dall'acqua delle piante acquatiche, delle strutture con legno morto o altri elementi abiotici (es. pietre, roccia o strutture antropiche) in relazione alla specie indagata. Gli esemplari trovati possono essere stoccati in barattoli contrassegnati con data e località di raccolta, assicurandosi che non vi siano tracce di umidità. Come per le larve per la loro conservazione è possibile riporre gli esemplari a secco o in alcool 70%.

Raccolta/Osservazione adulti

La ricerca degli esemplari adulti deve essere eseguita durante giornate soleggiate, in condizioni di assenza o limitata presenza di vento, tra le ore 9:00 e le 18:00. La raccolta degli esemplari può essere effettuata mediante retino entomologico, con manico telescopico e rete in polietilene con bordatura di protezione per il cerchio metallico in cotone, oppure ci si può limitare alla semplice osservazione mediante binocolo (es. tipo 8.5x21) e macchina fotografica, preferibilmente dotata di obiettivi macro (es. 105 mm).

Oltre alla registrazione dell'osservazione, per ogni sito di osservazione è consigliato annotare informazioni relative a:

- data ora e località,

- posizione mediante coordinate geografiche,
- quota,
- direzione e intensità del vento,
- condizioni meteo.

A questi dati generali si suggerisce di abbinare in prossimità dei siti di riproduzione la registrazione dei valori di temperatura dell'aria e dell'acqua, ossigeno disciolto, pH, conducibilità, umidità relativa dell'aria (RH%) e pressione atmosferica (hPA).

Tempi e periodi di monitoraggio

Il campionamento delle larve può essere condotto in tutti i mesi dell'anno, tenuto conto che 1) nei diversi periodi si osserveranno differenti coorti e che 2) in corrispondenza del periodo di sfarfallamento si avrà una forte riduzione del numero di larve presenti in acqua. Per tal motivo si raccomanda la raccolta delle larve nei mesi precedenti l'emersione degli adulti in modo tale da poter avere una più alta probabilità di cattura di esemplari di maggiori dimensioni e con caratteri tassonomici ben delineati. La raccolta delle exuviae andrà invece programmata in funzione della fenologia della specie, massimizzando lo sforzo nel periodo di massima emergenza.

Il periodo di volo degli adulti varia in funzione della specie e delle condizioni climatiche annuali. In generale, in Italia centrale, il periodo migliore per l'osservazione di odonati varia tra il mese di aprile e il mese di ottobre. In particolare, per le tre specie in oggetto si raccomanda di effettuare monitoraggi nel periodo compreso tra l'inizio del mese di giugno e la metà di luglio per *C. mercuriale*, tra la metà di giugno e la fine di agosto per *O. curtisii* e da maggio ad agosto per *L. tetraphylla*.

Si raccomanda di eseguire il campionamento in almeno cinque/sette sessioni giornaliere, distribuite in modo uniforme all'interno dell'orizzonte temporale indicato per ciascuna specie.

Indicatori di stato di conservazione

Per la definizione dello stato di conservazione delle specie è necessario riferirsi a tre parametri fondamentali: 1) popolazione, 2) habitat e 3) range. Lo stato di conservazione è considerato **favorevole** quando si verificano 3 condizioni: - i dati relativi all'andamento delle popolazioni della specie in causa indicano che tale specie continua e può continuare a lungo termine ad essere un elemento vitale

degli habitat naturali cui appartiene, - l'area di ripartizione naturale di tale specie non è in declino né rischia di declinare in un futuro prevedibile, - esiste e continuerà probabilmente ad esistere un habitat sufficiente affinché le sue popolazioni si mantengano a lungo termine.

Coenagrion mercuriale

1) Popolazione

E' un specie rara per la regione Umbria in cui sono note alcune popolazioni in piccoli corsi d'acqua esterni a siti della rete Natura 2000. Per il monitoraggio delle popolazioni è da preferire il censimento degli esemplari adulti. Il campionamento delle larve, pur avendo l'indubbio vantaggio di poter essere eseguito in ogni periodo dell'anno, presenta alcune criticità: la cattura delle larve non è semplice e per una corretta determinazione degli esemplari è necessario il loro trasferimento in laboratorio e una manipolazione sotto stereomicroscopio. Inoltre, la stima della popolazione con metodi quantitativi basata su questo stadio biologico risulterebbe difficoltosa e poco accurata.

Il monitoraggio degli esemplari adulti fornisce maggiori garanzie di efficacia e può essere condotto secondo due metodologie principali: 1) transetto con stima visuale (VES) 2) cattura, marcatura e ricattura (CMR)

Transetto

Individuato il sito di presenza della specie è necessario definire un tratto del corso d'acqua di lunghezza non inferiore ai 100 m, lungo una delle due sponde. Il transetto va percorso lentamente (velocità < 0.1 m/s) annotando e conteggiando tutti gli esemplari di sesso maschile osservati in un raggio di 2 m. La quantità di tempo impiegata durante la prima sessione di rilevamento deve essere annotata e tenuta in considerazione nelle successive sessioni al fine di applicare uno sforzo di indagine costante. Il transetto deve essere ripetuto almeno 5/7 volte nel periodo compreso tra giugno e la metà del mese di luglio, in giornate soleggiate e prive di vento. La conversione del numero di esemplari osservati in una stima della popolazione può essere eseguita attraverso l'analisi della *detection history* e della contattabilità della specie. Poiché la contattabilità della specie può variare di anno in anno, la procedura di monitoraggio va eseguita almeno 1 volta ogni 3 anni al fine di definire il trend della popolazione.

Cattura Marcatura Ricattura

Per l'applicazione del metodo è necessario definire un'area campione, la più estesa possibile ma non eccessiva, e provvedere alla cattura e marcatura di tutti gli esemplari maschi e femmine con retino entomologico o limitarla, eventualmente, ai soli esemplari maschi. Le sessioni di cattura vanno eseguite ad intervalli di tempo regolari, annotando la lunghezza del tratto percorso e il tempo impiegato per il

completamento delle operazioni, al fine di evitare distribuzioni irregolari delle catture nello spazio e nel tempo. La marcatura va effettuata sull'ala posteriore destra o sinistra, utilizzando pennarelli indelebili, resistenti alla luce, possibilmente di diversi colori al fine di ricostruire in modo efficace la *capture history* degli esemplari. Non è necessaria una marcatura con riconoscimento individuale, ma è sufficiente per coorti. Qualora non si disponga di un adeguato numero di colori è possibile alternare sessioni di cattura su ala destra con sessioni con marcatura su ala posteriore sinistra. Le ricatture vanno segnalate con una nuova marcatura: un esemplare catturato due volte avrà quindi due mark su ali diverse. Il transetto deve essere ripetuto almeno 5/7 volte nel periodo compreso tra giugno e la metà del mese di luglio, in giornate soleggiate e prive di vento. Per la stima della popolazione è suggerito il metodo di Jolly-Seber per popolazioni aperte con parametrizzazione POPAN per la stima dell'abbondanza della popolazione (N), della sopravvivenza (ϕ), della catturabilità (p) e del reclutamento (pent) in condizioni costanti o variabili nel tempo. Le elaborazioni dovranno essere eseguite in modo distinto per maschi e femmine, poiché la loro probabilità di cattura e sopravvivenza difficilmente può essere assunta come uguale. La procedura di monitoraggio va eseguita almeno 1 volta ogni 3 anni al fine di definire i trend delle popolazioni. Dati di letteratura riportano in 110 esemplari il valore soglia per la definizione di una popolazione in stato favorevole.

2) Habitat

E' riconosciuto che le macrofite rivestono un importante ruolo nel determinare la struttura dell'habitat di questa specie. Sono note 20 essenze vegetali in cui la specie depone le uova, ma maggiori approfondimenti dovranno essere condotti nel territorio regionale. *C. mercuriale* vive in piccoli corsi d'acqua, soleggiati, con debole corrente e con abbondante vegetazione acquatica e ripariale.

3) Range

La scelta di una metodologia per la definizione del range della specie all'interno del territorio regionale deve essere calibrata in funzione del numero e della distribuzione delle popolazioni note. Dati di letteratura evidenziano che la capacità di dispersione della specie è limitata ad alcuni chilometri, probabilmente meno di 4.5. Poiché al momento in Umbria sono presenti solo poche popolazioni alcune delle quali distanti fra loro oltre questa soglia, si può solo ipotizzare la presenza di popolazioni isolate e non è possibile suggerire alcun metodo per la stima del range. Ulteriori indagini nel territorio regionale risultano necessarie per la definizione di questo parametro. Dati di letteratura riportano 4033 kmq come valore soglia per la definizione di un range di stato favorevole a scala nazionale (UK).

Oxygastra curtisii

1) Popolazione

E' un specie piuttosto rara per la regione Umbria e non sono note popolazioni, ma solo segnalazioni di singoli esemplari, anche se recenti osservazioni fanno supporre l'esistenza di una popolazione strutturata in un corso d'acqua esterno alla rete N2000. Per il monitoraggio dello stato di conservazione è da preferire il censimento delle exuviae. E' noto infatti che le aree in cui si sviluppano ed emergono le larve sono ristretti a specifici microhabitat che non coincidono con i territori degli adulti. Dopo aver accertato la presenza di popolazioni, la ricerca e il conteggio delle exuviae deve essere condotto su substrati idonei definendo un transetto spondale da esplorare con sforzo a tempo costante per almeno 5 volte nel periodo compreso tra metà giugno e fine agosto.

2) Habitat

Il rilevamento delle exuviae è determinante per la comprensione delle esigenze ecologiche della specie. In Umbria non risultano raccolte di larve o di exuviae, mentre vi sono segnalazioni di esemplari adulti. Dati di letteratura riportano un habitat fortemente legato a tratti lenticici di corsi d'acqua, caratterizzati da una densa vegetazione arbustiva ripariale, con sponde ombreggiate e presenza di ontani (*Alnus glutinosa*). In particolare le radici di questo albero sembrano essere un habitat elettivo per la larve della specie.

3) Range

Al momento risulta impossibile fornire metodi per la valutazione di questo parametro nel contesto umbro.

Lindenia tetraphylla

1) Popolazione

E' una specie molto rara che è stata osservata in regione soltanto con individui isolati presso il lago Trasimeno e zone limitrofe. Al momento non ci sono elementi per definire se esista una popolazione, ma è probabile che questo biotopo venga frequentato anche da esemplari in dispersione provenienti dai vicini bacini toscani. Non è possibile, quindi, suggerire alcuna strategia per il monitoraggio, ma è ugualmente importante accertare la presenza ripetuta negli anni di esemplari adulti, con particolare riguardo all'occorrenza di femmine, esemplari neosfarfallati, in accoppiamento o in deposizione.

2) Habitat

La specie frequenta ambienti di acque lentiche, generalmente di grandi dimensioni e caratterizzati dalla presenza di estesi canneti (*Phragmites australis*). In alcuni casi la specie è stata segnalata anche in corsi d'acqua corrente. Solo in pochi bacini litoranei del versante tirrenico e della Sardegna è stata accertata la riproduzione.

3) Range

Al momento risulta impossibile fornire metodi per la valutazione di questo parametro.

Confronto con protocolli nazionali

Le indicazioni fornite nel presente manuale per le specie *O. curtisii* e *L. tetraphylla* si basano, in gran parte, sulle stesse fonti che hanno portato alla redazione del Manuale di monitoraggio nazionale di specie e Habitat di interesse comunitario (ISPRA, 2016) e pertanto giungono alla formulazione di indicazioni in sostanza sovrapponibili. L'assenza di popolazioni stabili e la rarità di queste due specie di odonati in ambito regionale hanno finora reso impossibile avviare attività di monitoraggio specifiche da cui desumere indicazioni pratiche e sufficientemente robuste per confermare o confutare quanto riportato nella letteratura scientifica internazionale. Al contrario, al momento della realizzazione del manuale è in corso una sperimentazione sul campo di monitoraggio di *C. mercuriale*, la prima in ambito nazionale, condotta con metodo CMR dalla quale sono già emerse alcune indicazioni pratiche.

Rispetto a quanto indicato nelle linee guida ministeriali, gli autori propongono una variazione con semplificazione del metodo di marcatura per l'applicazione del metodo CMR. Non essendo infatti necessaria una marcatura individuale degli esemplari, l'annotazione di un numero di riferimento può essere omessa. Tale operazione è tra l'altro particolarmente difficoltosa se si considera: 1) la minuta superficie alare di questa specie e 2) che l'operazione richiede un'elevata esperienza nella gestione manuale degli esemplari e che una manipolazione prolungata nel tempo può portare ad un danneggiamento accidentale delle ali. Al contrario, può essere sufficiente una marcatura a spot sull'ala (anche la marcatura del torace può essere omessa), eseguita con pennarelli indelebili e resistenti alla luce, operazione da ripetere nelle successive sessioni variando il colore del pennarello e, eventualmente per le ricatture, l'ala di riferimento. Al riguardo, si sconsiglia di utilizzare l'ala anteriore sinistra come riportato nelle linee guida ministeriali, ma di iniziare sempre dall'ala posteriore sinistra dell'esemplare, in modo tale da ridurre significativamente i tempi di manipolazione. L'attività sperimentale conferma invece l'importanza di svolgere sessioni di campionamento intervallate di 1 o 2 giorni al massimo e di evitare invece intervalli più lunghi che possono portare ad una forte riduzione del numero di ricatture e quindi ad una stima dei parametri POPAN con intervalli di confidenza più ampi.

I risultati dell'attività di monitoraggio di *C. mercuriale* nel territorio umbro sono in corso di archiviazione ed elaborazione, ma per la fine del progetto SUNLife potranno essere eventualmente inclusi in allegato specifico come esempio di attività svolta parallelamente al progetto in modalità non onerosa.

References

- Allen K. a. & Thompson D.J. (2013) Population size and survival estimates for the rare damselflies, *Coenagrion mercuriale* and *Ischnura pumilio*. Insect Conservation and Diversity.
- Boudot J. (2014) A brief observation of egg laying in *Lindenia tetraphylla* (Odonata : Gomphidae) on Kríti (Crete), Greece. Notulae Odonatologicae 8, 94–96.
- Boudot J., Knijf G. De, Dyatlova E. & Riservato E. (2010) European Red List of Dragonflies, Publicatio. IUCN Publications Services, Luxemburg.
- Hassall C. & Thompson D.J. (2011) Study design and mark-recapture estimates of dispersal: a case study with the endangered damselfly *Coenagrion mercuriale*. Journal of Insect Conservation, 111–120.
- Kleinbaum D.G. (2005) Statistics for Biology and Health. Leipelt K.G. & Suhling F. (2001) Habitat selection of larval *Gomphus graslinii* and *Oxygastra curtisii* (Odonata: Gomphidae, Corduliidae). International Journal of Odonatology 4, 23–34.
- MacKenzie D.I., Nichols J.D., Royle J.A., Pollock K.H., Bailey L.L. & Hines J.E. (2006) Occupancy Estimation and Modeling. Inferring patterns and dynamics of species occurrence.
- Mahdjoub H., Khelifa R., Zebba R., Mellal M.K., Bouslama Z. & Houhamdi M. (2014) Aspects of reproductive biology and ecology of *Coenagrion mercuriale* at its southern range margin. International Journal of Odonatology, 1–8.
- Ott J., Schorr M., Trockur B. & Lingenfelder U. (2007) Species Protection Programme for the Orange-spotted Emerald (*Oxygastra curtisii*, Insecta: Odonata) in Germany. Pensoft Publishers.
- Purse B. V., Hopkins G.W., Day K.J. & Thompson D.J. (2003) Dispersal characteristics and management of a rare damselfly. Journal of Applied Ecology 40, 716–728.
- Purse B. V. & Thompson D.J. (2003) Emergence of the damselflies, *Coenagrion mercuriale* and *Ceriagrion tenellum* (Odonata: Coenagrionidae), at their northern range margins, in Britain. European Journal of Entomology 661, 93–99.
- Purse B. V. & Thompson D.J. (2009) Oviposition site selection by *Coenagrion mercuriale* (Odonata: Coenagrionidae). INTERNATIONAL JOURNAL OF ODONATOLOGY 12, 257–273.
- Riservato E. (2014) Lista rossa delle Libellule Italiane.
- Riservato E., Boudot J., Feirrer S. & Jovic M. (2009) The status and distribution of dragonflies of the Mediterranean Basin. Gland.
- Rouquette J.R. & Thompson D.J. (2005) Habitat associations of the endangered damselfly, *Coenagrion mercuriale*, in a water meadow ditch system in southern England. Biological Conservation 123, 225–235.
- Rouquette J.R. & Thompson D.J. (2006) Roosting site selection in the endangered damselfly, *Coenagrion mercuriale*, and implications for habitat design. Journal of Insect Conservation 11, 187–193.
- Rouquette J.R. & Thompson D.J. (2007) Patterns of movement and dispersal in an endangered damselfly and the consequences for its management. JOURNAL OF APPLIED ECOLOGY 44, 692–701.

- Sahlén G., Bernard R., Cordero Rivera A., Ketelaar R. & Suhling F. (2004) Critical species of Odonata in Europe. *International Journal* 7, 385–398.
- Schorr M., Schneider W. & Dumont H.J. (1998) Ecology and Distribution of *Lindenia tetraphylla* (Insecta, Odonata, Gomphidae): a Review. *International Journal of Odonatology* 1, 65–88.
- Schwarz C.J. (2014) CHAPTER 12 Jolly-Seber models in MARK. *Mark*, 12.1–12.52.
- Seber G. a (1986) A review of estimating animal abundance. *Biometrics* 42, 267–292.
- Surdo S. (2017) First record of *Lindenia tetraphylla* (Vander Linden, 1825) and rediscovery of *Orthetrum nitidinerve* (Selys, 1841) in Sicily (Insecta: Odonata). *Fragmenta entomologica* 49, 185–189.
- Trizzino M., Audisio P., Bisi F., Bottacci A. & Campanaro A. (2013) Quaderni Conservazione Habitat 7–2013.
- Watts P.C., Kemp S.J., Saccheri I.J. & Thompson D.J. (2005) Conservation implications of genetic variation between spatially and temporally distinct colonies of the endangered damselfly *Coenagrion mercuriale*. *Ecological Entomology* 30, 541–547.
- Watts P.C., Rousset F., Saccheri I.J., Leblois R., Kemp S.J. & Thompson D.J. (2007) Compatible genetic and ecological estimates of dispersal rates in insect (*Coenagrion mercuriale*: Odonata: Zygoptera) populations: analysis of 'neighbourhood size' using a more precise estimator. *Molecular Ecology* 16, 737–751.
- 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). *The Journal of animal ecology* 76, 790–800.

LINEE GUIDA PER IL MONITORAGGIO: MOLLUSCHI, CROSTACEI, INSETTI (ORTOTTERI, COLEOTTERI, LEPIDOTTERI)

A cura di: Enzo Goretti, Manuela Rebora, Matteo Pallottini

STRUTTURA DEL DOCUMENTO:

Per tutte le specie di invertebrati degli Allegati II, IV e V della Direttiva 92/43/CEE "Habitat" presenti in Umbria sono state sviluppate delle schede che riportano le seguenti informazioni:

Nome specie

Nome comune:

Nome Direttiva Habitat:

Codice Specie:

Specie citata nei seguenti allegati:

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Ecologia e biologia:

Distribuzione:

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]*

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio
- Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico
- Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio
- Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat

* Ad eccezione dei molluschi

MOLLUSCHI

Unio mancus Lamarck, 1819

Nome comune: Unione

Nome Direttiva Habitat: *Unio elongatulus*

Codice Specie: 1033

Specie citata nei seguenti allegati: V

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Mollusco Bivalve caratterizzato da una conchiglia di forma variabile, generalmente ovale e allungata, spessa e piuttosto pesante, con superficie esterna ornata da linee di accrescimento concentriche e interno delle valve madreperlaceo. Il cardine presenta apofisi cardinali abbastanza robuste. La specie può raggiungere circa 11 cm di lunghezza e circa 5 cm di altezza.

La tassonomia del genere *Unio* è ancora in corso di revisione. In passato, in Italia veniva suddiviso in più specie oppure considerato come un'unica specie, *U. elongatulus* (Pfeiffer, 1825) ripartita in varie sottospecie. Di recente, analisi genetiche di alcune popolazioni italiane hanno dimostrato come la maggior parte delle *Unio* italiane siano conspecifiche con *Unio mancus* Lamarck, 1819, una specie originariamente descritta per la Francia.

Ecologia e biologia:

È una specie di acque debolmente correnti e di ambienti lentici. Vive infossata nei sedimenti sabbiosi o fangosi dei corsi d'acqua a debole corrente, dei canali e dei laghi e non tollera alti livelli di inquinamento. Si nutre di particelle in sospensione nell'acqua che filtra attraverso le branchie; soltanto la parte posteriore della conchiglia, che ospita i sifoni inalante ed esalante, resta scoperta all'esterno. Presenta sessi separati. Gli embrioni si sviluppano inizialmente nelle tasche incubatrici del mollusco e poi conducono un breve periodo di vita ectoparassitaria su pesci (larva *glochidium*). Dopo circa 3-6 settimane, le larve si trasformano in giovani adulti che si liberano e si lasciano cadere sul fondo. La maturità sessuale è raggiunta non oltre il 3° anno di età.

Distribuzione:

La specie è diffusa in tutti i paesi del bacino del Mediterraneo. È presente nelle acque dolci di tutta la penisola Italiana, comprese la Sicilia e la Sardegna.

In Umbria è segnalata soprattutto nella parte sud-occidentale della regione.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

Non sono state proposte specifiche e standardizzate tecniche di monitoraggio per *U. elongatulus*. È plausibile proporre l'uso di tecniche di monitoraggio impiegate per altri Unionoidea (es., *Margaritifera* spp.), in linea con analoghe proposte (es., Pou i Rovira et al., 2014). Si propone quindi di adottare un metodo di monitoraggio derivato da quello proposto da Young et al. (2001), basato su *visual census* in transetti di 50 x 1 m e quadrati di 1 m x 1 m, posizionati in siti caratterizzati da habitat idonei (con depositi di sabbia grossolana, pulita, protetti da ciottoli o rocce). I transetti vanno percorsi controcorrente (a piedi con un secchio a fondo trasparente o a nuoto con maschera), contando tutti i bivalvi presenti. Una serie di cinque quadrati da 1 m², a intervalli di 10 m lungo un transetto di 50 m, andranno esplorati a fondo contando i bivalvi (anche quelli eventualmente nascosti sotto rocce e ciottoli o infossati) e misurandone la lunghezza massima. Eventuali resti di bivalvi morti (conchiglie) saranno contati a parte. Di norma dovranno essere effettuati tre transetti per sito ed una serie di quadrati per transetto. Nella prima visita di un sito, le conte andranno effettuate per tutto il transetto e per tutti i quadrati. Solo se la differenza tra le conte dei transetti e quelle dei rispettivi quadrati (conta transetti – [conta dei 5 quadrati x 10]) sarà inferiore al 10%, si potranno usare i transetti come metodo di censimento speditivo. Nelle visite successive, i transetti o i quadrati andranno campionati solo fino a contare 50 individui viventi (10 ind./m² di cui almeno il 20% rappresentato da giovani, ossia di lunghezza massima < 50 mm).

Stima del parametro popolazione.

La popolazione è considerata in condizioni favorevoli se sono stati contati almeno 10 individui/m², di cui almeno il 20% giovani di cui alcuni giovanissimi (lunghezza massima < 25 mm), altrimenti le condizioni saranno giudicate sfavorevoli. Dopo la prima visita, sarà possibile attribuire la popolazione ad una delle due categorie secondo i seguenti criteri: 1) favorevoli: condizioni mantenute o condizioni riacquisite; 2) sfavorevoli: nessun cambiamento, in declino, habitat parzialmente distrutto, habitat totalmente distrutto/specie persa dal sito (Young et al., 2001).

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

Habitat qualificati per la specie prevedono presenza di depositi di sabbia pulita, anche protetti da ciottoli o rocce o tra le radici di piante ripariali, e una bassissima copertura di alghe filamentose (< 5%).

Indicazioni operative.*Frequenza e periodo.*

Il monitoraggio va effettuato con visite ogni 6 anni, che diventano annuali se si registrano peggioramenti del parametro popolazione.

Giornate di lavoro stimate all'anno.

Circa 5-6 giornate.

Numero minimo di persone da impiegare.

Saranno necessarie 2-3 persone (osservazione-conteggio, registrazione dati, appoggio logistico/sicurezza). I transetti richiedono circa un'ora ciascuno, i quadrati 30-45 minuti l'uno.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat.

Il monitoraggio va ripetuto almeno ogni tre anni.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative dei corpi idrici dove l'avvistamento è stato ben documentato.

periodo: 1 luglio - 30 settembre, quando le portate di norma sono ridotte e l'acqua è limpida e calda.

meteo: giornata soleggiata e abbastanza lontana dai eventuali precedenti giorni di pioggia che tendono a intorbidire le acque.

orario: 10.00 - 17.00.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di 3 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica: cattura-marcatura-ricattura degli esemplari; cattura mediante osservazione con batiscoopio dei fondali; marcatura: numerazione da effettuare in un settore adatto della conchiglia con etichette codificate e fissate alla conchiglia con un gel adesivo istantaneo.

superficie: minimo 3 transetti georeferenziati lineari lunghi 0,5 km, percorsi contro-corrente.

Monitoraggio per verificare la presenza della specie: transetti georeferenziati lineari in corpi idrici con habitat potenziali dove la specie non è stata ben documentata, per segnalarne la presenza (avvistamento con batiscoopio e cattura-rilascio).

Indicatori:

-**POPOLAZIONE:** N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) per km in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.

-**HABITAT:** superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-**RANGE:** Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

Vertigo angustior Jeffreys, 1830

Nome comune: Vertigo sinistrorso minore

Nome Direttiva Habitat: *Vertigo angustior*

Codice Specie: 1014

Specie citata nei seguenti allegati: II

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Il corpo di questo mollusco è di colore grigio o grigio scuro e presenta 2 tentacoli. La conchiglia è molto piccola (ma di dimensioni relativamente grandi rispetto al corpo): 1,5-1,9 mm di altezza per 0,9-1,0 mm di diametro, è sinistrorsa (una delle poche del genere), oblunga, con sommità molto ottusa, fortemente e regolarmente striata e caratterizzata da 5 spirali fortemente convesse, l'ultima delle quali è appiattita lateralmente e affusolata alla base. La conchiglia è di colore marrone giallastro pallido. Il mollusco non presenta l'opercolo e l'apertura della conchiglia è munita di 5 o 6 denti.

Ecologia e biologia:

Ha spiccate esigenze ambientali, vive nella lettiera e sui detriti vegetali in ambienti umidi permanenti come prati umidi, sorgenti, sponde dei corsi d'acqua e boschi umidi, di preferenza su substrati calcarei. Le caratteristiche biologiche della specie non sono ben conosciute. È una specie ermafrodita insufficiente e pertanto gli accoppiamenti tra gli individui sono reciproci. Il regime alimentare della specie non è noto, ma si presume che si nutra di detriti e materia organica in decomposizione.

Distribuzione:

La specie è diffusa in gran parte dell'Europa, dal Portogallo al Mar Caspio e nell'Iran settentrionale. Si trova in gran parte dell'Italia, ad eccezione delle regioni nordoccidentali, delle isole e rare segnalazioni nelle regioni centromeridionali.

In Umbria è molto rara, segnalata solo nei pressi del Fiume Tevere, vicino a Città di Castello.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

Esistono due protocolli per il campionamento ed il monitoraggio delle specie di *Vertigo*. Uno, descritto in Horsák (2003), prevede il prelievo di uno strato superficiale di suolo, che include anche la lettiera e la vegetazione erbacea, per circa 12 litri di materiale ogni 16 m² di area omogenea. Il materiale raccolto verrà poi lavato in un setaccio, per eliminare le particelle di suolo. I residui vegetali saranno rimossi a mano, ma prima verranno sciacquati per recuperare eventuali individui che potrebbero rimanervi attaccati. Un secondo metodo prevede la raccolta a mano degli individui, all'interno di plot o lungo transetti (Moorkens & Killeen, 2011). In entrambi i casi, il monitoraggio deve essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che possano modificarne sensibilmente la struttura, e dove plot e transetti possano essere installati in modo permanente. È importante selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata in base a fonti bibliografiche attendibili, o all'esperienza diretta di specialisti. Per svolgere l'attività di monitoraggio è infine necessario che l'operatore sia in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio.

Stima del parametro popolazione.

Nonostante le indicazioni sopra riportate, a causa delle piccole dimensioni degli individui e della loro rarità, è difficile proporre un metodo in grado di fornire indicazioni sull'abbondanza delle popolazioni delle specie del genere *Vertigo*. Il procedimento più diffuso prevede di valutare la presenza/assenza della specie e lo stato di conservazione dell'habitat, ricorrendo poi ai metodi di campionamento descritti, o al giudizio di un esperto per stabilire se ciascuna popolazione possa essere considerata in buone condizioni o meno.

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

Date le piccole dimensioni degli individui, la struttura degli ambienti in cui vivono le specie di *Vertigo* va analizzata alla scala di micro-habitat. Infatti, minimi cambiamenti topografici, piccole alterazioni negli strati superficiali e l'interazione con le falde acquifere risultano di estrema importanza per il riconoscimento di un habitat come ottimale o no. Frammenti di habitat ottimale, sub-ottimale e non ottimale possono frequentemente alternarsi anche all'interno di un solo metro quadro di terreno. Anche in questo caso, non essendo disponibili misure standard per valutare il grado di idoneità degli habitat, è necessario ricorrere al giudizio di un esperto.

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo.

Il periodo migliore per lo svolgimento dei monitoraggi è in autunno o in primavera.

Giornate di lavoro stimate all'anno.

Per ciascuna popolazione sono necessari almeno tre sopralluoghi l'anno. Tale stima si riferisce ad un monitoraggio eseguito in modo ottimale da personale qualificato.

Numero minimo di persone da impiegare.

Servono almeno tre persone, una che si occupi del posizionamento dei plot, una del conteggio degli individui e una della registrazione dei dati; si consiglia di far svolgere il conteggio sempre alla stessa persona per ogni ciclo di monitoraggio.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat.

Il monitoraggio va ripetuto almeno ogni due anni.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative di ambienti umidi dove l'avvistamento è stato ben documentato.

periodo: settembre-novembre; primavera.

meteo: giornata soleggiata.

orario: 10.00 - 15.00.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di 3 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica: raccolta manuale in ambienti umidi di esemplari lungo dei transetti lineari o plot in peculiari microhabitat; prelievo di campioni di strato superficiale di suolo, lettiera e/o detriti vegetali, in condizioni di bagnato, previa essiccazione per una successiva setacciatura per la ricerca del gasteropode.

superficie: minimo 3 transetti georeferenziati lineari lunghi 0,5 km.

Monitoraggio per verificare la presenza della specie: transetti georeferenziati lineari in ambienti umidi con habitat potenziali dove la specie non è stata ben documentata, per segnalarne la presenza.

Indicatori:

-**POPOLAZIONE:** la taglia della popolazione non può essere stimata per la rarità della specie, quindi si può solo valutare la presenza/assenza della specie in un ambiente e lo stato di conservazione dell'habitat.

-**HABITAT:** superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-**RANGE:** estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

Vertigo moulinsiana (Dupuy, 1849)

Nome comune: Vertigo di Desmoulins

Nome Direttiva Habitat: *Vertigo moulinsiana*

Codice Specie: 1016

Specie citata nei seguenti allegati: II

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Il corpo di questo gasteropode è di colore grigio e presenta 2 tentacoli. La conchiglia è molto piccola: 2,2-2,7 mm di altezza per 1,3-1,6 mm di diametro, tuttavia la specie presenta la conchiglia di maggiori dimensioni dell'intero genere. La conchiglia è destrorsa, ovoidale, bulbosa, con la sommità ottusa, caratterizzata da 5 spirali leggermente convesse, l'ultima delle quali è molto grande e rappresenta i 2/3 dell'altezza totale. La conchiglia è traslucida, di colore giallo pallido, bruno giallastro o bruno rossastro. Il mollusco non presenta l'opercolo e l'apertura della conchiglia è di forma triangolare, ristretta alla base, e dotata di norma di 4 denti ben sviluppati.

Ecologia e biologia:

Specie spiccatamente igrofila, vive nella lettiera, nei muschi e sugli steli della vegetazione palustre di ambienti prativi con substrati calcarei, ripariali, paludi, torbiere e laghi, comunque sempre in biotopi molto umidi e parzialmente inondati. Le caratteristiche biologiche della specie sono poco conosciute. È una specie ermafrodita insufficiente pertanto gli accoppiamenti tra gli individui sono reciproci. Si nutre di ife fungine che crescono sulla vegetazione marcescente e anche di detrito vegetale.

Distribuzione:

Specie a distribuzione europea estesa fino al Maghreb. In Italia la sua presenza è documentata in buona parte delle regioni (in particolare quelle centro settentrionali). A dispetto della sua ampia distribuzione la specie risulta rara e localizzata.

In Umbria è molto rara, segnalata solo nei pressi del Lago d'Aiso, vicino a Bevagna.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: *MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016*]

Tecniche di monitoraggio.

Esistono due protocolli per il campionamento ed il monitoraggio delle specie di *Vertigo*. Uno, descritto in Horsák (2003), prevede il prelievo di uno strato superficiale di suolo, che include anche la lettiera e la vegetazione erbacea, per circa 12 litri di materiale ogni 16 m² di area omogenea. Il materiale raccolto verrà poi lavato in un setaccio, per eliminare le particelle di suolo. I residui vegetali saranno rimossi a mano, ma prima verranno sciacquati per recuperare eventuali individui che potrebbero rimanervi attaccati. Un secondo metodo prevede la raccolta a mano degli individui, all'interno di plot o lungo transetti (Moorkens & Killeen, 2011). In entrambi i casi, il monitoraggio deve essere ripetuto nel corso degli anni, motivo per cui è indispensabile selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che possano modificarne sensibilmente la struttura, e dove plot e transetti possano essere installati in modo permanente. È importante selezionare un'area di studio dove la presenza della specie target sia ben documentata in base a fonti bibliografiche attendibili, o all'esperienza diretta di specialisti. Per svolgere l'attività di monitoraggio è infine necessario che l'operatore sia in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio.

Stima del parametro popolazione.

Nonostante le indicazioni sopra riportate, a causa delle piccole dimensioni degli individui e della loro rarità, è difficile proporre un metodo in grado di fornire indicazioni sull'abbondanza delle popolazioni delle specie del genere *Vertigo*. Il procedimento più diffuso prevede di valutare la presenza/assenza della specie e lo stato di conservazione dell'habitat, ricorrendo poi ai metodi di campionamento descritti, o al giudizio di un esperto per stabilire se ciascuna popolazione possa essere considerata in buone condizioni o meno.

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

Date le piccole dimensioni degli individui, la struttura degli ambienti in cui vivono le specie di *Vertigo* va analizzata alla scala di micro-habitat. Infatti, minimi cambiamenti topografici, piccole alterazioni negli strati superficiali e l'interazione con le falde acquifere risultano di estrema importanza per il riconoscimento di un habitat come ottimale o no. Frammenti di habitat ottimale, sub-ottimale e non ottimale possono frequentemente alternarsi anche all'interno di un solo metro quadro di terreno. Anche in questo caso, non essendo disponibili misure standard per valutare il grado di idoneità degli habitat, è necessario ricorrere al giudizio di un esperto.

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo.

Il periodo migliore per lo svolgimento dei monitoraggi è in autunno o in primavera.

Giornate di lavoro stimate all'anno.

Per ciascuna popolazione sono necessari almeno tre sopralluoghi l'anno. Tale stima si riferisce ad un monitoraggio eseguito in modo ottimale da personale qualificato.

Numero minimo di persone da impiegare.

Servono almeno tre persone, una che si occupi del posizionamento dei plot, una del conteggio degli individui e una della registrazione dei dati; si consiglia di far svolgere il conteggio sempre alla stessa persona per ogni ciclo di monitoraggio.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat.

Il monitoraggio va ripetuto almeno ogni due anni.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative di ambienti umidi dove l'avvistamento è stato ben documentato.

periodo: settembre-novembre; primavera.

meteo: giornata soleggiata.

orario: 10.00 - 15.00.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di 3 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica: raccolta manuale in ambienti umidi di esemplari lungo dei transetti lineari o plot in peculiari microhabitat; prelievo di campioni di strato superficiale di suolo, lettiera e/o detriti vegetali, in condizioni di bagnato, previa essiccazione per una successiva setacciatura per la ricerca del gasteropode.

superficie: minimo 3 transetti georeferenziati lineari lunghi 0,5 km.

Monitoraggio per verificare la presenza della specie: transetti georeferenziati lineari in ambienti umidi con habitat potenziali dove la specie non è stata ben documentata, per segnalarne la presenza.

Indicatori:

-**POPOLAZIONE:** la taglia della popolazione non può essere stimata per la rarità della specie, quindi si può solo valutare la presenza/assenza della specie in un ambiente e lo stato di conservazione dell'habitat.

-**HABITAT:** superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-**RANGE:** estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

CROSTACEI

Austropotamobius pallipes (Lereboullet, 1858)

Nome comune: Gambero di fiume

Nome Direttiva Habitat: *Austropotamobius pallipes*

Codice Specie: 1092

Specie citata nei seguenti allegati: II, V

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla

La lunghezza del gambero di fiume è di circa 60–120 mm, presenta una colorazione corporea bruno-verdastra sul dorso e sui lati del corpo, mentre il ventre e le zampe sono di un colore più chiaro, di solito biancastro. Nel maschio, di taglia maggiore, le prime due appendici addominali (I-II pleiopodi) 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. 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. 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. Su entrambe le superfici laterali superiori del carapace, anteriormente al solco cervicale, 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. La forma del rostro è generalmente a base larga con bordi lisci, gradualmente affusolato fino a terminare con un *acumen*. 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. 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.

Il gambero di fiume può essere confuso con altri gamberi introdotti nelle acque interne italiane, come ad esempio: *Astacus leptodactylus* (chele molto allungate, due spine post-orbitali, grossa spina sul segmento che precede la chela), *Orconectes limosus* (grossa spina sul segmento che precede la chela, punta delle chele bicolore giallo-nera) e *Procambarus clarkii* (colore rosso scuro o bluastro, chele molto spinose, grossa spina sul segmento che precede la chela).

Recentemente sono stati condotti studi di carattere genetico mirati a chiarire gli aspetti riguardanti la sistematica e la tassonomia delle popolazioni italiane di *A. pallipes*. Questi 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 formalizzato da un punto

di vista tassonomico), diffuso nel resto della penisola. Da un punto di vista della morfologia, studi preliminari non hanno ancora definito caratteri per la diagnosi di queste due potenziali specie.

Ecologia e biologia

Austropotamobius pallipes è una specie in grado di colonizzare un'ampia gamma di habitat acquatici differenti, come fiumi, torrenti a corrente rapida, canali, laghi, dighe e campi inondati, purché con acque fresche e pulite e ossigenazione, a quote variabili ma comprese tra i 350 m e gli 800-1000 m, sebbene occasionalmente possa arrivare a quote superiori (fino a 1500 m s.l.m.).

Austropotamobius pallipes è un crostaceo stenotermo, ottimizza la sua attività ad un range termico compreso tra i 15-18°C. Per la sua colonizzazione è fondamentale che nell'alveo siano presenti aree ripariali costituite da radici, pietre o detriti vegetali. I fondali non devono presentare eccessi di fango e limo, e sono privilegiati fondali con ciottoli e ghiaia. La specie è onnivora, 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. È un animale di abitudini crepuscolari e notturne, mentre di giorno è solito riposare nelle aree ripariali dell'alveo. 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. I giovani appena dopo la schiusa misurano pochi millimetri ed presentano quasi tutte le appendici definitive. Alla seconda muta i giovani si liberano nell'ambiente crescendo rapidamente. Per raggiungere la maturità completa sono di solito necessari 3 anni, con 6–8 mute per anno. Gli adulti subiscono una sola muta estiva.

Distribuzione

Austropotamobius pallipes 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. In Umbria è abbastanza diffuso sul versante appenninico della regione, tuttavia le segnalazioni nei siti spesso riguardano pochi esemplari.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

Background

Acque lentiche: (Reynolds et al., 2010)

- 1) raccolta manuale dei gamberi in seguito a ricerca visiva diretta effettuata da un operatore munito di attrezzatura da snorkelling;
- 2) in presenza di fondali limosi, poco profondi, e particolarmente ricchi di vegetazione, la raccolta può essere effettuata utilizzando una rete per macroinvertebrati;
- 3) raccolta notturna a mano di gamberi attivi sulle rive.

Le dimensioni delle popolazioni possono essere stimate tramite cattura-marcatura-ricattura (Nowicki et al., 2008).

Acque lotiche:

- 1) raccolta visiva manuale nelle ore notturne (Romano & Riva, 2002);
- 2) 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);
- 3) per la cattura dei gamberi in torrenti di media portata, si può utilizzare una draga entomologica per macroinvertebrati 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 CNBFVR

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.

Acque lentiche: 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 m² 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. 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., 2011). 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.

Acque lotiche: 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. 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., 2011). 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.

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

In letteratura (es. Trizzino et al., 2013) sono noti protocolli alternativi, per gli ecosistemi lacustri e per gli ecosistemi fluviali. Poiché il monitoraggio deve essere ripetuto nel corso degli anni, è tuttavia fondamentale selezionare siti dove non siano previsti interventi antropici che possano causare sensibili cambiamenti ambientali. Il periodo migliore per effettuare i campionamenti è luglio-agosto, quando i giovani sono ormai indipendenti e non si rischia di arrecare danno alle femmine ovigere che si trovano sul letto del corpo d'acqua. Nel caso di ambienti lacustri è possibile utilizzare tre metodi di campionamento (v. Reynolds et al., 2010), da effettuarsi in ogni caso manualmente. Il primo prevede l'osservazione e la raccolta dei gamberi con l'ausilio di attrezzatura da snorkeling. Il secondo, utile in presenza di fondali ricchi di vegetazione, limosi e poco profondi, prevede la raccolta mediante una rete per macroinvertebrati. Il terzo consiste nella raccolta dei gamberi attivi sulle rive, di notte. Nel caso di ambienti fluviali, invece, il corso d'acqua va risalito a piedi da valle a monte. Attività di monitoraggio effettuate in piccoli corsi d'acqua piemontesi sembrano indicare che la posa di rifugi artificiali, in cui gli animali possano spontaneamente ripararsi (per es. mattoni forati), faciliti le operazioni di cattura e conteggio. Questo metodo richiede tuttavia una costante sorveglianza, poiché espone la popolazione al prelievo illegale. Tali campionamenti sono finalizzati a verificare la presenza di una popolazione vitale e a stabilirne la sua consistenza. Per ciascun individuo è necessario raccogliere i dati biometrici; lo stesso sarà poi rilasciato il prima e il più vicino possibile alla zona di cattura. I campionamenti possono essere effettuati dal tramonto all'alba, quando gli animali sono più attivi, oppure di giorno, se in presenza di una fitta vegetazione ripariale, sommersa e semisommersa. Metodi alternativi che prevedono la marcatura degli individui con incisioni sul carapace sono da scoraggiare per la loro invasività (possono essere causa di infezioni) e per la possibile perdita della marcatura a seguito dei numerosi eventi di muta.

Stima del parametro popolazione.

In ambienti lacustri, la stima di popolazione si effettua contando il numero di individui per metro quadro. In ambienti fluviali, poiché la specie vive a basse densità, è sufficiente contare il numero di individui presenti lungo 100-200 m di corso d'acqua, mentre per una stima della popolazione si devono percorrere 500 m; in entrambi i casi deve essere indicata la larghezza media del corso d'acqua. L'analisi dei parametri biometrici (inclusi lunghezza totale e lunghezza massima del carapace), consentirà inoltre di creare diagrammi lunghezza-frequenza della popolazione.

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

La qualità dell'habitat nel tratto campionato e la sua idoneità a sostenere le specie di questo complesso saranno valutate utilizzando l'Indice Multimetrico STAR di Intercalibrazione (STAR_ICMi) e la raccolta di parametri chimici e fisici del corpo idrico.

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo. È sufficiente un monitoraggio una volta l'anno nei mesi di luglio e agosto.

Giornate di lavoro stimate all'anno. Per realizzare un monitoraggio efficace, ogni popolazione andrebbe campionata per tutto il periodo idoneo, con cadenza settimanale, per un totale di circa 8 giorni di lavoro.

Numero minimo di persone da impiegare. Per ottimizzare il lavoro sono richieste almeno due persone.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat.

Il monitoraggio andrebbe ripetuto ogni anno, ma se non fosse possibile è necessario effettuare almeno un monitoraggio ogni tre anni.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative dei corpi idrici dove l'avvistamento è stato ben documentato.

periodo: 1 luglio - 30 agosto, quando le portate di norma sono ridotte e l'acqua è limpida e calda. Il monitoraggio si può protrarre anche in autunno ponendo attenzione al periodo di riproduzione (ottobre-novembre) in cui i maschi sono maggiormente attivi.

meteo: giornata soleggiata e abbastanza lontana dai eventuali precedenti giorni di pioggia per evitare la torbidità delle acque.

orario: 10.00 - 17.00; 21.00 - 24.00.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di 3 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica diurna: cattura manuale o mediante retino immanicato per macroinvertebrati; In alternativa è possibile effettuare la catture degli esemplari con l'elettrostorditore.

Gli operatori dovranno percorrere il tratto prescelto, da valle verso monte, ispezionando con accuratezza sia il fondale che le rive, sollevando eventuali sassi e ciottoli. Gli esemplari catturati, prima di essere rilasciati, dovranno essere esaminati per il riconoscimento del sesso e sottoposti a misurazioni biometriche, in particolare occorre rilevare il peso (tramite bilancino elettronico portatile) e la lunghezza del corpo, del carapace, della chela dx e sx (tramite calibro di precisione).

tecnica notturna (dopo il crepuscolo): stesse procedure della tecnica diurna sono che gli operatori si devono avvalere di una potente fonte luminosa.

superficie: minimo 3 transetti georeferenziati lineari lunghi almeno 0,5 km.

Uso delle trappole a imbuto (nasse): le trappole utilizzate sono nasse cilindriche della lunghezza di 80 cm rivestite da una rete con maglie di 2mm; le trappole sono appositamente munite di esca (pesce unto o scatoletta di cibo per gatti o cani forata) e di pesi per farle rimanere ancorate al substrato. Le trappole vengono posizionate nel tardo pomeriggio e recuperate il mattino successivo per evitare di esporre la popolazione di gamberi a prelievi illegali (bracconaggio).

Uso di rifugi artificiali: predisposizione di rifugi artificiali, per esempio mattoni forati, dove i gamberi possano trovare rifugio. Tali rifugi dovranno essere monitorati costantemente.

Monitoraggio per verificare la presenza della specie: transetti diurni/notturni georeferenziati lineari in corpi idrici con habitat potenziali dove la specie non è stata ben documentata, per segnalarne la presenza (cattura-rilascio).

Indicatori:

-POPOLAZIONE: N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) per km (densità: n/km^2 ; min-max/ km^2 ; classe/ km^2) in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.

-HABITAT: superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km^2). Valutazione della qualità biologica delle acque attraverso indici biotici quali l'Indice Biotico Esteso (IBE).

-RANGE: Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

ORTOTTERI

Saga pedo (Pallas, 1771)

Nome comune: Stregona dentellata

Nome Direttiva Habitat: *Saga pedo*

Codice Specie: 1050

Specie citata nei seguenti allegati: IV

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Saga pedo è il più grande ortottero europeo (lunghezza totale: 100–120 mm, incluso l'ovopositore). È una specie attera e si riconosce facilmente grazie alle grandi dimensioni, al capo allungato e dotato di apparato masticatore marcatamente ipognato, con le mandibole rivolte verso il basso, e alle robuste formazioni spiniformi presenti su femori e tibie anteriori e mediani, in zampe estremamente sviluppate e slanciate. Il corpo è uniformemente di colore verde chiaro (a volte tendente al bruno), incluse le zampe, e su entrambi i margini laterali del torace e dell'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.

Ecologia e biologia:

È una specie xerotermofila di medie quote (in Italia non supera i 950 m di altitudine), 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. *S. pedo* è tetraploide e partenogenetica, essendo ad oggi è conosciuta sola la forma femminile. Si nutre di altri invertebrati, soprattutto altri ortotteri, ed è caratterizzata da un comportamento peculiarmente aggressivo ed intimidatorio. Le uova si schiudono in primavera, dopo 2-5 anni dalla deposizione, e la neanide presenta 8-9 instar prima di raggiungere la forma adulta definitiva, gli adulti si possono trovare già a fine giugno.

Distribuzione:

S. pedo ha un areale molto ampio che comprende una larga fascia dalla parte centrale della Penisola Iberica fino alla Francia meridionale, Corsica, Italia peninsulare, Sicilia, Sardegna, e tutta l'Europa centrale, la Russia e la Cina nord-occidentale. È assente in Grecia ed in Anatolia, dove è sostituita da altre specie del genere *Saga*. In Italia la specie è presente in maniera sporadica e rara in quasi tutte le regioni, incluse le isole maggiori.

In Umbria è molto rara, segnalata solo in un sito, il Monte Subasio, nell'estate del 2014 (17 agosto) e del 2017 (27 luglio).

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

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 (Krištin & 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 (500 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 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 Krištin & 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 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. 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.

[Fonte: *MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016*]

Tecniche di monitoraggio.

Il protocollo di monitoraggio prevede in primo luogo la selezione dell'area di studio; in tale area la presenza della specie target deve essere documentata da fonti bibliografiche attendibili e precise, oppure derivare dall'esperienza diretta di esperti ortotterologi. La rarità della specie e la difficoltà di ritrovamento, possono tuttavia portare a rilievi negativi anche in siti di presenza nota, per cui si raccomanda la ripetizione su lungo periodo dei rilevamenti in dette stazioni. In mancanza di informazioni faunistiche di dettaglio, e nel caso in cui ci sia la possibilità di investigare nuovi possibili siti di presenza della specie, si può scegliere un'area sulla base di parametri ambientali presumibilmente compatibili con le preferenze della stessa. Poiché il monitoraggio dovrà essere ripetuto a cadenza annuale, è necessario scegliere delle stazioni di studio dove non siano previsti interventi antropici che possano creare dei cambiamenti strutturali sostanziali. Il metodo di cattura prevede l'utilizzo di un classico retino entomologico da sfalcio, che potrà essere utilizzato sia per rilevare la presenza di individui nella fascia erbacea, sia per ispezionare l'eventuale vegetazione arbustiva. L'operatore deve esplorare un'area quadrata di un ettaro, in cui sia rappresentato l'habitat idoneo per la specie, tracciando dei transetti lineari paralleli, ciascuno di circa due metri d'ampiezza e distanti due metri l'uno dall'altro, che coprano tutta la superficie; se la zona di studio è ampia verranno campionate più aree. Dove sono presenti ricche popolazioni di potenziali prede (ortotteri), nelle ore calde del giorno questo insetto si muove velocemente sul terreno alla loro ricerca. Ciò rende possibile la sua fortuita osservazione mentre cammina tra la bassa vegetazione. Poiché gli individui di *S. pedo* sono atteri e piuttosto rari e si muovono ad una velocità inferiore di quella dell'operatore lungo il transetto, non si ritiene necessario utilizzare un metodo di marcatura, ma sarà sufficiente che l'operatore prenda nota di tutti gli individui catturati.

Stima del parametro popolazione.

Al termine di ogni stagione di campionamento verrà effettuato il calcolo della media delle catture tra le diverse uscite sul campo, scartando quella con il conteggio più basso (Trizzino et al., 2013). Ripetendo il monitoraggio nel corso degli anni sarà possibile ottenere dati sull'andamento demografico della popolazione in quel determinato sito.

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

Le formazioni erbose secche seminaturali sono habitat tipicamente secondari, il cui mantenimento è subordinato alle attività di sfalcio o di pascolo del bestiame. La qualità dell'habitat nell'area campionata e la sua idoneità a sostenere una popolazione vitale vanno valutate positivamente in presenza di pascolo e sfalcio moderati, ed in maniera negativa in presenza di aratura del suolo.

Indicazioni operative.*Frequenza e periodo.*

Per ottenere i dati utili a caratterizzare i popolamenti di *S. pedo* è necessario realizzare almeno un paio di campionamenti a settimana, tra la metà di giugno e la metà di agosto.

Giornate di lavoro stimate all'anno.

Trizzino et al. (2013) suggeriscono di effettuare almeno sei repliche a stagione, tra le 11:00 e le 18:00 (ora solare). Infatti, nonostante la specie sia attiva maggiormente di notte, data la sua rarità una ricerca notturna potrebbe risultare difficoltosa e improduttiva.

Numero minimo di persone da impiegare.

Per realizzare il monitoraggio è sufficiente la presenza di una persona, anche se il numero ottimale di operatori andrebbe stabilito sulla base del numero di aree che saranno campionate.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat.

Il monitoraggio va ripetuto almeno ogni due anni.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative di territori dove l'avvistamento è stato ben documentato.

periodo: 15 giugno – 15 agosto.

meteo: giornata soleggiata non ventosa; monitorare temperatura, velocità del vento e luminosità perché le condizioni meteo influenzano l'attività della specie.

orario: 11.00 - 19.00.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di 3 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica: cattura-rilascio degli adulti; cattura diretta a vista o mediante retino entomologico da sfalcio da utilizzare sia per "sfalciare" la componente erbacea sia per percuotere i rami di eventuali arbusti.

superficie: minimo 1 area di 100 m di lato (rappresentative dell'area di indagine) con transetti lineari paralleli distanti tra loro 2 m.

Monitoraggio per verificare la presenza della specie: transetti georeferenziati lineari in territori con habitat potenziali dove la specie non è stata ben documentata, per segnalarne la presenza (avvistamento o cattura-rilascio con retino entomologico).

Indicatori:

-**POPOLAZIONE:** N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) per ettaro (densità: n/ha; min-max/ha; classe/ha) in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.

-**HABITAT:** superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-**RANGE:** Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

COLEOTTERI

Cerambyx cerdo Linnaeus, 1758

Nome comune: Cerambice della quercia

Nome Direttiva Habitat: *Cerambyx cerdo*

Codice Specie: 1088

Specie citata nei seguenti allegati: II, IV

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Cerambyx cerdo è uno dei più grossi rappresentanti della famiglia Cerambycidae in Europa (adulto: 24–53 mm). Questo coleottero presenta una colorazione generalmente nera, ad eccezione della porzione apicale delle elitre che è invece rossastra. 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; l'addome è completamente glabro. 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. Le larve di *C. cerdo* presentano una colorazione bianca, una consistenza molle e carnosa, un capo sclerificato e di colore arancione-rosso, nero intorno 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 *C. cerdo* possiedono notevoli dimensioni, superando talvolta i 10 cm negli stadi maturi.

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

Ecologia e biologia:

La larva di questa specie è legata per lo sviluppo alla presenza di querce senescenti ma ancora vitali, con predilezione per quelle più esposte al sole. Occasionalmente può colonizzare specie arboree differenti, come noce, frassino, olmo, salici e, più raramente, castagno, faggio e betulla. Si trova facilmente anche in paesaggi rurali e parchi urbani.

L'adulto è presente a partire da giugno sino ad agosto. È attivo prevalentemente nelle ore crepuscolari e le prime ore notturne e si nutre di linfa e frutti maturi. Talvolta è possibile avvistare questa specie in attività anche durante il giorno, nelle ore pomeridiane. Nella norma durante il giorno resta nascosto nei tronchi cavi o dentro le gallerie larvali; la sua presenza è evidenziabile perché lascia sporgere fuori le lunghissime antenne. L'accoppiamento si verifica sul tronco verso

sera, dopodiché la femmina col lungo ovopositore introduce isolatamente le uova di colore bianco perlaceo (diametro fino a 1,5 mm) tra le screpolature delle grosse querce. Essendo una specie termofila, di solito viene scelto il lato dell'albero esposto a sud, dove la temperatura è considerevolmente più alta e generalmente le parti basse del tronco, purché sufficientemente illuminate. Alla schiusa, le larve xilofaghe cominciano a scavare, dapprima negli strati corticali, gallerie a sezione ellittica, che si sviluppano e si ingrandiscono irregolarmente riempiendosi di rosura ed escrementi. Quando sono diventate più grosse e robuste, le larve si spingono internamente al tronco scavando gallerie che si addentrano nel legno. Giunte a maturazione nell'autunno del 3° o 4°-5° anno, le larve si spostano di nuovo verso gli strati corticali e preparano nella corteccia un foro ellittico di cui rimane intatto lo strato corticale più esterno. Quindi la larva torna indietro e allarga la galleria a guisa di cella, si dispone in modo da avere la testa in direzione dell'uscita e chiude lo sbocco della cella con un opercolo. Così protetta si trasforma in ninfa già nell'autunno stesso, ma lo sfarfallamento dell'insetto in genere si verifica la primavera successiva.

Distribuzione:

Cerambyx 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. Le popolazioni dell'Europa centrale e settentrionale sono in forte declino, e la specie è da considerare estinta nel Regno Unito e in Svezia continentale. In Italia *C. cerdo* si trova lungo tutta la penisola e nelle isole maggiori, e si ritrova con frequenza soprattutto all'interno dei parchi urbani, mentre è più raro in ambienti naturali.

In Umbria, *C. cerdo* è stato segnalato nel settore centro-meridionale della regione.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

Proposta 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., 2011). 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; 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. 2011). I fori restano visibili per più anni ma quelli legati ad attività recente sono rossastri all'interno e presentano rosura lignea (Buse et al., 2007; Campanaro et al., 2011). 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., 2011). 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., 2011). 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 (Mendez, 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. 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., 2011).

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.

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

In accordo con Campanaro et al. (2011), il monitoraggio di *C. cerdo* prevede la cattura temporanea dell'adulto mediante trappole aeree a caduta, con esche attrattive di sostanze zuccherine in fermentazione (e.g., miscele di vini bianchi, rossi, e/o birra con zucchero e/o frutta), e la sua successiva marcatura con pennarelli atossici. Il primo step è la scelta dell'area di studio, individuata mediante l'accertamento della presenza della specie grazie a segnalazioni precedenti, all'osservazione di resti, alla presenza dei peculiari fori di sfarfallamento oppure verificando che le caratteristiche ambientali siano potenzialmente idonee. I fori di sfarfallamento si aprono sulla superficie del tronco e dei rami principali e sono facilmente riconoscibili in quanto di forma ellittica e larghi circa due centimetri; quelli legati ad attività recente presentano rosura lignea e sono rossastri all'interno. I fori di uscita non sono facilmente distinguibili da quelli della specie congenere *C. welensii*, con cui spesso coabita. Le trappole possono essere installate a griglia, lungo un transetto lineare oppure in ordine sparso, ad una distanza minima di 30-50 m l'una dall'altra. Le trappole devono essere collocate su grosse piante, soprattutto di *Quercus*, a 10-15 m di altezza, utilizzando una fionda forestale con la quale viene lanciato un cordino, usato per issare la trappola. Il numero di trappole da installare deve essere proporzionale all'estensione dell'area da monitorare, considerando che nel progetto pilota per un'area di circa 200 ettari sono state collocate 16 trappole (Campanaro et al., 2011). Per la costruzione delle trappole si veda Campanaro et al. (2011) ed il programma di monitoraggio scientifico della Rete Natura 2000 in Lombardia (LIFE Gestire). Il controllo delle trappole deve essere effettuato quotidianamente, quattro volte a settimana, per ridurre al minimo la mortalità degli individui nelle trappole. I campionamenti vanno programmati per almeno due settimane, anche se la robustezza e la precisione del metodo sono proporzionali allo sforzo di campo e dunque si auspica, laddove possibile, un numero di settimane di lavoro maggiore. Gli adulti catturati devono essere marcati, registrati (sex e codice di marcatura) e rilasciati in loco. Per la marcatura si consiglia di usare il metodo CMR (Cattura–Marcatura–Ricattura) illustrato da Campanaro et al. (2011). Come per altri cerambicidi, nel caso in cui non fosse possibile applicare il CMR, si può prendere nota del numero di individui e applicare modelli statistici di abbondanza (Chiari et al., 2013a). Su questa specie sono peraltro in fase di sperimentazione ulteriori tecniche di monitoraggio nell'ambito del progetto LIFE MIPP, che ha lo scopo di proporre un metodo standardizzabile su tutto il territorio italiano.

Stima del parametro popolazione.

Applicando il metodo CMR è possibile ottenere una stima della numerosità della popolazione, una stima della sex ratio e un parametro di sopravvivenza degli adulti. L'analisi dei dati sarà eseguita con il software MARK® (White & Burnham, 1999).

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

Il parametro principale è la presenza di porzioni di aeree di legno morto su alberi vetusti, parzialmente morenti ed esposti al sole, che condiziona la presenza-assenza di questa specie saproxilica.

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo. Il periodo migliore per eseguire il monitoraggio va da fine maggio a inizio agosto. È importante tenere in considerazione che l'emergenza degli adulti può variare in relazione a latitudine, altitudine e temperature stagionali. Le trappole andrebbero attivate ogni lunedì mattina, poi controllate una volta al giorno durante la settimana e, infine, disattivate ogni venerdì, dopo l'ultimo controllo.

Giornate di lavoro stimate all'anno. Ogni popolazione deve essere monitorata per almeno due settimane, durante il periodo di massima attività della specie, che però può difficilmente essere stabilito a priori.

Numero minimo di persone da impiegare. Il campionamento può essere svolto da un singolo operatore, ma per ragioni di sicurezza si consiglia di prevedere la presenza di almeno due persone.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat. Il monitoraggio va ripetuto almeno due volte in sei anni anche se, laddove possibile, si auspica una frequenza maggiore.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative di territori dove l'avvistamento è stato ben documentato.

periodo: 15 giugno-15 agosto.

meteo: giornata calda, senza pioggia non ventosa (specie termofila); monitorare temperatura e velocità del vento perché le condizioni meteo influenzano l'attività di volo degli adulti.

orario: 10.00 – 12.00 ispezione trappole.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di 2 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica: cattura-marcatura-ricattura degli adulti; cattura mediante trappole attrattive; marcatura: numerazione da effettuare in zone idonee delle elitre o sul lato ventrale dell'insetto in modo da limitarne al minimo la visibilità, con un colorante non tossico e resistente.

Metodo delle trappole: le piante utilizzate per la collocazione delle trappole aeree sono le stesse su cui avviene lo sviluppo larvale della specie e dove sono presenti segni evidenti di colonizzazione dovuti a caratteristici fori di sfarfallamento, ellittici, larghi alcuni centimetri. I fori restano visibili per più anni ma quelli legati ad attività recente sono rossastri all'interno e presentano rosura lignea. L'esemplare viene catturato vivo, marcato e quindi rilasciato. La trappola risulta attrattiva per gli adulti grazie ad una esca costituita da una miscela alcolico zuccherina e frutta. Le trappole vanno controllate quotidianamente, ogni mattina. Gli esemplari sono liberati dopo la marcatura e rilasciati ad almeno 100 m dalla trappola.

Trappola: bottiglia di plastica da 2 litri, la parte superiore è tagliata e reinserita al contrario. La porzione basale della bottiglia è riempita con la sostanza attrattiva (circa 300 ml). Per impedire che gli insetti anneghino nella trappola, sopra il liquido deve essere posizionata una rete metallica, con maglie non più grandi di 2 x 2 mm.

superficie: Le trappole possono essere disposte o lungo un transetto lineare (50 m l'una dall'altra) o ai nodi di maglie "quadrate" di 50 m di lato, o in maniera del tutto casuale.

Monitoraggio per verificare la presenza della specie: transetti georeferenziati lineari in territori con habitat potenziali dove la specie non è stata ben documentata per segnalarne la presenza mediante la ricerca dei caratteristici fori di uscita delle larve su vecchie querce senescenti.

Indicatori:

-**POPOLAZIONE:** N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) per km (densità: n/km^2 ; min-max/ km^2 ; classe/ km^2) in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.

-**HABITAT:** superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km^2).

-**RANGE:** Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

Lucanus cervus (Linnaeus, 1758)

Nome comune: Cervo volante

Nome Direttiva Habitat: *Lucanus cervus*

Codice Specie: 1083

Specie citata nei seguenti allegati: II

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Questo Coleottero Lucanide presenta una colorazione variabile dal nero al bruno-rossastro, ha dimensioni molto diverse, con una lunghezza corporea totale che può andare da 25 a 85 mm. 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. La cosiddetta forma “telodonte” (mandibole estremamente sviluppate) è abbastanza rara, sono più comuni individui con mandibole mediamente (mesodonti) o poco (priodonti) sviluppate. Si ipotizza che la variabilità dimensionale delle mandibole possa dipendere dalla durata dello stato larvale e dalla qualità del legno della pianta nutrice. La clava antennale è composta da 4-5 articoli. Il dimorfismo sessuale è molto accentuato, infatti la femmina, di dimensioni notevolmente inferiori (28–54 mm), presenta mandibole di taglia normale e il capo più stretto del pronoto.

Le larve sono melontiformi, presentano forma tipicamente a “C”, capo sclerificato e zampe ben sviluppate anch’esse sclerificate. Rispetto alle famiglie affini, le larve di Lucanidi sono molto allungate e si distinguono grazie all’apertura anale longitudinale che è a forma di Y.

Gli individui maschi con mandibole particolarmente ridotte possono essere confusi con i maschi dell’affine specie *L. tetraodon* Thunberg, 1806. Tuttavia le due specie si distinguono nei maschi grazie al dente mediano delle mandibole, che in *L. cervus* è situato nella metà distale mentre in *L. tetraodon* si trova sempre nella metà prossimale delle mandibole. La distinzione valida per entrambi i sessi riguarda la clava antennale che in *L. tetraodon* è formata sempre da 6 articoli mentre in *L. cervus* da 4 o 5 articoli. Infine, in *L. tetraodon* gli angoli posteriori del pronoto sono di norma più netti, mentre in *L. cervus* sono più smussati. L’Umbria rappresenta una zona di sovrapposizione di areale per le due specie, *L. cervus* più tipico della regione continentale rispetto *L. tetraodon* più tipico della regione mediterranea.

Ecologia e biologia:

La specie predilige i boschi maturi di latifoglie soprattutto quercete planiziali o di media altitudine, dal livello del mare fino a circa 1700 m di quota; è presente anche in ambienti urbanizzati.

Gli adulti vivono in genere 3-4 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. Il periodo di comparsa delle immagini è comunque variabile in dipendenza della

latitudine e dell'altitudine. I maschi iniziano a volare nel tardo pomeriggio, fino a sera inoltrata, mentre le femmine raramente volano ed è più frequente rinvenirle sul suolo. I maschi si affrontano talvolta in lunghi e accaniti duelli per la conquista delle femmine. 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 nel sistema radicale della pianta. La larva vive nei ceppi in decomposizione e nei cavi dei tronchi, si nutre del legno marcescente e richiede da 3 a 6-7 anni per lo sviluppo completo. La larva matura si impupa alla fine dell'autunno, costruendosi un bozzolo con frammenti lignei 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. Al contrario delle larve, che sono xilofaghe obbligate, gli adulti si nutrono di sostanze zuccherine, come linfa e frutta matura.

Distribuzione:

L. cervus è diffuso in tutta la regione Palearctica occidentale, dal Portogallo al Kazakistan, incluso il Medio Oriente. In Italia questa specie è distribuita nelle regioni settentrionali e centrali, fino al Lazio. Nell'Italia centrale vive in simpatria con l'affine *L. tetraodon*, che è invece diffuso nell'Italia meridionale, oltre a poche popolazioni in Emilia-Romagna, Liguria e Lombardia.

La specie è distribuita in tutto l'Umbria, con una preferenza per il settore centro-occidentale.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

Background (Harvey et al. 2011)

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 meta 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 meta 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 rilevati 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 CNBFVR

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., 2011). Per ottenere dati sull'abbondanza annuale della specie è opportuno ripetere le sessioni di monitoraggio una volta la settimana per almeno dodici–tredici settimane, da giugno a metà settembre, per coprire tutto il periodo di attività stagionale degli adulti (GTLI, 2005; Campanaro et al., 2011). 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., 2011; 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., 2011). 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., 2011). 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 (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. 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. 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., 2011).

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., 2011). Uno dei predatori più comuni è rappresentato dalla cornacchia grigia *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., 2011). 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.

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. 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.

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

In accordo con Campanaro et al. (2011) sono noti due metodi complementari: avvistamento dell'adulto in attività e ricerca di resti di individui predati (ossia le parti più dure non ingerite dai predatori, soprattutto corvidi: capo e mandibole, pronoto, elitre e zampe). Tali metodi, entrambi da svolgersi lungo transetti, permettono di stimare l'abbondanza annuale della popolazione in una data area e sono ritenuti idonei poiché non invasivi, economici e a basso sforzo di campionamento (v. anche LIFE Gestire). Il primo step è rappresentato dalla scelta dell'area di studio, individuata mediante l'accertamento della presenza della specie, oppure verificando che le caratteristiche ambientali siano ad essa idonee, e dall'individuazione dei transetti, i quali devono essere georiferiti su una mappa e identificabili attraverso un codice alfanumerico. Il metodo dell'avvistamento dell'adulto in attività, consiste nel percorrere un transetto lineare di 500 m in 30 minuti, ad andatura lenta e costante, iniziando il campionamento circa 15 minuti prima del tramonto. L'operatore annoterà tutti gli individui avvistati frontalmente, in volo o in movimento su terreno o tronchi, fino a circa 10 m di distanza, e ai lati destro e sinistro, fino a circa 5 m. In questa fase, è importante fare attenzione anche ai rumori, dal ronzio dell'insetto in volo, allo strofinio che lo stesso può produrre quando si sposta tra le foglie sul terreno. Al fine di agevolare sul campo l'operatore, la scelta dei transetti può ricadere su sentieri o viali forestali, in zone marginali del bosco o in aree interne ad esso che non abbiano una copertura arborea molto fitta. Il metodo della ricerca dei resti da predazione può essere utilizzato contestualmente a quello dell'avvistamento dell'adulto in attività. I resti sono facilmente individuabili lungo i sentieri liberi da vegetazione erbacea. La raccolta dei resti avviene camminando lungo transetti, anche gli stessi del precedente metodo, ad una velocità costante. Il punto di rinvenimento deve essere annotato su una scheda di campo appositamente creata e i resti devono essere rimossi, etichettati e conservati.

Stima del parametro popolazione.

Lo stato di conservazione delle popolazioni può essere stimato dividendo la somma degli individui avvistati (o dei resti raccolti) per il numero dei transetti effettuati e distinguendo le seguenti tre classi: 0-4 = cattivo; 5-24 = buono; > 24 = ottimo (LIFE Gestire). Nell'ambito di un altro progetto LIFE (LIFE MIPP) sono in fase di verifica modelli statistici per la stima di popolazione basati su dati di avvistamento senza CMR. La robustezza e la precisione delle stime sono proporzionali allo sforzo di campionamento.

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

Il parametro principale per determinare la qualità dell'habitat di *L. cervus* è la presenza di legno morto.

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo. Il monitoraggio deve essere svolto con cadenza settimanale, in serate calde, senza vento né pioggia, indicativamente da fine maggio a fine luglio.

Giornate di lavoro stimate all'anno. Per ogni popolazione almeno cinque.

Numero minimo di persone da impiegare. Il campionamento può essere svolto da un singolo operatore, ma per ragioni di sicurezza si consiglia di prevedere la presenza di almeno due persone.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat. Il monitoraggio va effettuato almeno due volte nell'arco dei sei anni anche se, laddove possibile, si auspica un numero di monitoraggi maggiore.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio
- Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico
- Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio
- Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat

sito: aree campione rappresentative di territori dove l'avvistamento è stato ben documentato.

periodo: 1 luglio-31 agosto.

meteo: giornata calda, senza pioggia non ventosa (specie termofila); monitorare temperatura e velocità del vento perché le condizioni meteo influenzano l'attività di volo degli adulti.

orario: 19.00 – 21.00, al crepuscolo, quando non c'è molta luce ma non è ancora notte fonda, quando cominciano a volare i pipistrelli. Per l'ispezione delle trappole si procede la mattina nella fascia oraria 10-12.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di 2 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, facile confondersi con quella affine e sintopica in Umbria: *Lucanus tetraodon*; almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica: cattura-marcatura-ricattura degli adulti; cattura mediante retino entomologico o manuale per gli esemplari non in volo; marcatura: numerazione da effettuare in zone idonee delle elitre o sul lato ventrale dell'insetto in modo da limitarne al minimo la visibilità, con un colorante non tossico e resistente.

Metodo del transetto: consiste nel conteggiare gli individui adulti avvistati a terra (soprattutto femmine) o in volo (soprattutto maschi) lungo percorsi lineari predefiniti (transetti). Il transetto ideale è un tracciato distante alcuni metri dal bosco per permettere di osservare bene gli individui in volo. Ben si prestano a questa tipologia le strade bianche che sono marginali o attraversano boschi (principalmente querceti), dove l'individuazione degli esemplari a terra, grazie alla loro colorazione scura, si effettua bene a vista. Il percorso si effettua nelle ore crepuscolari, a piedi o mediante un autovettura a passo d'uomo, in quest'ultimo caso si riesce a monitorare una notevole estensione del tracciato.

superficie: minimo 3 transetti georeferenziati lineari lunghi ognuno 1 km (a piedi) o 4 km (in auto).

Metodo delle trappole: le piante utilizzate per la collocazione delle trappole sono le stesse su cui avviene lo sviluppo larvale della specie. L'esemplare viene catturato vivo, misurato, opportunamente marcato e quindi rilasciato. La trappola utilizza del cibo come esca. Le trappole vanno controllate quotidianamente, ogni mattina. Gli esemplari sono liberati dopo la marcatura e rilasciati ad almeno 100 m dalla trappola.

Window flight trap (trappola sospesa): consiste di due pannelli di plexiglas incrociati sotto cui sono posizionati un imbuto e un barattolo di raccolta con l'esca che può essere frutta marcescente e altro materiale zuccherino. La trappola viene sospesa in prossimità di un albero ad una altezza di circa 1,5-2,0 m. Gli esemplari, urtando la barriera di plexiglas, vanno ad accumularsi nel barattolo da cui non sono più in grado di uscire.

Monitoraggio per verificare la presenza della specie: transetti georeferenziati lineari (a piedi o in auto) in territori con habitat potenziali dove la specie non è stata ben documentata per segnalarne la presenza (avvistamento o cattura-rilascio con retino entomologico).

Indicatori:

-POPOLAZIONE: N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) per km in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.

-HABITAT: superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-RANGE: Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

Osmoderma eremita (Scopoli, 1763)

Nome comune: Scarabeo eremita

Nome Direttiva Habitat: *Osmoderma eremita**

Codice Specie: 1084

Specie citata nei seguenti allegati: II, IV

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Gli adulti di *O. eremita* presentano una lunghezza totale del corpo di 24–30 mm, sono di colore nero lucido ed hanno un caratteristico odore. Il maschio possiede un 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. Gli apici elitrali sono fortemente e separatamente smussati. Nella femmina il pigidio è interamente zigrinato e rugoso. Le larve hanno una forma tipicamente a “C”, capo sclerificato e zampe ben sviluppate anch’esse sclerificate. Rispetto ai gruppi affini, le larve di *O. eremita* 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. Inoltre, le larve sono in grado di muoversi anche sul dorso, sfruttando le setole, il capo e il pigidio.

Una serie di recenti contributi specialistici ha messo in evidenza come sotto il nome di *O. eremita* sia in realtà incluso un gruppo di cinque specie gemelle, il cui status specifico/sottospecifico è ancora oggetto di discussione: *O. eremita* s. str. (Europa occidentale, in Italia regioni settentrionali e centrali, fino alle zone appenniniche del basso Lazio), *O. italicum* Sparacio, 2000 (endemica delle aree forestali ad alto fusto dell’Italia centro-meridionale, dal Cilento alla Calabria) e *O. cristinae* Sparacio, 1994 (endemica delle regioni montuose della Sicilia settentrionale), *O. barnabita* Motschulsky, 1845 diffusa in Europa orientale, e infine l’endemita greco *O. lassallei* Baraud & Tauzin, 1991.

Ecologia e biologia:

Per lo sviluppo larvale questa specie predilige boschi maturi di latifoglie, soprattutto querce e lecci, castagni, faggi, gelsi e salici ancora vivi, purché siano secolari, cavitati e con abbondanza di rosura e legno marcescente. 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. La specie è stata rilevata sino a circa 1400 m di quota. 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. L’ampiezza della cavità è aumentata dall’attività scavatoria della larva stessa. Le femmine depongono 20–80 uova,

la cui incubazione dura 2–3 settimane, mentre le larve completano lo sviluppo in 3-4 anni e si impupano in autunno. 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 giugno e settembre.

Distribuzione:

O. eremita è diffuso in Europa centro-occidentale, dalla Spagna alla Germania, inclusa la Svezia meridionale. In Italia è distribuita nelle regioni settentrionali e centrali, si spinge nelle regioni meridionali tranne la parte meridionale della Campania, la Calabria e la Sicilia. Assente in Sardegna.

In Umbria, se si esclude una segnalazione storica a Norcia, è stato segnalato per la prima volta nel corso del 2017 nel sito Monti Coscerno-Civitella-Aspra, mentre la segnalazione nel Bosco del Sasseto di Torre Alfina (VT) è da assegnare alla regione Lazio.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

Background

“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 X-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 X-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 X-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 X-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 funzione 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 e 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 CNBFVR

Campanaro et al. (2011) hanno proposto un protocollo mirato al monitoraggio con CMR di *O. eremita* basato sull'utilizzo del feromone X-decalattone. 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., 2011). 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. (2011) 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 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., 2011). 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**, (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., 2011). 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., 2011). 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., 2011). 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., 2011). 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 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.

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 (Campanaro et al. 2011).

COME VERIFICARE LA PRESENZA DELLA SPECIE: il metodo migliore per accertare la presenza di *Osmoderma eremita* in un determinato sito prevede l'utilizzo delle trappole a feromone ampiamente descritte nel protocollo di monitoraggio della specie.

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

Il metodo suggerito si basa sulle indicazioni fornite da Campanaro et al. (2011), integrate con quanto riportato dalla recente letteratura di riferimento e da osservazioni derivanti dal progetto LIFE MIPP. Il primo step, la scelta dell'area di studio, può basarsi su precedenti segnalazioni di presenza della specie o sulla presenza di alberi vetusti e cavi ricchi di rosura, idonei ad ospitare la specie. L'accertamento della presenza avviene attraverso la ricerca diretta dell'adulto sui tronchi o nelle cavità (visual encounter survey, VES), oppure di resti, larve e/o bozzoli pupali nella rosura contenuta nelle cavità (wood mould sampling, WMS) (Chiari et al., 2012). Dopo l'individuazione del sito, il monitoraggio prevede l'utilizzo di due tipi di trappola: 1. passiva a caduta (pitfall trap, PT); 2. attrattiva ad intercettazione (black cross window trap, BCWT). Le BCWT vanno innescate con una miscela racemica di γ -decalattone, il feromone emesso in natura dal maschio per attrarre la femmina. Le trappole vanno posizionate in maniera omogenea nell'area di studio; prima 10 PT, all'interno delle cavità dove è stata rilevata la presenza o ritenute più idonee (scelta opportunistica), e poi 10 BCWT, a circa 2 m di altezza, su rami di alberi sani privi di cavità (ad almeno 50 m l'una dall'altra); le BCWT, infatti, simulano loro stesse la cavità. La distanza minima suggerita tra PT e BCWT è di almeno 50 m, poiché a distanze inferiori l'attrattivo contenuto nelle BCWT può influenzare le catture delle PT. Se questa distanza minima non può essere rispettata, il numero delle trappole può essere adeguatamente ridotto. Il controllo delle trappole va effettuato a giorni alterni perché gli individui all'interno del contenitore di raccolta hanno tempi di sopravvivenza piuttosto limitati (per disidratazione e ipertermia). Per istruzioni dettagliate su costruzione, utilizzo e suggerimenti operativi per le trappole si rimanda a Campanaro et al. (2011), Chiari et al. (2013b) e al progetto LIFE MIPP. In letteratura sono indicati anche metodi CMR (cattura-marcatura-ricattura), ma si ritiene che la marcatura mediante microabrasioni sulle elitre (Campanaro et al., 2011) sia inadatta ad operatori inesperti. È in fase di sperimentazione una nuova procedura, più semplice, che prevede l'applicazione di un numero adesivo sull'elitra (LIFE MIPP).

Stima del parametro popolazione.

Il metodo proposto, senza CMR, non consente di ottenere una stima dell'abbondanza di popolazione, ma può essere utilizzato solo per valutare il trend della popolazione nel corso del tempo. Per non influenzare la dinamica di popolazione e l'uso dello spazio da parte degli individui, si sconsiglia di utilizzare per più sessioni di campionamento le BCWT attivate con il feromone (cfr. Campanaro et al., 2011).

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

Il parametro principale è rappresentato dalla presenza di alberi vetusti con cavità ricche di rosura e legno marcescente.

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo. Il periodo migliore va da metà giugno a metà agosto, con controllo delle trappole effettuato a giorni alterni (3 volte a settimana).

Giornate di lavoro stimate all'anno. Ogni popolazione deve essere monitorata per almeno 3 settimane.

Numero minimo di persone da impiegare. Il campionamento può essere svolto da un singolo operatore ma, per ragioni di sicurezza e tipologia di bosco, si consiglia di utilizzare almeno due persone.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat. Il monitoraggio va ripetuto almeno ogni tre anni.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio
- Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico
- Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio
- Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat

sito: aree campione rappresentative di territori dove l'avvistamento è stato ben documentato.

periodo: 1 luglio - 15 agosto.

meteo: giornata calda, senza pioggia non ventosa (specie termofila); monitorare temperatura e velocità del vento perché le condizioni meteo influenzano l'attività degli adulti.

orario: 10.00 – 12.00 ispezione trappole.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di 2 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica: cattura mediante trappole, un tipo a caduta generalista e un altro reso attrattivo grazie all'utilizzo del feromone specifico utilizzato dai maschi di *O. eremita* come richiamo sessuale: X-decalattone.

metodo delle trappole:

- Black Cross Windows Trap, uso di feromone (batuffolo di cotone impregnato con poche gocce di feromone) come sostanza attrattiva e pannelli per l'intercettazione degli insetti in volo. È costituita da due pannelli neri di sostanza plastica incrociati fra loro che hanno la funzione di simulare una cavità in un tronco di alberi sani. Tuttavia la trappola può anche essere posizionata davanti all'entrata di una cavità del tronco.

- Pitfall Trap è una trappola a caduta generalista (non è utilizzato il feromone), costituita da un bicchiere di plastica trasparente infossato nella rosura all'interno della cavità dell'albero con il bordo superiore a livello della superficie.

superficie: le trappole possono essere disposte o lungo transetti lineari, ad una distanza di circa 50 m l'una dall'altra, o ai nodi di maglie "quadrate" di 50 m di lato, o, in alternativa, in modo casuale all'interno dell'area di studio.

Monitoraggio per verificare la presenza della specie: transetti georeferenziati lineari in territori con habitat potenziali dove la specie non è stata ben documentata per segnalarne la presenza mediante l'uso di trappole a feromone (vedi sopra).

Indicatori:

-POPOLAZIONE: N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) che permette solo di fornire un trend della popolazione nel tempo nel territorio analizzato.

-HABITAT: superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-RANGE: Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

Rosalia alpina (Linnaeus, 1758)

Nome comune: Rosalia alpina

Nome Direttiva Habitat: *Rosalia alpina**

Codice Specie: 1087

Specie citata nei seguenti allegati: II, IV

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

La specie (adulto di taglia pari a 15–40 mm) è facilmente identificabile grazie alla sua livrea azzurro cenere (incluse zampe e antenne), munita di una macchia nera sul capo, una sulla porzione anteriore del pronoto, e diverse sulle elitre. Le macchie sulle elitre presentano un pattern peculiare per ogni individuo. Le antenne presentano invece un'alternanza regolare tra segmenti azzurri e neri. La stessa colorazione alternata si ritrova anche nelle zampe. I segmenti neri delle antenne presentano una pubescenza nettamente visibile ad occhio nudo. Alcune popolazioni possono presentare elitre interamente scure, mentre in altri casi sono completamente prive di macchie. La lunghezza delle antenne supera quella del corpo, talvolta raddoppiandola negli esemplari maschi. Gli angoli laterali del pronoto sono marcatamente spigolosi, le elitre tendenzialmente piatte e parallele. Le femmine hanno dimensioni maggiori rispetto ai maschi, ma presentano antenne più corte, arrivando al massimo a uguagliare la lunghezza del corpo. Inoltre i maschi hanno, a livello delle mandibole, delle espansioni laterali assenti nelle femmine. Le larve sono bianche e carnose, hanno un capo sclerificato di colore arancione-rosso, di colore nero intorno alla zona boccale; l'addome presenta una serie di cuscinetti carnosuli sul margine dorsale e ventrale di ciascun segmento, ad eccezione degli ultimi, in modo da facilitare gli spostamenti in conseguenza del ridotto sviluppo delle zampe. Le larve sono di dimensioni pari a 28–30 mm.

Ecologia e biologia:

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.

Dopo l'accoppiamento, le uova sono deposte nel legno secco di alberi senescenti ma vivi, ancora in piedi ed esposti al sole. Occasionalmente l'ovideposizione può avere luogo anche su ceppaie o grossi rami appoggiati al suolo. Le larve si sviluppano in due-tre anni e scavano gallerie relativamente superficiali; prima dell'ultima stagione invernale esse si avvicinano alla corteccia; la ninfosi avviene in una cella costruita tra la fine della primavera e l'inizio dell'estate. 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, in giornate molto soleggiate. I fori di sfarfallamento, ellittici, hanno

lunghezza di 6–12 mm e larghezza di 4–8 mm, con l'asse più lungo generalmente orientato secondo la direzione delle fibre legnose.

Distribuzione:

R. alpina è diffusa in Europa centro-meridionale, Turchia settentrionale, regione caucasica e transcaucasica. 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.

In Umbria, *R. alpina* è stata segnalata su tutta la fascia appenninica, in particolare è assidua la sua presenza sui rilievi di Monte Cucco.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

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 CNBFVR

Il protocollo proposto dal CNBFVR, per il monitoraggio di questa specie (Campanaro et al., 2011) si basa sulle metodologie utilizzate con successo da Pagola Carte in Spagna (Pagola Carte, 2010). 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 rappresenta o meno una nuova cattura (Pagola Carte, 2010; Campanaro et al., 2011). 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., 2011). 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., 2011). 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., 2011). 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., 2011). 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., 2011). 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., 2011). 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 poggiando delicatamente un dito su capo e pronoto, lasciando visibili per intero le elitre (Campanaro et al., 2011). 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., 2011). 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., 2011).

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.

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

In accordo con Campanaro et al. (2011), per il monitoraggio di *R. alpina* si usa un metodo di cattura-marcatura-ricattura (CMR) nel quale il riconoscimento dell'individuo avviene in base alla forma delle macchie nere sulle elitre, documentata mediante fotografia digitale (v. anche LIFE Gestire). Il primo step è la scelta dell'area di studio, individuata mediante l'accertamento della presenza della specie, oppure verificando che le caratteristiche ambientali siano ad essa idonee. All'interno dell'area vanno identificate delle stazioni di monitoraggio, coincidenti con piante vetuste con chiari sintomi di deperimento (fruttificazioni fungine, parti di legno morto sia nel tronco sia nei rami), alberi morti in piedi, alberi sradicati, ceppaie con radici interrato, grossi rami spezzati a terra (diametro > 20 cm), cataste di legna. Poi si deve stabilire un percorso che colleghi almeno cinque stazioni, per ottimizzare i tempi di percorrenza, e ogni stazione va ispezionata accuratamente. Gli individui di *R. alpina* catturati (a mano o con un retino entomologico) vanno sistemati provvisoriamente in bustine o contenitori di plastica trasparenti. Per fotografare l'individuo catturato, lo stesso deve essere adagiato su un supporto rigido e trattenuto poggiando delicatamente un dito su capo e pronoto, lasciando interamente visibili le elitre. Per determinare il sesso è necessario scattare una seconda fotografia, integrale, in cui siano ben visibili le antenne. L'operatore prenderà nota degli individui catturati durante ciascuna sessione e li rilascerà il prima possibile. Altre linee guida sul monitoraggio di *R. alpina* tramite CMR e in altri paesi europei sono fornite nei lavori di Cizek et al. (2009), Castro et al. (2011) e Vrezec et al. (2012). Ulteriori metodi di monitoraggio sono in via di sperimentazione nell'ambito del progetto LIFE MIPP (es. "alberi esca"; vedi anche Vrezec et al., 2012). Laddove la densità di popolazione è molto bassa sarà possibile, come per altri cerambicidi, applicare il metodo riportato da Chiari et al. (2013a), che prevede la raccolta di dati di presenza degli individui utilizzando cataste di legno fresco come esca, ma applicando modelli statistici di abbondanza senza effettuare il CMR. Una volta posizionate le cataste, queste non debbono più venire rimosse, per evitare che possano trasformarsi in trappole ecologiche.

Stima del parametro popolazione.

Applicando il metodo CMR è possibile ottenere una stima della numerosità della popolazione, una stima della sex ratio e un parametro di sopravvivenza degli adulti. L'analisi dei dati sarà eseguita con il software MARK® (White & Burnham, 1999). Nel caso di utilizzo dei modelli statistici di abbondanza che non prevedono l'applicazione del CMR si faccia riferimento a Chiari et al. (2013a).

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

Il parametro principale per determinare la qualità dell'habitat di *R. alpina* è la presenza di alberi maturi e senescenti, ma ancora vivi, con una grande quantità di legno in vari stadi di decadimento, situati in aree ben esposte al sole (LIFE MIPP).

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo. I campionamenti vanno effettuati due volte alla settimana per 4 settimane, nei mesi di luglio-agosto, in giornate soleggiate e nelle ore in cui la specie è più attiva, ovvero tra le ore 13:00 e le ore 17:30 (ora solare) circa.

Giornate di lavoro stimate all'anno. Sono previsti in totale almeno 8 giorni di campionamento.

Numero minimo di persone da impiegare. Il campionamento può essere svolto da un singolo operatore, ma per ragioni di sicurezza si consiglia di prevedere la presenza di almeno due persone.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat. Il monitoraggio va effettuato almeno due volte nell'arco dei sei anni.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative di territori dove l'avvistamento è stato ben documentato.

periodo: 1 luglio - 31 agosto.

meteo: giornata calda, senza pioggia non ventosa (specie termofila); monitorare temperatura e velocità del vento perché le condizioni meteo influenzano l'attività degli adulti.

orario: 13.00 – 17.00.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di 4 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica: cattura-marcatura-ricattura degli adulti mediante foto-identificazione delle macchie nere delle elitre caratterizzanti ogni individuo. Cattura manuale, coadiuvata anche attraverso un retino entomologico, dopo una ricerca a vista, trattandosi di coleotteri poco vagili e scarsamente attratti dalle miscele alcolico-zuccherine. Gli individui devono essere cercati principalmente su piante vetuste di faggio con chiari sintomi di deperimento, monconi di alberi morti in piedi, alberi sradicati, ceppaie con radici interrate, grossi rami spezzati a terra, cataste di legna, ecc.

Metodo del transetto: consiste nel conteggiare gli individui adulti avvistati lungo un percorso predefinito all'interno di un bosco maturo di faggi munito di siti dove sono presenti faggi senescenti con segni di deperimento.

superficie: minimo 3 transetti georeferenziati lineari lunghi 1,0 km.

Monitoraggio per verificare la presenza della specie: transetti georeferenziati lineari in territori con habitat potenziali dove la specie non è stata ben documentata per segnalarne la presenza mediante la ricerca dei caratteristici fori di uscita delle larve su vecchi faggi senescenti (fori ellittici, in media lunghi 10 mm e larghi 6 mm).

Indicatori:

-POPOLAZIONE: N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) per km in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.

-HABITAT: superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-RANGE: Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

LEPIDOTTERI

Euplagia quadripunctaria (Poda, 1761)

Nome comune: Era, Callimorfa era, Falena dell'Edera

Nome Direttiva Habitat: *Callimorpha* (*Euplagia*, *Panaxia*) *quadripunctaria**

Codice Specie: 1078

Specie citata nei seguenti allegati: II

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Lepidottero Erebidie Arctino di dimensioni medio-grandi (apertura alare 42-52 mm) caratterizzato da una netta differenza tra le ali anteriori e quelle posteriori: le prime sono nere attraversate da striature bianco-crema, le seconde rosse con alcune macchie nere tondeggianti. Le ali a riposo sono ripiegate a tetto al di sopra del corpo. Le antenne sono filiformi, il capo e il torace richiamano la colorazione delle ali anteriori, l'addome quella delle ali posteriori. I sessi differiscono per le antenne, setoso-ciliate nel maschio e semplici nella femmina. Il bruco è nero con tubercoli arancioni provvisti di setole e bande longitudinali gialle laterali e medio-dorsali.

Euplagia quadripunctaria non può essere confusa con nessun'altra specie, se non con *Callimorpha dominula* (Linnaeus, 1758), che presenta però ali anteriori con macchie chiare tondeggianti.

Ecologia e biologia:

Specie con predilezione per gli ambienti boschivi mediterranei, soprattutto in prossimità della vegetazione litorale, , dove si insedia preferenzialmente in boschi ombrosi dal microclima fresco e umido. tra il piano basale fino a 1200 m di quota. Si può rinvenire anche in aree antropizzate. Gli adulti sono floricoli ed attratti in modo particolare da *Eupatorium cannabinum* e *Sambucus ebulus*. Le larve, polifaghe, si nutrono su diverse specie erbacee, arbustive e arboree: *Eupatorium cannabinum*, *Cirsium* sp., *Carduus* sp., *Lamium* sp., *Urtica dioica*, *Epilobium* sp., *Corylus avellana*, *Fagus sylvatica*, *Quercus* sp., *Lonicera* sp., *Rubus* sp. e *Sarothamnus* sp. Gli adulti sono ad attività sia diurna sia notturna, compaiono tipicamente in piena estate e prolungano il volo sino ad inizio autunno. Se disturbati, sollevano le ali anteriori, mostrando i vistosi colori di quelle posteriori. Le uova, emisferiche, di colore giallo pallido appena deposte, vengono rilasciate in settembre-ottobre e diventano violacee prima della schiusa, che avviene in una o due settimane. Le larve si sviluppano per breve tempo per poi entrare in ibernazione. La ninfosi avviene all'inizio dell'estate, formando la crisalide nella lettiera a pochi centimetri di profondità.

Distribuzione:

Euplagia quadripunctaria è caratterizzata da un'ampia distribuzione Eurasiatica occidentale, dalla Penisola Iberica fino al Turkmenistan. In Italia la specie è diffusa in tutte le regioni compresa la Sicilia. Dubbia la presenza in Sardegna.

La specie in Umbria è prevalentemente segnalata nella parte centro-settentrionale della regione.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

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).

Proposta 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 fonti 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

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.

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

Il protocollo di monitoraggio prevede l'utilizzo di trappole luminose, metodologia standard utilizzata per lepidotteri notturni che consente di campionare un elevato numero di esemplari con uno sforzo molto ridotto (Holloway et al., 2001; Trizzino et al., 2013). Per questa specie il metodo non è però forse così efficiente e dovrà essere stimata di volta in volta la sua capacità attrattiva. Il primo step è rappresentato dalla scelta dell'area di studio, individuata mediante l'accertamento della presenza della specie, che spesso frequenta di giorno i fiori delle piante nutrici, oppure verificando che le caratteristiche ambientali siano idonee. L'operatore dovrà posizionare nel sito prescelto una trappola luminosa, costituita da un contenitore per la raccolta degli adulti dotato di una lampada UV, a luce miscelata o a vapori di mercurio. La trappola dovrà essere posta in opera prima del tramonto fino all'alba. Il giorno successivo al posizionamento della trappola, la stessa andrà controllata per contare e poi immediatamente liberare gli individui raccolti. Il rispetto dell'orario di controllo è estremamente importante in quanto, con l'avanzare del giorno e l'aumento della temperatura, gli individui catturati possono deteriorarsi sbattendo contro le pareti del contenitore (Trizzino et al., 2013). In alternativa al contenitore è possibile utilizzare un telo bianco. In questo caso l'operatore dovrà però stazionare tutta la notte in prossimità del telo stesso prendendo nota degli individui che mano a mano si avvicineranno alla fonte luminosa e si poseranno su di esso. Dato che le attività di monitoraggio saranno ripetute nel corso degli anni, è opportuno ricordare che le popolazioni di lepidotteri possono manifestare grandi fluttuazioni numeriche, in relazione all'andamento del clima e ai valori di densità dell'anno precedente (Nowicki et al., 2009).

Stima del parametro popolazione.

Il metodo proposto non consente di ottenere una stima esatta dell'abbondanza di una popolazione, ma può essere utilizzato per misurare il cambiamento dei suoi valori nel tempo. Una stima approssimativa può comunque essere ottenuta calcolando la media dei valori ottenuti per ciascuna sessione di campionamento.

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

Il parametro più importante per stimare la qualità dell'habitat di *E. quadripunctaria* è l'assenza di fenomeni che possano produrre un eccessivo degrado dello stesso.

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo. I campionamenti devono essere effettuati nei mesi estivi, da giugno ad settembre, con cadenza almeno settimanale.

Giornate di lavoro stimate all'anno. Ogni popolazione andrebbe campionata per tutto il periodo idoneo, per un totale di circa 10 giorni di lavoro.

Numero minimo di persone da impiegare. Per realizzare il monitoraggio è sufficiente la presenza di una persona, anche se il numero ottimale di operatori andrebbe stabilito sulla base del numero di aree da campionare.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat. È sufficiente un unico monitoraggio nell'arco dei sei anni.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative di territori dove l'avvistamento è stato ben documentato o di habitat con caratteristiche idonee per la specie.

periodo: metà luglio - metà settembre.

meteo: giornata calda e non ventosa; monitorare temperatura e velocità del vento perché le condizioni meteo influenzano il volo dei lepidotteri.

orario: tecnica diurna, orario 16.00 - 18.00; tecnica notturna dal tramonto, per tutta la notte.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica diurna: cattura-marcatura-ricattura degli adulti; cattura mediante retino entomologico; marcatura: numerazione da effettuare in zone idonee delle ali con un colorante non tossico e resistente.

superficie: transetti georeferenziati lineari lunghi 1 km, considerando gli individui che si vedono a destra e a sinistra del transetto (per una fascia di alcuni metri, fino a 10 m).

tecnica notturna: sfrutta l'attrazione esercitata dalle luci artificiali sugli adulti.

1) Uso di trappola luminosa con tubo fluorescente attinico da 15W alimentata da batteria portatile e provvista di interruttore crepuscolare (accensione dopo il tramonto e spegnimento all'alba) e provvista di contenitore sottostante per la raccolta delle falene. Il giorno successivo la trappola andrà esaminata poco dopo l'alba (per evitare che la luce solare e il caldo deteriorino gli individui) per registrare le specie e il relativo numero di individui presenti e procedere alla loro liberazione.

2) Uso di trappola luminosa con lampada (luce bianca – 1 lampada a vapori di mercurio 150-250 W) che proietta su un telo bianco-lucido di circa 2m x 2m alimentata da un generatore portatile. Porre un telo bianco anche sotto le luci per raccogliere gli esemplari che si orientano verso la fonte luminosa.

L'uso contemporaneo di entrambe le tecniche (1 e 2) permette una combinazione di diverse fonti luminose (lampadina UV e una lampada a vapori di mercurio) e di tempi di campionamento (da tutta la notte a un specifico intervallo orario) che di norma è più efficace.

Indicatori:

-POPOLAZIONE: N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) per trappola luminosa/campionamento; N. di individui maturi per km (densità: n/km; min-max/ km; classe/ km) in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.

-HABITAT: superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-RANGE: Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

Erannis ankeraria (Staudinger, 1861)

Nome comune: Ibernina di Anker

Nome Direttiva Habitat: *Erannis ankeraria*

Codice Specie: 4033

Specie citata nei seguenti allegati: II, IV

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Lepidottero Geometride caratterizzato da un evidente dimorfismo sessuale, con femmine attere e maschi alati (apertura alare maschio: 30–40 mm). Presenta 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. Le ali posteriori sono tondeggianti, di colore bianco-giallastro molto pallido, con un piccolo punto discale grigio. Le antenne sono bipettinate nel maschio, filiformi nella femmina; capo, torace e addome sono color sabbia nel maschio. La femmina è biancastra irrorata di bruno-nero con una fascia dorsale scura.

Erannis ankeraria può essere confusa con alcune specie italiane, soprattutto dei generi *Erannis* Hubner 1825 e *Agriopis* Hubner, 1825. *E. defoliaria* (Clerck, 1759) presenta solitamente maschi dal disegno assai più marcato, con aree chiare e scure ed inoltre, le forme con ali anteriori di colore uniforme della stessa sono sempre distinguibili per la tinta più scura, bruno-rossiccia. La femmina di *E. defoliaria* è più irregolarmente maculata di scuro. I maschi di *Agriopis aurantiaria* (Hubner, 1799) e *A. marginaria* (Fabricius, 1776), non esibiscono il forte contrasto di colorazione tra ali anteriori e posteriori che si osserva in *E. ankeraria*; 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. Il bruco di *Erannis ankeraria* è verde con deboli linee longitudinali alle prime età e vira successivamente al bruno-giallo, divenendo pressoché indistinguibile da quello della congenere *E. defoliaria*.

Ecologia e biologia:

Erannis ankeraria è legata ad habitat forestali a prevalenza di roverella (*Quercus pubescens*) dell'orizzonte submediterraneo, a quote non elevate, di norma non superiori a 600 m. Le larve, che si possono osservare tra maggio e giugno, si sviluppano a spese di diverse specie di quercia, in particolare della roverella. La specie è 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.

Distribuzione:

La specie è distribuita dalla regione adriatica attraverso l'Europa sudorientale e l'Asia Minore fino all'Iran settentrionale e al Turkmenistan. In Italia, la presenza di questa specie è stata accertata solo in alcune località del versante centro-meridionale adriatico.

Una popolazione di questa specie è stata rinvenuta in Umbria (Monte Subasio) ed è la prima segnalazione ad ovest dell'asse principale degli Appennini e pertanto il sito più occidentale del suo areale.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

Proposta CNBFVR

Il protocollo proposto nel presente contributo sfrutta la notevole attrazione esercitata dalle luci artificiali sui maschi 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 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. E' 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.

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

Il protocollo di monitoraggio prevede l'utilizzo di trappole luminose, metodologia standard utilizzata per lepidotteri notturni che consente di campionare un elevato numero di esemplari con uno sforzo molto ridotto (Tóth et al., 2013; Trizzino et al., 2013). Il primo step è rappresentato dalla scelta dell'area di studio, individuata mediante l'accertamento della presenza della specie, oppure verificando che le caratteristiche ambientali siano ad essa idonee. L'operatore dovrà posizionare nel sito prescelto una trappola luminosa, costituita da un contenitore per la raccolta degli adulti dotato di una lampada UV, a luce miscelata o a vapori di mercurio (Trizzino et al., 2013). La trappola dovrà essere posta in opera prima del tramonto fino all'alba. Il giorno successivo, la trappola andrà ispezionata per contare e immediatamente liberare gli individui raccolti. Il rispetto dell'orario di controllo della trappola è estremamente importante, in quanto con l'avanzare del giorno e l'aumento della temperatura gli individui possono deteriorarsi, sbattendo contro le pareti del contenitore (Trizzino et al., 2013). In alternativa al contenitore è possibile utilizzare un telo bianco. In questo caso l'operatore dovrà però stazionare tutta la notte in prossimità del telo stesso prendendo nota degli individui che mano a mano si avvicineranno alla fonte luminosa e si poseranno su di esso. Dato che le attività di monitoraggio saranno ripetute nel corso degli anni, è opportuno ricordare che le popolazioni di lepidotteri possono manifestare grandi fluttuazioni numeriche, in relazione all'andamento del clima e ai valori di densità dell'anno precedente (Nowicki et al., 2009).

Stima del parametro popolazione.

Il metodo proposto non consente di ottenere una stima esatta dell'abbondanza di una popolazione, ma può essere utilizzato per misurare il cambiamento dei suoi valori nel tempo. Una stima approssimativa può comunque essere ottenuta calcolando la media delle catture effettuate durante ogni sessione di campionamento.

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

Il principale parametro per definire la qualità dell'habitat di *E. ankeraria* è rappresentato dall'integrità dell'ambiente forestale in cui la specie vive. In particolare, il bosco dovrebbe essere maturo e presentare una struttura disetanea tale da fornire gli specifici micro-habitat utilizzati da *E. ankeraria*.

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo. Il periodo migliore per effettuare i campionamenti, che dovrebbero essere condotti con cadenza almeno settimanale, è compreso tra la seconda metà di febbraio e la prima metà di maggio.

Giornate di lavoro stimate all'anno. Ogni popolazione andrebbe campionata per tutto il periodo idoneo.

Numero minimo di persone da impiegare. Per realizzare il monitoraggio è sufficiente la presenza di una persona, anche se il numero ottimale di operatori andrebbe stabilito sulla base dell'ampiezza dell'area campionata.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat. Almeno due, possibilmente a cadenza triennale.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative di territori dove l'avvistamento è stato ben documentato o di habitat con caratteristiche idonee per la specie (querceti maturi).

periodo: metà febbraio - marzo.

meteo: giornata non ventosa; monitorare temperatura e velocità del vento perché il tempo influenza il volo dei lepidotteri (in questa specie la femmina è attera).

orario: dal tramonto, per tutta la notte.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica (notturna): si tratta di una specie crepuscolare e notturna, pertanto il monitoraggio non può essere effettuato mediante la metodologia del transetto. In alternativa, grazie all'attrazione esercitata dalle luci artificiali sugli adulti, si usano trappole luminose o anche alcuni punti luminosi abbastanza isolati dai centri abitati come lampioni, luci esterne di case isolate o fattorie, ecc.

1) Uso di trappola luminosa con tubo fluorescente attinico da 15W alimentata da batteria portatile e provvista di interruttore crepuscolare (accensione dopo il tramonto e spegnimento all'alba) e provvista di contenitore sottostante per la raccolta delle falene. Il giorno successivo la trappola andrà esaminata poco dopo l'alba (per evitare che la luce solare e il caldo deteriorino gli individui) per registrare le specie e il relativo numero di individui presenti e procedere alla loro liberazione.

2) Uso di trappola luminosa con lampada (luce bianca –lampada a vapori di mercurio da 150-250 W) che proietta su un telo bianco-lucido di circa 2m x 2m alimentata da un generatore portatile. Porre un telo bianco anche sotto le luci per raccogliere gli esemplari che si orientano verso la fonte luminosa. L'operatore effettua dei rilievi notturni in modo cadenzato per registrare le specie e il relativo numero di individui.

L'uso contemporaneo di entrambe le tecniche (1 e 2) permette una combinazione di diverse fonti luminose (lampadina UV e una lampada a vapori di mercurio) e di tempi di campionamento (da tutta la notte a un specifico intervallo orario) che di norma è più efficace.

Indicatori:

-POPOLAZIONE: N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) per trappola luminosa/campionamento; N. di individui maturi per ettaro (densità: n/ha; min-max/ha; classe/ha) in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.

-HABITAT: superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-RANGE: Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

Eriogaster catax (Linnaeus, 1758)

Nome comune: Bombice del prugnolo

Nome Direttiva Habitat: *Eriogaster catax*

Codice Specie: 1074

Specie citata nei seguenti allegati: II, IV

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Lepidottero Lasiocampide di piccole dimensioni (apertura alare: 27–35 mm) dal vivace colore di fondo fulvo arancione nel maschio e bruno rossiccio nella femmina, presenta ali anteriori con campo mediano individuato da fasce ante e postmediana (la prima spesso evanescente nella femmina) e un evidente punto bianco discale orlato di scuro e area antemarginale di tinta più cupa del colore di fondo. Le ali posteriori sono relativamente piccole e prive di ornamentazione. Le antenne sono bipettinate nel maschio (peculiare carattere di dimorfismo sessuale), sottili nella femmina; il corpo è fittamente pubescente e provvisto nella femmina di un vistoso ciuffo di squame grigie all'estremità. Il bruco maturo 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.

L'unica specie della fauna italiana simile a *Eriogaster catax* è *E. rimicola* (Denis & Schiffermuller, 1775), di colore bruno rossiccio in entrambi i sessi, con ali anteriori prive di evidenti bande trasversali e punto discale bianco non orlato di scuro.

Ecologia e biologia:

L'ambiente elettivo della specie è rappresentato dai cespuglieti a portamento arbustivo. Il bruco si nutre principalmente di piante di prugnolo (*Prunus spinosa*) ma anche biancospino (*Crataegus* spp.). Talvolta le piante nutrici possono essere *Pyrus*, *Betula*, *Populus*, *Quercus* e *Ulmus*. La specie si rinviene a quote comprese tra il livello del mare ed i 1100 metri.

Gli individui adulti, soprattutto maschi, vengono attratti da luci artificiali praticamente solo al crepuscolo. Dato il periodo di volo tardo-autunnale, periodo in cui i campionamenti al lume non sono molto assidui, la specie tende probabilmente ad essere sottostimata rispetto alla sua effettiva diffusione e abbondanza. La frequenza con cui si incontrano le larve della specie dimostra che questa è certamente più comune ed abbondante di quanto non indichino i reperti degli adulti. La femmina depone le uova, in ammassi impastati coi peli dell'addome su rami e tronchi, che schiudono la primavera successiva. Le larve che ne emergono sono gregarie fino al II o III stadio larvale (instar) e vivono in dei tipici nidi sericei di colore bianco. Le larve sono frequentemente soggette a parassitosi. La specie è monovoltina, ma sono stati frequentemente segnalati casi di durata dello stadio pupale per più anni. L'impupamento avviene all'inizio di luglio e gli adulti

volano dalla metà di ottobre agli inizi di novembre, al tramonto e vengono attratti dalle fonti luminose artificiali soltanto al crepuscolo.

Distribuzione:

Eriogaster catax è distribuita dall'Europa centro-meridionale a est fino agli Urali ed il Medio Oriente. Nell'ambito dell'areale è distribuita a macchia di leopardo con grandi aree in cui è assente. In diverse parti d'Italia la si può rinvenire con relativa continuità dal livello del mare fino a circa 1100 m di quota, in aree non eccessivamente fredde.

In Umbria la specie è stata rilevata principalmente nella parte meridionale della regione e rinvenuta fino a circa 1100 metri (zona umida di Gavelli).

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

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). 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 (Andras et al., 2010).

Proposta 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 *Euproctis chrysorrhoea* (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.

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

Il metodo di monitoraggio più efficace per *E. catax* è rappresentato dal conteggio dei nidi larvali. Il conteggio delle uova non è infatti un metodo applicabile per questa specie, in quanto le femmine coprono le ovideposizioni con le setole addominali, di colore grigio-brunastro, nascondendole rispetto al substrato. Nel periodo invernale la neve rende ancora più difficoltosa l'individuazione delle ovature (Kuźmiński et al., 2014). Il primo step del monitoraggio è rappresentato dalla scelta dell'area di studio, dove la presenza della specie target deve essere certa, oppure dove devono essere presenti, con una certa abbondanza, le piante nutrici delle larve. Il periodo ideale per eseguire il monitoraggio è durante il mese di aprile, prima che le larve abbandonino il nido comune (Trizzino et al., 2013). L'operatore deve esplorare un'area quadrata di un ettaro, controllando su ogni pianta di prugnolo o boscospino presente l'eventuale presenza di nidi; se la zona di studio è molto ampia verranno campionate più aree. È fondamentale che l'operatore sappia riconoscere con assoluta certezza il nido di *E. catax*, per non confonderlo con quello di altre specie (Trizzino et al., 2013). Contestualmente, l'operatore potrà contare il numero di larve all'interno di ciascun nido, per avere una stima più precisa della popolazione. Poiché lo scopo del monitoraggio è quello di individuare cambiamenti nell'abbondanza della popolazione da un anno all'altro, è importante che i conteggi vengano svolti sempre in condizioni standardizzate e nello stesso intervallo orario, in modo da poter confrontare i risultati. Dato che le attività di monitoraggio saranno ripetute nel corso degli anni, è opportuno ricordare che le popolazioni di lepidotteri possono manifestare grandi fluttuazioni numeriche, in relazione all'andamento del clima e ai valori di densità dell'anno precedente (Nowicki et al., 2009). Si sconsiglia invece un monitoraggio degli adulti tramite trappole luminose attrattive, in quanto questi sono attratti dalla luce artificiale solo per poche decine di minuti subito dopo il tramonto quando c'è ancora luce.

Stima del parametro popolazione.

Conoscendo il numero medio di larve per nido ed avendo conteggiato il numero di nidi nell'area di rilevamento è possibile ottenere una stima abbastanza precisa dell'abbondanza di popolazione. Al valore andrà però sottratta una quota corrispondente alla perdita di individui per parassitosi.

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

Il parametro più importante per stimare la qualità dell'habitat di *E. catax* è l'assenza di fenomeni che possano produrre un eccessivo degrado delle formazioni vegetali a cui la specie è legata, ad esempio il taglio di cespugli di rosacee nei pascoli che devono mantenere una struttura "a savana" rada.

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo. I campionamenti vanno preferibilmente condotti nel mese di aprile.

Giornate di lavoro stimate all'anno. Il valore è variabile in relazione alla superficie della formazione vegetazionale da esaminare, ma si suggerisce di prevederne non meno di cinque.

Numero minimo di persone da impiegare. Per realizzare il monitoraggio è sufficiente la presenza di una persona, anche se il numero ottimale di operatori andrebbe stabilito sulla base delle dimensioni dell'area campionata.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat. Almeno due, possibilmente a cadenza triennale.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative di territori dove l'avvistamento è stato ben documentato o dove è consistente la colonizzazione dalle piante nutrici.

periodo: adulti: 1 ottobre e il 15 novembre; larve: aprile.

meteo: giornata non ventosa; monitorare temperatura e velocità del vento perché le condizioni meteo influenzano il volo dei lepidotteri.

orario: adulti: poco prima e poco dopo il tramonto; larve: giorno.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di almeno 2 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica (adulti): si tratta di una specie crepuscolare e notturna, pertanto il monitoraggio non può essere effettuato mediante la metodologia del transetto. In alternativa, grazie all'attrazione esercitata dalle luci artificiali sugli adulti (principalmente maschi) si possono utilizzare trappole luminose. Uso di trappola luminosa con lampada (luce bianca – lampada a vapori di mercurio da 150 a 250 W) che proietta su un telo bianco-lucido di circa 2m x 2m alimentata da un generatore portatile. Porre un telo bianco anche sotto le luci per raccogliere gli esemplari che si orientano verso la fonte luminosa. Gli operatori effettuano i rilievi notturni e registrano la presenza della specie, l'orario di comparsa, il numero di individui e il relativo sesso.

tecnica (larve): la femmina costruisce un manicotto di peli per le uova sulla pianta nutrice, di norma il prugnolo. In un'area prestabilita (un ettaro) si procede con il conteggio dei nidi. Successivamente si conteggiano le larve, gregarie fino al II o III instar, all'interno del nido sericeo.

Indicatori:

- POPOLAZIONE:** N. di individui adulti (N. esatto o Min-Max o Classe) per trappola luminosa/campionamento; N. di ovideposizioni e N. di larve per nido (densità: n/ha; min-max/ha; classe/ha) in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.
- HABITAT:** superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (ettari).
- RANGE:** Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato (ettari).

Euphydryas provincialis (Boisduval, 1828)

Nome comune: Eufidriade di Provenza

Nome Direttiva Habitat: *Euphydryas* (*Eurodryas*, *Hypodryas*) *aurinia*

Codice Specie: 1065

Specie citata nei seguenti allegati: II

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Lepidottero Ninfalide di medie dimensioni (lunghezza ala anteriore: 17–23 mm) che presenta una grande variabilità individuale. Le ali sono 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. Capo, torace e addome sono neri con ricca pubescenza. L'aspetto generale di *E. provincialis* concorda con quello degli altri membri italiani della tribù dei Meliteini. 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, caratteristica questa condivisa tra i Meliteini umbri solo con *Melitaea cinxia* (Linnaeus, 1759) che però presenta un colore di fondo arancione assai più uniforme, non tassellato di chiaro e di scuro. Il bruco maturo di *E. provincialis* è nero leggermente irrorato di grigio cenere o bianco e con tubercoli conici provvisti di setole.

Prima di essere elevata a rango di specie, *E. provincialis* era considerata solo una sottospecie di *Euphydryas aurinia* (Rottemburg, 1775), il taxon di riferimento inserito negli allegati della Direttiva Habitat, con la denominazione di *Euphydryas aurinia provincialis* (Boisduval, 1829). Pertanto, attualmente in Italia, *E. aurinia* rappresenta un complesso di specie: *E. aurinia*, area padano-veneta, *E. glaciegenita* Vérité, 1928, Alpi centrali sopra i 2000 m di quota e *E. provincialis* Appennino peninsulare.

Ecologia e biologia:

La specie vive in prati e radure dal piano collinare a quello montano, sino a circa 1500 m di quota. 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. Diversi studi indicano che la specie presenta un'articolazione delle sue colonie sul territorio tipicamente strutturata in metapopolazioni. Monovoltina, il periodo di volo è compreso tra i primi di maggio e la fine di giugno. Le uova vengono deposte a gruppi sulla pagina inferiore delle foglie, di solito nel mese di giugno. La schiusa avviene dopo circa 3 settimane. I bruchi sono gregari fino alla penultima età e vivono associati ad una piccola tela comune tessuta tra le erbe, sono polifagi

nutrendosi 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*). 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.

Distribuzione:

Euphydryas aurinia 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. In Italia, *E. aurinia* è stata suddivisa in 3 specie, così distribuite: *E. aurinia* nelle pianure umide del Fiume Po, *E. glaciegenita* sull'arco alpino e *E. provincialis* lungo la catena appenninica della penisola.

In Umbria risulta comune e localizzata, con popolazioni numerose, frequenta le zone pedemontane e montane del settore centro-orientale della regione, colonizzando anche interi versanti.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

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 km² (1000 ha), 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 m², 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.

Tale risultato è 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 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 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'operatore deve essere in grado di distinguere sul campo, e con assoluta certezza, la specie oggetto di studio.

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. Un'alternativa può essere rappresentata dalla ricerca delle larve gregarie sulle varie piante ospiti.

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

Queste specie sono campionabili sia allo stadio adulto sia allo stadio larvale, prima dello svernamento. Gli adulti devono essere campionati con il metodo del transetto semiquantitativo (Pollard & Yates, 1993). Il transetto deve prevedere una lunghezza costante (es. 1 km) o un intervallo temporale determinato (solitamente 1 h), essere eseguito nelle ore centrali della giornata con cielo sereno e assenza di vento. La specie presenta inoltre i requisiti per essere campionata, laddove sia possibile, anche con il metodo cattura-marcatura-ricattura (CMR), che permette di ottenere una stima della consistenza numerica della popolazione. In questo caso però il campionamento deve essere esaustivo, e va effettuato in modo continuativo nella fascia oraria (h 10-15). Le farfalle vanno catturate, marcate individualmente (numero progressivo) con pennarello atossico indelebile e rilasciate; l'operazione richiede una certa delicatezza e velocità. Dal secondo evento di campionamento andranno annotati gli individui già marcati oltre a quelli neosfarfallati e privi di marcatura. Le ovature e i nidi sericei forniscono una valutazione dell'uso dello spazio e della densità, utili per stimare la qualità dell'habitat della specie. In questo caso si delimiterà una porzione di sito che comprenda la pianta nutrice, si individueranno tutte le singole piante presenti su di una data superficie (es. 500 m²) e si conterà il numero di ovature o di nidi gregari. In alternativa si possono delineare dei quadrati di 5x5 m all'interno dei quali saranno contate le piante nutrici con e senza ovature. La distribuzione delle piante nutrici e delle ovature è sempre a macchia di leopardo per cui è necessario scegliere almeno 5 quadrati per ettaro in maniera casuale. Ciascun quadrato sarà georeferenziato per ripetere il rilievo negli anni. Questo metodo è particolarmente utile per le popolazioni alpine e mediterranee.

Stima del parametro popolazione.

Con i dati dei transetti si ottiene una curva di volo che consente di conoscere la fenologia e l'abbondanza relativa della popolazione. Applicando il CMR è possibile ottenere una stima della numerosità popolazione, una stima della sex ratio e un parametro di sopravvivenza degli adulti. I dati vanno analizzati con il software MARK® (White & Burnham, 1999).

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

Vanno selezionati dei quadrati di 5x5 m, ciascuno dei quali deve contenere al suo interno almeno una pianta nutrice. Per ciascun quadrato verranno poi misurate la densità delle piante nutrici, l'altezza della vegetazione circostante, la percentuale di suolo nudo (Casacci et al., 2015). Per le popolazioni alpine il dato di densità della pianta nutrice deve essere sostituito da un dato di copertura in percentuale della pianta nutrice stessa.

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo. I campionamenti vanno effettuati nei mesi di maggio e giugno per le popolazioni delle regioni biogeografiche continentale e mediterranea, mentre per le popolazioni della regione biogeografica alpina il periodo di volo è variabile: da metà giugno nelle annate più calde, fino a metà luglio in quelle più fredde, con termine ad agosto.

Giornate di lavoro stimate all'anno. Transetto semiquantitativo: per tutto il periodo di volo, con cadenza settimanale (4 giornate). CMR: per le popolazioni mediterranee e alpine si suggerisce di campionare il periodo centrale di volo a giorni alterni o consecutivi in modo da ottenere almeno 10 eventi. Va tenuto conto del fattore metereologico che rende instabili le giornate di lavoro nelle aree alpine (circa 12-15 giornate di lavoro). Per le popolazioni continentali il cui periodo di volo è circa 20-30 giorni è possibile campionare a giorni alterni per tutto il periodo. Stima dell'habitat: 2 giornate di lavoro.

Numero minimo di persone da impiegare. Un operatore.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat. Transetto semiquantitativo: per le popolazioni alpine ogni anno, per le altre 1° e 2° anno + 5° e 6° anno (il primo anno serve per avere informazioni di carattere preliminare, per cui se già si conosce la popolazione si può ridurre il numero di anni di monitoraggio da 4 a 3 ; nel caso fosse possibile effettuare solo due anni di monitoraggio, si raccomanda di programmarli uno di seguito all'altro). CMR: se il 1° anno il risultato è buono, successivamente 3° e 5°, altrimenti 1°, 2°, 4° e 6°.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative di territori dove l'avvistamento è stato ben documentato.

periodo: 15 maggio – 30 giugno.

meteo: giornata soleggiata non ventosa; monitorare temperatura, velocità del vento e luminosità perché le condizioni meteo influenzano il volo dei lepidotteri.

orario: 10.00 - 16.00.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di 3 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica: cattura-marcatura-ricattura degli adulti; cattura mediante retino entomologico; marcatura: numerazione da effettuare in zone idonee delle ali con un colorante non tossico e resistente.

superficie: 3 aree di 100 m di lato o transetto di un chilometro. Le aree monitorate devono essere rappresentative del sito indagato. Gli individui che si vedono a destra e a sinistra del transetto (per una fascia di alcuni metri, fino a 5 m) vanno considerati.

Monitoraggio per verificare la presenza della specie: Transetti georeferenziati lineari in territori con habitat potenziali dove la specie non è stata ben documentata, per segnalarne la presenza (avvistamento o cattura-rilascio con retino entomologico).

Indicatori:

-POPOLAZIONE: N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) per ettaro (densità: n/ha; min-max/ha; classe/ha) in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.

-HABITAT: superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-RANGE: Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

Phengaris arion (Linnaeus, 1758)

Nome comune: Maculinea del timo

Nome Direttiva Habitat: *Maculinea arion*

Codice Specie: 1058

Specie citata nei seguenti allegati: IV

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Lepidottero Licenide caratterizzato, in visione dorsale, da ali di colore blu violaceo con ampi bordi bruni (lunghezza ala anteriore: 15–26 mm). Sono presenti una serie di macchie scure allungate a forma di goccia, sviluppate soprattutto nella femmina. 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 antemarginali che però risultano scarsamente visibili sulle anteriori, mentre sulle posteriori tendono ad essere più distinti. 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. Le antenne sono anellate di grigio chiaro e nero, con clava scura; capo, torace e addome sono grigi, con riflessi bluastrì che interessano soprattutto la pubescenza dorsale del torace. Il bruco maturo è di colore biancastro leggermente rosato e con microsetole sparse, convesso dorsalmente e relativamente appiattito ventralmente.

Ecologia e biologia:

È una specie xero-termofila associata a pendii erbosi aridi e soleggati dal piano basale fino a 1800 m di quota. La specie è monovoltina, il periodo di massima attività degli adulti è compreso tra la fine di maggio e la fine di luglio, in funzione della latitudine e della quota. Gli adulti volano in ambienti prativi con erba bassa e non si spostano molto dalla zona di schiusa. Ogni femmina depone fino a circa 300 uova. Le larve si sviluppano inizialmente a spese di infiorescenze di origano (*Origanum vulgare*) e timo (*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. Recenti studi evidenziano che i bruchi sono in grado di emettere un suono molto simile a quello della formica regina per essere trasportate nel formicaio e per avanzare nello status sociale della colonia grazie ad un organo stridulante. All'interno del formicaio le larve continuano a produrre la secrezione gradita alle formiche e, pur nutrendosi di uova, larve e pre-ninfe 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. Lo stadio di crisalide dura circa tre settimane.

Distribuzione:

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. In Italia la specie è presente in tutta l'area continentale e peninsulare, ma manca nelle isole.

In Umbria è distribuita nella fascia centro-orientale della regione, frequenta i prati collinari e montani limitrofi ai boschi.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

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.

Proposta 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. 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. 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. 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. La presenza di formicai di *Myrmica* spp. può essere un ulteriore indizio a favore della presenza della specie nel sito.

[Fonte: *MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016*]

Tecniche di monitoraggio.

La specie è facilmente campionabile allo stadio adulto, mentre lo stadio larvale è difficilmente reperibile e comunque andrebbe cercato all'interno dei nidi della formica ospite. Gli adulti vanno campionati con il metodo del transetto semi quantitativo (Pollard & Yates, 1993), ripetuto a cadenza settimanale per tutto il periodo di volo. Il transetto deve essere condotto nelle ore centrali della giornata in condizioni di cielo sereno e assenza di vento. Il transetto, per essere standardizzato, dovrà prevedere una lunghezza costante (es. 1 km) o un intervallo temporale determinato (solitamente 1 h). Nelle popolazioni alpine gli individui sono più rarefatti e si consiglia pertanto un transetto non lineare ma a tempo oppure a superficie (1 ha). La specie è stata ampiamente studiata anche con il metodo di cattura-marcatura-ricattura (CMR) (Bonelli et al., 2013), che permette di ottenere una stima della consistenza numerica della popolazione e che può essere applicato laddove vi sia la possibilità. In questo caso il campionamento deve essere esaustivo altrimenti i dati non possono essere elaborati e non si ottiene una stima della consistenza numerica della popolazione. Pertanto il campionamento deve essere condotto per tutto il periodo di volo a giorni alterni. Il primo step è rappresentato dalla scelta dell'area di studio, dove la presenza della specie deve essere certa. La specie si rinviene in piccole popolazioni isolate, quasi mai in metapopolazioni. Le farfalle vanno catturate, marcate individualmente (numero progressivo) con pennarello atossico indelebile, e rilasciate; l'operazione richiede una certa delicatezza e velocità. Il campionamento deve essere svolto all'interno della fascia oraria di attività degli adulti (h 10- 15) in modo continuativo. Dal secondo evento di campionamento andranno annotati gli individui già marcati oltre a quelli neosfarfallati e privi di marcatura. Poiché le attività di monitoraggio saranno ripetute nel corso degli anni, è opportuno ricordare che le popolazioni di lepidotteri possono manifestare grandi fluttuazioni numeriche, in relazione all'andamento del clima e ai valori di densità dell'anno precedente (Nowicki et al., 2009).

Stima del parametro popolazione.

Dai dati ottenuti con i transetti semiquantitativi si otterrà una curva di volo che consente di conoscere la fenologia e l'abbondanza relativa della popolazione; i dati dovranno essere confrontati tra aree e gli anni. Applicando il CMR è possibile ottenere una stima della numerosità popolazione, una stima della sex ratio e un parametro di sopravvivenza degli adulti. I dati, organizzati in matrici, sono analizzati con il software MARK® (White & Burnham, 1999).

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

I parametri più importanti sono la densità della pianta nutrice e il numero di formicai di *Myrmica* spp. (Barbero et al., 2012) presenti nell'area. Infatti, le dinamiche di popolazione sono regolate dalla densità di popolazione della specie ospite (Nowicki et al., 2009). La valutazione della densità dovrà essere estesa alla superficie prescelta e ripetuta negli anni. Sono utili quadrati 5x5 il cui

punto centrale viene georeferenziato; 5 quadrati per ettaro di habitat idoneo possono essere un buon parametro (Casacci et al., 2011).

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo. I campionamenti dovrebbero essere effettuati a giorni alterni nei mesi di giugno e luglio per le popolazioni legate a *Origanum* spp., e nel mese di luglio per quelle legate a *Thymus* spp.

Giornate di lavoro stimate all'anno. Transetto semiquantitativo: campionare per tutto il periodo di volo, con cadenza settimanale (4 giornate). CMR: campionare per tutto il periodo di volo a giorni alterni (circa 12 giornate di lavoro). Stima dell'habitat: sono sufficienti 2 repliche (4 giornate).

Numero minimo di persone da impiegare. Le operazioni possono essere svolte da un unico operatore.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat. Transetto semiquantitativo: 1° e 2° anno + 5° e 6° anno (il primo anno serve per avere informazioni di carattere preliminare, per cui se già si conosce la popolazione si può ridurre il numero di anni di monitoraggio da 4 a 3; nel caso fosse possibile effettuare solo due anni di monitoraggio, si raccomanda di programmarli uno di seguito all'altro). CMR: se il 1° anno il risultato è buono, successivamente 3° e 5°, altrimenti 1°, 2°, 4° e 6°.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative di territori dove l'avvistamento è stato ben documentato.

periodo: 15 maggio – 15 luglio.

meteo: giornata soleggiata non ventosa; monitorare temperatura, velocità del vento e luminosità perché le condizioni meteo influenzano il volo dei lepidotteri.

orario: 10.00 - 16.00.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di 3 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica: cattura-marcatura-ricattura degli adulti; cattura mediante retino entomologico; marcatura: numerazione da effettuare in zone idonee delle ali con un colorante non tossico e resistente.

superficie: 3 aree di 100 m di lato o transetto di un chilometro. Le aree monitorate devono essere rappresentative del sito indagato. Gli individui che si vedono a destra e a sinistra del transetto (per una fascia di alcuni metri, fino a 5 m) vanno considerati.

Monitoraggio per verificare la presenza della specie: Transetti georeferenziati lineari in territori con habitat potenziali dove la specie non è stata ben documentata, per segnalarne la presenza (avvistamento o cattura-rilascio con retino entomologico).

Indicatori:

-POPOLAZIONE: N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) per ettaro (densità: n/ha; min-max/ha; classe/ha) in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.

-HABITAT: superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-RANGE: Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

Melanargia arge (Sulzer, 1776)

Nome comune: Arge

Nome Direttiva Habitat: *Melanargia arge*

Codice Specie: 1062

Specie citata nei seguenti allegati: II, IV

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Lepidottero Ninfalide Satirino di dimensioni medio-grandi (lunghezza ala anteriore: 25–30 mm). Le ali anteriori presentano una coppia di macchie ocellari subapicali nere centrate di bluastro. Le nervature e i disegni trasversali neri sono più spessi nelle aree costale, postdiscali e submarginale. Le ali posteriori presentano alcune macchie ocellari postdiscali nere centrate di bluastro, nervature e disegni trasversali neri che interessano l'area submarginale. La pagina inferiore delle ali anteriori è simile al dritto ma con disegni neri ridotti. La pagina inferiore delle ali posteriori è simile al dritto ma con disegni nervulari neri completi e macchie ocellari di colore bruno chiaro, centrate di azzurro e contornate da un'esile linea circolare nera. Tra le specie europee del genere *Melanargia* 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 nelle ali posteriori, e dalle linee discali sul rovescio delle ali posteriori che non individuano una banda mediana lobata o tassellata ben delimitata, ma generano un disegno irregolare a linee spezzate. 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 ricoperti da una marcata pubescenza grigia. Il bruco maturo è di colore verde chiaro e affusolato all'estremità posteriore, con una sottile linea dorsale verde scura e linee dorso laterali e laterali verde chiaro, e ricoperto da una corta pubescenza giallastra.

Ecologia e biologia:

Specie xerofila associata alle formazioni erbacee in relazione con la vegetazione mediterranea dal piano basale a quello montano sino a circa 1200 m di quota, occasionalmente fino a 1500 m nelle praterie xeromontane di alcuni massicci dell'Appennino centrale. I bruchi si sviluppano a spese di alcune specie di graminacee (*Brachypodium sylvaticum* e *B. distachyon*, *B. retusum* e *Stipa pennata*). *Melanargia arge* presenta una sola generazione annua. La ninfosi avviene a primavera inoltrata e il periodo di volo degli adulti si estende da inizio maggio fino alla metà di giugno, con un picco demografico solitamente intorno a meta-fine maggio.

Distribuzione:

Melanargia arge è endemica dell'Italia centro-meridionale, dalla Toscana, Umbria fino alla Calabria.

In Umbria è comune, con popolazioni poco numerose; si rinviene soprattutto nella parte occidentale della regione, in genere al di sotto dei 900 m. Monte Cucco rappresenta il sito umbro dove la specie raggiunge la quota maggiore, 1350 m. Si tratta di una specie in espansione verso nord.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

Proposta 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. 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: 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 parapatricità 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.

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

La specie è facilmente campionabile allo stadio adulto, mentre uova e stadi preimaginali presentano morfologia e comportamento criptico, essendo edule per i predatori. Gli adulti possono essere campionati con il metodo del transetto semi-quantitativo (Pollard & Yates, 1993), ripetuto a cadenza settimanale per tutto il periodo di volo. Il transetto deve essere condotto nelle ore centrali della giornata in condizioni di cielo sereno e assenza di vento. Il transetto per essere standardizzato dovrà prevedere una lunghezza costante (es. 1 km) o un intervallo temporale determinato (solitamente 1 h). Poiché lo scopo del monitoraggio è quello di individuare cambiamenti nell'abbondanza della popolazione da un anno all'altro, è importante che i conteggi vengano fatti sempre nelle stesse condizioni meteorologiche e nello stesso intervallo orario, in modo da standardizzare i risultati. Dato che le attività di monitoraggio saranno ripetute nel corso degli anni, è opportuno ricordare che le popolazioni di lepidotteri possono manifestare grandi fluttuazioni numeriche, in relazione all'andamento del clima e ai valori di densità dell'anno precedente (Nowicki et al., 2009).

Stima del parametro popolazione.

Il metodo proposto non consente di ottenere una stima precisa dell'abbondanza di popolazione, ma attraverso i dati ottenuti dai transetti semiquantitativi si otterrà una curva di volo, che consente di conoscere la fenologia e l'abbondanza relativa della popolazione e dovrà essere confrontata tra aree e negli anni.

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

Le principali caratteristiche ambientali per definire la qualità dell'habitat di *M. arge* sono: la presenza, nella macchia mediterranea, di uno strato erbaceo sufficientemente sviluppato, ma non troppo alto, esposizione e intensità del pascolo (valutata direttamente come numero individui/ettaro o indirettamente), percentuale di arbusti. Pertanto è possibile stimare le percentuali di copertura vegetale mediante rilievi su quadrati 5x5 m eseguiti con il metodo di Braun-Blanquet. Sono consigliati 3 quadrati ogni ettaro di superficie. Per ogni quadrato sarà georeferenziato un punto centrale in modo da ripetere, negli anni, i rilievi sulle stesse superfici. Il principale fattore che determina la qualità dell'habitat di *M. arge* è il pascolo: la presenza di pascolo moderato consente il mantenimento di un habitat idoneo per la specie.

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo. I campionamenti degli adulti vanno eseguiti durante il periodo di volo mentre i rilievi dell'habitat possono essere eseguiti per tutto l'arco dell'estate.

Giornate di lavoro stimate all'anno. Transetto semiquantitativo: campionare per tutto il periodo di volo, con cadenza settimanale (4 giornate). Stima della qualità dell'habitat: sono sufficienti 2 repliche (si considerano da 2 a 4 giornate a seconda del numero di quadrati di conta).

Numero minimo di persone da impiegare. Per realizzare il monitoraggio è sufficiente un operatore.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat. Il monitoraggio va ripetuto il 1° e 2° anno + 5° e 6° anno (il primo anno serve per avere informazioni di carattere preliminare, per cui se già si conosce la popolazione si può ridurre il numero di anni di monitoraggio da 4 a 3; nel caso fosse possibile effettuare solo due anni di monitoraggio, si raccomanda di programmarli uno di seguito all'altro).

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative di territori dove l'avvistamento è stato ben documentato.

periodo: 1 maggio – 15 giugno.

meteo: giornata soleggiata non ventosa; monitorare temperatura, velocità del vento e luminosità perché le condizioni meteo influenzano il volo dei lepidotteri.

orario: 10.00 - 16.00.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di 3 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica: cattura-marcatura-ricattura degli adulti; cattura mediante retino entomologico; marcatura: numerazione da effettuare in zone idonee delle ali con un colorante non tossico e resistente.

superficie: 3 aree di 100 m di lato o transetto di un chilometro. Le aree monitorate devono essere rappresentative del sito indagato. Gli individui che si vedono a destra e a sinistra del transetto (per una fascia di alcuni metri, fino a 5 m) vanno considerati.

Monitoraggio per verificare la presenza della specie: Transetti georeferenziati lineari in territori con habitat potenziali dove la specie non è stata ben documentata, per segnalarne la presenza (avvistamento o cattura-rilascio con retino entomologico).

Indicatori:

-POPOLAZIONE: N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) per ettaro (densità: n/ha; min-max/ha; classe/ha) in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.

-HABITAT: superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-RANGE: Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

Parnassius apollo (Linnaeus, 1758)

Nome comune: Apollo

Nome Direttiva Habitat: *Parnassius apollo*

Codice Specie: 1057

Specie citata nei seguenti allegati: IV

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Lepidottero Papilionide dalle ali ampie e arrotondate (lunghezza ala anteriore: 31–44 mm), di colore bianco con macchie nere e aree traslucide grigiastre. Sull'ala posteriore presenta un paio di vivaci macchie ocellari rosse o rosso-aranciate contornate di nero e con pupilla bianca; l'area submarginale delle ali anteriori è 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 presentare al loro interno un'irrorazione rossa o rosso aranciata. 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. Le antenne sono grigio chiaro, ad eccezione della clava terminale, nerastra; 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. 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. Il bruco maturo è nero con una serie dorso-laterale di macchie arancioni grandi e corte setole nere diffuse su tutto il corpo.

Ecologia e biologia:

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 1500 e 2200 m, sebbene localmente voli anche a quote superiori, anche in aree soggette a pratiche agro-silvo-pastorali di tipo tradizionale. 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.). La specie è univoltina, il periodo di attività degli adulti dura da 5 a 8 settimane, comprese solitamente tra luglio e agosto, sebbene alcuni individui possono essere particolarmente precoci o tardivi. Durante il periodo riproduttivo, i maschi pattugliano un'area alla ricerca di femmine. Dopo l'accoppiamento, la femmina depone le uova sui fusti legnosi di piante anche secche e sulle foglie di cespugli sempreverdi come i ginepri o tra i licheni. Sverna abitualmente come larva completamente formata all'interno dell'uovo, meno

frequentemente all'esterno: può rimanere in diapausa per due cicli stagionali; si nutre delle foglie delle piante nutrici larvali in pieno sole. Si impupa in un bozzolo rado tra i sassi o il muschio.

Distribuzione:

Parnassius apollo è diffusa in gran parte delle catene montuose dall'Europa fino all'Asia Centrale, alle latitudini maggiori vola anche a quote decisamente modeste. Estinzioni locali in Germania, Danimarca e Repubblica Ceca. In Italia la specie è nota per le Alpi e la catena appenninica, con presenza di una colonia isolata anche in Sicilia sulle Madonie.

In Umbria la specie risulta molto localizzata, a quota sopra i 1500 m sui Monti Sibillini e sul Monte Pizzuto, porzione più orientale della regione.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

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 km², 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 km², effettuando trenta repliche per anno a partire dal 1995 (Kiskova, 2006).

Proposta 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 monitoraggio 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. 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 (Mendez, 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. 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.

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

La specie, univoltina, è facilmente campionabile sia allo stadio adulto sia allo stadio larvale, prima dello svernamento. Gli adulti possono essere campionati con il metodo del transetto semiquantitativo (Pollard & Yates, 1993) ripetuto a cadenza settimanale per tutto il periodo di volo. Il transetto deve essere condotto nelle ore centrali della giornata in condizioni di cielo sereno e assenza di vento. Il transetto, per essere standardizzato, dovrà prevedere una lunghezza costante (es. 1 km) o un intervallo temporale determinato (solitamente 1 h). In certe popolazioni gli individui sono talvolta più rarefatti e si consiglia pertanto un transetto non lineare, ma a tempo oppure a superficie (1 ha). La specie presenta i requisiti per essere campionata anche con il metodo catturamarcaturo- ricattura (CMR), che permette di ottenere una stima della consistenza numerica della popolazione. In questo caso però il campionamento deve essere esaustivo e va condotto per tutto il periodo di volo a giorni alterni; inoltre va effettuato in modo continuativo nella fascia oraria 10:00-15:00. Le farfalle vanno catturate, marcate individualmente con pennarello atossico indelebile e rilasciate; l'operazione richiede una certa delicatezza e velocità. Dal secondo evento di campionamento andranno annotati gli individui già marcati oltre a quelli neosfarfallati e privi di marcatura. I bruchi maturi presenti sulle piante nutrici possono essere campionati a vista per fornire una valutazione dell'uso dello spazio e della densità, utili per stimare la qualità dell'habitat della specie; non sono però facilmente utilizzabili per avere una stima della consistenza numerica della popolazione. In questo caso si dovrà delimitare una porzione di sito che comprenda la pianta nutrice. In alternativa si possono delineare dei quadrati di 5x5 m all'interno dei quali saranno contate le piante nutrici con e senza larve. Ciascun quadrato sarà georeferenziato, in modo da ripetere negli anni il rilievo sulle stesse superfici. Le popolazioni alpine della specie presentano uno stato di conservazione buono, per cui possono essere monitorate popolazioni campione, mentre sull'Appennino la specie presenta uno stato di conservazione più critico e si suggerisce di monitorare il maggior numero possibile di popolazioni.

Stima del parametro popolazione.

Dai dati ottenuti con i transetti semiquantitativi si otterrà una curva di volo che consentirà di conoscere la fenologia e l'abbondanza relativa della popolazione e dovrà essere confrontata tra aree e negli anni. Applicando il CMR è possibile ottenere una stima della numerosità popolazione, una stima della sex ratio e un parametro di sopravvivenza degli adulti. I dati sono analizzati con il software MARK® (White & Burnham, 1999).

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

I parametri più importanti sono la densità della pianta nutrice, l'esposizione, la percentuale di suolo nudo e la presenza/assenza di piante da nettare nell'area. La valutazione di questi parametri dovrà essere estesa alla superficie prescelta e ripetuta negli anni. Sono utili quadrati 5x5 m il cui

punto centrale viene georeferenziato; 5 quadrati per ettaro di estensione possono essere un sufficienti.

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo. I campionamenti vanno effettuati nei mesi di luglio-agosto.

Giornate di lavoro stimate all'anno. Transetto semiquantitativo: campionare per tutto il periodo di volo, con cadenza settimanale (6 giornate). CMR: campionare la parte centrale della curva di volo se la fenologia è nota, a giorni alterni (circa 12 giornate di lavoro). Stima dell'habitat: sufficienti 2 repliche (4 giornate).

Numero minimo di persone da impiegare. Un operatore, per ragioni di sicurezza prevederne almeno due.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat. Transetto semiquantitativo: 1° e 2° anno + 5° e 6° anno (il primo anno serve per avere informazioni di carattere preliminare, per cui se già si conosce la popolazione si può ridurre il numero di anni di monitoraggio da 4 a 3; nel caso fosse possibile effettuare solo due anni di monitoraggio, si raccomanda di programmarli uno di seguito all'altro). CMR: se il 1° anno il risultato è buono, successivamente 3° e 5°, altrimenti 1°, 2°, 4° e 6°.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative di territori dove l'avvistamento è stato ben documentato.

periodo: 15 luglio – 31 agosto.

meteo: giornata soleggiata non ventosa; monitorare temperatura, velocità del vento e luminosità perché le condizioni meteo influenzano il volo dei lepidotteri.

orario: 10.00 - 16.00.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di 3 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica: cattura-marcatura-ricattura degli adulti; cattura mediante retino entomologico; marcatura: numerazione da effettuare in zone idonee delle ali con un colorante non tossico e resistente.

superficie: 3 aree di 100 m di lato o transetto di un chilometro. Le aree monitorate devono essere rappresentative del sito indagato. Gli individui che si vedono a destra e a sinistra del transetto (per una fascia di alcuni metri, fino a 5 m) vanno considerati.

Monitoraggio per verificare la presenza della specie: Transetti georeferenziati lineari in territori con habitat potenziali dove la specie non è stata ben documentata, per segnalarne la presenza (avvistamento o cattura-rilascio con retino entomologico).

Indicatori:

-**POPOLAZIONE:** N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) per ettaro (densità: n/ha; min-max/ha; classe/ha) in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.

-**HABITAT:** superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-**RANGE:** Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

Parnassius mnemosyne (Linnaeus, 1758)

Nome comune: Mnemosine

Nome Direttiva Habitat: *Parnassius mnemosyne*

Codice Specie: 1056

Specie citata nei seguenti allegati: IV

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Lepidottero Papilionide dalle ali ampie e arrotondate (lunghezza ala anteriore: 26–34 mm), di colore bianco con venature ben evidenziate in nero. Presenta un paio di macchie nere nella cellula discale delle ali anteriori e, soprattutto nel campo distale di queste ultime, possiede 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 particolare nel sesso femminile. Ventralmente le ali sono identiche rispetto alla visione dorsale, con tinta più opaca. Le antenne sono grigio chiaro, ad eccezione della clava, più scura; capo, torace e addome sono grigi e caratterizzati da abbondante pubescenza, in particolare nel maschio. 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. Il bruco maturo 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. Questa specie si distingue facilmente dall'altra specie del genere *Parnassius* presente in Umbria, *P. apollo* (Linnaeus 1758), grazie alla totale assenza di macchie rosse nelle ali. In volo è facile confonderla con la Pieride del biancospino (*Aporia crataegi* Linnaeus 1758), anch'essa di colore 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*.

Ecologia e biologia:

La specie è associata a radure e prati freschi in ambienti montani fino a 1800 m di quota, 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*. Nei siti in cui sono presenti più specie di questa pianta, sembra che solo l'una o l'altra venga utilizzata. Gli adulti presentano preferenze nettariovora piuttosto variate, in particolare sono attirati dai fiori di *Centaurea* sp., *Knautia* sp., *Geranium* sp. e *Lychnis* sp. 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 con i mesi di giugno e luglio. Le uova sono deposte principalmente su foglie e fusti appassiti della pianta nutrice e anche sugli steli di altre piante morte, pietre o rocce, solo se molto vicino alle piante nutrici. Lo svernamento avviene di regola

allo stadio di bruco 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 nella lettiera.

Distribuzione:

Parnassius mnemosyne è diffusa dalla Scandinavia e dai Pirenei fino in Asia centrale. 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.

In Umbria è abbastanza comune sul versante appenninico della regione, a quote medio-alte, con popolazioni numerose. Al di fuori dall'Appennino si rinviene principalmente sul Monte Subasio, sui Monti Serano-Brunette e sui Piani di Gavelli.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

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 (Megleck 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 (Valimäki & Itämes, 2003), in un'area di studio di 2.7 km² 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 analoga 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 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, lungo transeetti. 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. Il primo passo consiste delimitare un transetto bustrofedico 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.

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

La specie, univoltina, è facilmente campionabile allo stadio adulto. Gli adulti vanno campionati con il metodo del transetto semi quantitativo (Pollard & Yates, 1993), ripetuto a cadenza settimanale per tutto il periodo di volo. Il transetto deve essere condotto nelle ore centrali della giornata in condizioni di cielo sereno e assenza di vento. Il transetto, per essere standardizzato, dovrà prevedere una lunghezza costante (es. 1 km) o un intervallo temporale determinato (solitamente 1 h). Nelle popolazioni in cui gli individui fossero più rarefatti si consiglia pertanto un transetto non lineare, ma a tempo, oppure a superficie (1 ha). La specie presenta inoltre requisiti per essere campionata, laddove sia possibile, anche con il metodo cattura-marcatura-ricattura (CMR), che permette di ottenere una stima della consistenza numerica della popolazione. In questo caso però il campionamento deve essere esaustivo e va effettuato in modo continuativo nella fascia oraria idonea (10:00-15:00). Le farfalle vanno catturate, marcate individualmente (numero progressivo) con pennarello atossico indelebile e rilasciate; l'operazione richiede una certa delicatezza e velocità. Dal secondo evento di campionamento andranno annotati gli individui già marcati oltre a quelli neosfarfallati e privi di marcatura. Poiché lo scopo del monitoraggio è quello di individuare cambiamenti nell'abbondanza della popolazione da un anno all'altro, è importante che i conteggi vengano fatti sempre nelle stesse condizioni meteorologiche e nello stesso intervallo orario, in modo da standardizzare i risultati. Dato che le attività di monitoraggio saranno ripetute nel corso degli anni, è opportuno ricordare che le popolazioni di lepidotteri possono manifestare grandi fluttuazioni numeriche, in relazione all'andamento del clima e ai valori di densità dell'anno precedente.

Stima del parametro popolazione.

Attraverso i dati ottenuti dai transetti semiquantitativi si otterrà una curva di volo che consente di conoscere la fenologia e l'abbondanza relativa della popolazione e dovrà essere confrontata tra le aree e gli anni. Applicando il CMR è possibile ottenere una stima della numerosità popolazione, una stima della sex ratio e un parametro di sopravvivenza degli adulti. I dati, organizzati in matrici, sono analizzati con il software MARK® (White & Burnham, 1999).

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

I parametri più importanti sono la densità della pianta nutrice, l'esposizione, la percentuale di suolo nudo e la presenza/assenza di piante da nettare nell'area. La valutazione di questi parametri dovrà essere estesa alla superficie prescelta e ripetuta negli anni. Sono utili quadrati 5x5 m il cui punto centrale viene georeferenziato; 5 quadrati per ettaro di estensione possono essere sufficienti. A livello di paesaggio sarà molto utile censire la percentuale di radure in rapporto a copertura arborea per ciascuna patch occupata.

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo. I campionamenti vanno effettuati nei mesi di luglio-agosto.

Giornate di lavoro stimate all'anno. Transetto semiquantitativo: campionare per tutto il periodo di volo, con cadenza settimanale (6 giornate). CMR: campionare la parte centrale della curva di volo se la fenologia è nota, a giorni alterni (circa 12 giornate di lavoro). Stima dell'habitat: sono sufficienti 2 repliche (4 giornate).

Numero minimo di persone da impiegare. Un operatore.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat: il monitoraggio va ripetuto ogni anno. Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat. Transetto semiquantitativo: 1° e 2° anno + 5° e 6° anno (il primo anno serve per avere informazioni di carattere preliminare, per cui se già si conosce la popolazione si può ridurre il numero di anni di monitoraggio da 4 a 3; nel caso fosse possibile effettuare solo due anni di monitoraggio, si raccomanda di programmarli uno di seguito all'altro). CMR: se il 1° anno il risultato è buono, successivamente 3° e 5°, altrimenti 1°, 2°, 4° e 6°.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative di territori dove l'avvistamento è stato ben documentato.

periodo: : 1 giugno – 15 luglio.

meteo: giornata soleggiata non ventosa; monitorare temperatura, velocità del vento e luminosità perché le condizioni meteo influenzano il volo dei lepidotteri.

orario: 10.00 - 16.00.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di 3 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica: cattura-marcatura-ricattura degli adulti; cattura mediante retino entomologico; marcatura: numerazione da effettuare in zone idonee delle ali con un colorante non tossico e resistente.

superficie: 3 aree di 100 m di lato o transetto di un chilometro. Le aree monitorate devono essere rappresentative del sito indagato. Gli individui che si vedono a destra e a sinistra del transetto (per una fascia di alcuni metri, fino a 5 m) vanno considerati.

Monitoraggio per verificare la presenza della specie: Transetti georeferenziati lineari in territori con habitat potenziali dove la specie non è stata ben documentata, per segnalarne la presenza (avvistamento o cattura-rilascio con retino entomologico).

Indicatori:

-POPOLAZIONE: N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) per ettaro (densità: n/ha; min-max/ha; classe/ha) in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.

-HABITAT: superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-RANGE: Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

Proserpinus proserpina (Pallas, 1772)

Nome comune: Proserpina

Nome Direttiva Habitat: *Proserpinus proserpina*

Codice Specie: 1076

Specie citata nei seguenti allegati: IV

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Lepidottero Sfingide di piccole dimensioni (apertura alare: 32–60 mm) 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. Dimorfismo sessuale ridotto a lievi differenze nelle dimensioni, maggiori nella femmina. Le antenne sono verdastre con apice bianco; capo, torace e addome sono verde oliva-beige. Il bruco può presentarsi in due forme cromatiche fondamentali, verde e bruno nerastra. È una delle poche larve di Sfingidi prive di cornetto caudale, al cui posto si trova un lucido tubercolo discoidale arancione con centro nero.

Proserpinus proserpina non può essere confusa con altre specie della fauna italiana, presenta solamente una vaga somiglianza con *Mimas tiliae* (Linnaeus, 1758) (Sfinge del tiglio), quest'ultima però presenta dimensioni maggiori e non possiede la colorazione arancione delle ali posteriori.

Ecologia e biologia:

Proserpinus proserpina vive in diverse tipologie ambientali come località pianiziali, collinari e montane; sugli Appennini non oltrepassa i 1200 m. È possibile trovare questa specie in ampie vallate, ai margini di boschi, a ridosso di radure, o anche lungo le rive di torrenti. La larva si sviluppa a spese di diverse specie di Oenoteraceae (*Epilobium* spp., *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.). Il periodo di volo, compreso tra maggio e giugno. L'adulto di norma ha abitudini notturne ma può anche volare in pieno giorno, solo per piccoli intervalli di tempo. Le larve compiono il loro sviluppo in circa 3 settimane, svernano sotto forma di crisalide.

Distribuzione:

Proserpinus proserpina è ampiamente diffusa in Europa centrale e meridionale, in Africa nord-occidentale e in Asia sino in Cina. In Italia la specie è molto localizzata e presente sempre in pochi esemplari, ma distribuita in quasi tutte le regioni continentali e peninsulari ed in Sicilia.

La specie è stata rinvenuta molto raramente in Umbria, nella zona meridionale della regione.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

Proposta 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 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 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. La prima fase consiste nel delimitare una o più aree, in zone dove siano abbondanti piante di Oenoteraceae. 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.

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

Il metodo di monitoraggio migliore per *P. proserpina* è rappresentato dal conteggio delle larve. Come primo step si deve procedere alla scelta dell'area di studio, dove la presenza della specie target deve essere certa, oppure dove devono essere presenti, con una certa abbondanza, le piante nutrici della larva. Poiché la specie è fototropica (Bertaccini et al., 1994) si potrebbero anche utilizzare delle trappole luminose per determinare la presenza della specie in ambienti idonei. L'operatore deve stabilire dei transetti di 100 m di lunghezza e controllare ogni pianta di *Epilobium* spp., per rilevare la presenza delle larve; il numero di transetti verrà definito in base all'ampiezza dell'area di studio. Per la buona riuscita del monitoraggio è fondamentale che l'operatore sappia riconoscere con assoluta certezza la larva di *P. proserpina*. Poiché lo scopo del monitoraggio è quello di individuare cambiamenti nell'abbondanza della popolazione da un anno all'altro, è importante che i conteggi vengano fatti in modo standardizzato, nelle stesse condizioni meteorologiche e nello stesso intervallo orario, per poter confrontare i risultati. Dato che le attività di monitoraggio saranno ripetute nel corso degli anni, è opportuno ricordare che le popolazioni di lepidotteri possono manifestare grandi fluttuazioni numeriche, in relazione all'andamento del clima e ai valori di densità dell'anno precedente (Novicki et al., 2009).

Stima del parametro popolazione.

Il metodo proposto non consente di ottenere una stima esatta dell'abbondanza di una popolazione, ma può essere utilizzato per misurare il cambiamento dei suoi valori nel tempo. Una stima approssimativa può comunque essere ottenuta calcolando la media dei valori ottenuti in ciascuna sessione di campionamento.

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

Il principale parametro per definire la qualità dell'habitat di *P. proserpina* è rappresentato dall'integrità degli ambienti ecotonali in cui la specie vive.

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo. Il periodo migliore per effettuare i campionamenti è compreso tra giugno e luglio.

Giornate di lavoro stimate all'anno. Ogni popolazione andrebbe campionata per tutto il periodo idoneo, prevedendo più ripetizioni di campionamento.

Numero minimo di persone da impiegare. Per realizzare il monitoraggio è sufficiente la presenza di una persona, anche se il numero ottimale di operatori andrebbe stabilito sulla base dell'ampiezza dell'area campionata.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat. Almeno due, possibilmente a cadenza triennale.

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- *Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio*
- *Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico*
- *Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio*
- *Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat*

sito: aree campione rappresentative di territori dove l'avvistamento è stato ben documentato.

periodo: Adulti: maggio e giugno.

meteo: giornata non ventosa; monitorare temperatura e velocità del vento perché il tempo influenza il volo dei lepidotteri.

orario: tecnica diurna, orario 16.00 - 18.00; tecnica notturna dal tramonto, per tutta la notte.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica diurna: cattura-marcatura-ricattura degli adulti; cattura mediante retino entomologico; marcatura: numerazione da effettuare in zone idonee delle ali con un colorante non tossico e resistente.

superficie: transetti georeferenziati lineari lunghi 1 km, considerando gli individui che si vedono a destra e a sinistra del transetto (per una fascia di alcuni m, fino a 10 m) vanno considerati.

tecnica notturna: sfrutta l'attrazione esercitata dalle luci artificiali sugli adulti.

1) Uso di trappola luminosa con tubo fluorescente attinico da 15W alimentata da batteria portatile e provvista di interruttore crepuscolare (accensione dopo il tramonto e spegnimento all'alba) e provvista di contenitore sottostante per la raccolta delle falene. Il giorno successivo la trappola andrà esaminata poco dopo l'alba (per evitare che la luce solare e il caldo deteriorino gli individui) per registrare le specie e il relativo numero di individui presenti e procedere alla loro liberazione.

2) Uso di trappola luminosa con lampada (luce bianca – 1 lampada a vapori di mercurio 150-250 W) che proietta su un telo bianco-lucido di circa 2m x 2m alimentata da un generatore portatile. Porre un telo bianco anche sotto le luci per raccogliere gli esemplari che si orientano verso la fonte luminosa.

L'uso contemporaneo di entrambe le tecniche (1 e 2) permette una combinazione di diverse fonti luminose (lampadina UV e una lampada a vapori di mercurio) e di tempi di campionamento (da tutta la notte a un specifico intervallo orario) che di norma è più efficace.

Indicatori:

-POPOLAZIONE: N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) per trappola luminosa/campionamento; N. di individui maturi per km (densità: n/km; min-max/km; classe/km) in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.

-HABITAT: superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-RANGE: Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

Zerynthia cassandra Geyer, 1828

Nome comune: Zerinzia

Nome Direttiva Habitat: *Zerynthia polyxena*

Codice Specie: 1053

Specie citata nei seguenti allegati: IV

INTRODUZIONE

[fonte: MANUALE DIAGNOSTICO DEGLI HABITAT E DELLE SPECIE NEL CONTESTO TERRITORIALE UMBRO - <http://vnr.unipg.it/sunlife/>]

Come riconoscerla:

Lepidottero Papilionide dalle ali arrotondate (lunghezza ala anteriore: 23-31 mm) 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 bluastra. Ventralmente le ali sono di colore giallo pallido, con disegni simili alla regione dorsale, in parte evidenziati da una tinta rossa. Il capo è bruno scuro con un'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. È difficilmente confondibile con altri lepidotteri. I bruchi maturi sono di colore arancione rosato e provvisti di tubercoli conici lungo tutto il corpo.

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: *Z. polyxena*, presente esclusivamente in Italia settentrionale, e *Z. cassandra*, distribuita a sud del Fiume Po fino in Sicilia. La distinzione delle due specie si basa su caratteri molecolari e morfologici, questi ultimi a livello dell'apparato genitale maschile.

Ecologia e biologia:

Specie mesofila e mesotermofila associata a zone umide, prati, radure, margini di boschi e ambienti forestali aperti e luminosi dal piano basale a quello montano, purché sia presente la pianta nutrice *Aristolochia*. Gli adulti, relativamente precoci, volano da metà aprile a fine maggio. I maschi sono molto attivi, alternano periodi di sosta a voli di perlustrazione in cerca delle femmine, anche con temperature basse, e stazionano di solito in luoghi riparati dal vento e ben esposti al sole. Dopo l'accoppiamento, le femmine depongono le uova isolate od in piccoli gruppi sulla pagina inferiore delle foglie; le uova schiudono nel giro di una settimana. Lo sviluppo larvale dura 4-5 settimane e prevede 5 mute. I bruchi si sviluppano a spese di diverse specie del genere *Aristolochia* quali *Aristolochia clematidis*, *Aristolochia rotunda* e *Aristolochia pallida*. I principi attivi tossici delle piante nutrici permangono nelle larve che pertanto risultano parzialmente protette dai loro predatori. La specie è monovoltina, lo svernamento avviene allo stadio di crisalide, che viene fissata con una cintura di seta agli steli tra la vegetazione.

Distribuzione:

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. 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, e considerata pertanto specie endemica italiana.

In Umbria è abbastanza diffusa sebbene localizzata con popolazioni poco numerose strettamente legata alla presenza della pianta nutrice.

PROTOCOLLI NAZIONALI DI MONITORAGGIO DELLE SPECIE DI INTERESSE COMUNITARIO

[Fonte: GLI ARTROPODI ITALIANI IN DIRETTIVA HABITAT: BIOLOGIA, ECOLOGIA, RICONOSCIMENTO E MONITORAGGIO. CFS-CNBFVR, CENTRO NAZIONALE BIODIVERSITÀ FORESTALE]

Proposta 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 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. La prima fase consiste nel delimitare una o più aree, in zone dove siano abbondanti piante di *Aristolochia*. 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 DELLA 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, oppure la ricerca delle larve sulle piante alimentari.

[Fonte: MANUALI PER IL MONITORAGGIO DI SPECIE E HABITAT DI INTERESSE COMUNITARIO (DIRETTIVA 92/43/CEE) IN ITALIA: SPECIE ANIMALI. ISPRA, SERIE MANUALI E LINEE GUIDA, 141/2016]

Tecniche di monitoraggio.

Le due specie sono campionabili sia allo stadio adulto sia da larva. Gli adulti possono essere campionati con il metodo del transetto semi-quantitativo (Pollard & Yates, 1993), ripetuto a cadenza settimanale per tutto il periodo di volo. Il transetto deve essere condotto nelle ore centrali della giornata in condizioni di cielo sereno e assenza di vento. Gli adulti delle due specie, nonostante le dimensioni e la colorazione vistosa, sono difficilmente visibili e poco vagili. Pertanto il primo step è rappresentato dalla scelta dell'area di studio, dove la presenza della specie target deve essere certa. L'operatore deve esplorare un'area in cui sia rappresentato l'habitat idoneo per 60 minuti; se la zona di studio è ampia il tempo può essere aumentato di altri 60 minuti (Vovlas et al., 2014). Per evitare doppi conteggi è possibile marcare gli individui con un numero progressivo apposto sulla superficie ventrale dell'ala mediante un pennarello atossico indelebile (dopo la marcatura gli individui vanno immediatamente rilasciati). Il campionamento deve essere svolto all'interno della fascia oraria di attività degli adulti (ore 10-15:00). Nei casi in cui la presenza della specie non sia certa ed è necessario accertarla, occorre campionare gli stadi preimmaginali. Il metodo prevede la suddivisione dell'area di studio in quadranti da 25 m², all'interno dei quali deve essere presente almeno una pianta nutrice. Per ogni quadrante sarà annotato il numero di piante nutritive presenti, la loro altezza e il numero di uova o larve. Il monitoraggio deve essere condotto una volta alla settimana per tutto il periodo di sviluppo delle larve. Poiché lo scopo del monitoraggio è di individuare cambiamenti nell'abbondanza della popolazione da un anno all'altro, è importante che i conteggi vengano standardizzati, fatti sempre nelle stesse condizioni meteorologiche e nello stesso intervallo orario. Le popolazioni possono manifestare grandi fluttuazioni, in relazione al clima e ai valori di densità dell'anno precedente (Nowicki et al., 2009).

Stima del parametro popolazione.

Attraverso i dati ottenuti dai transetti semiquantitativi si otterrà una curva di volo che consente di conoscere la fenologia e l'abbondanza relativa della popolazione e dovrà essere confrontata tra aree e negli anni.

Stima della qualità dell'habitat per la specie.

I principali parametri sono rappresentati dalla densità di piante del genere *Aristolochia* e dal grado di ombreggiamento; inoltre l'intensità del pascolo e dello sfalcio deve essere moderata (Vovlas et al., 2014). La valutazione di questi parametri dovrà essere estesa alla superficie prescelta e ripetuta negli anni. Sono utili quadrati 5x5 il cui punto centrale viene georeferenziato; 5 quadrati per ettaro di estensione possono essere sufficienti.

Indicazioni operative.

Frequenza e periodo. I campionamenti vanno effettuati nei mesi di sfarfallamento dell'adulto, con frequenza almeno settimanale. Le larve vanno invece ricercate a partire dalla fine del periodo di volo. Sono attive per tutta la giornata in condizioni di bel tempo.

Giornate di lavoro stimate all'anno. Per realizzare un monitoraggio efficace, una popolazione andrebbe campionata per tutto il periodo idoneo, per un totale di circa 8 giornate di lavoro.

Numero minimo di persone da impiegare. È sufficiente un operatore.

Numero di monitoraggi da effettuare nell'arco dei sei anni ex art. 17 di Direttiva Habitat. Il monitoraggio va ripetuto 1° e 2° anno + 5° e 6° anno (il primo anno serve per avere informazioni di carattere preliminare, per cui se già si conosce la popolazione si può ridurre il numero di anni da 4 a 3; nel caso fosse possibile effettuare solo due anni di monitoraggio, si raccomanda di programmarli uno di seguito all'altro).

TECNICHE DI MONITORAGGIO PROPOSTE NELL'AMBITO DEL PROGETTO SUNLIFE

- Indicazioni su tempi e periodo di monitoraggio
- Tecnica e strumentazione necessaria per l'esecuzione del monitoraggio scientifico
- Scala spaziale di riferimento per la significatività dei risultati del monitoraggio
- Indicatori di stato di conservazione della specie o habitat

sito: aree campione rappresentative di territori dove l'avvistamento è stato ben documentato e dove siano presenti le piante nutrici del genere *Aristolochia*.

periodo: Adulti: 15 aprile – 31 maggio; Uova/Larve: da fine maggio.

meteo: giornata soleggiata non ventosa; monitorare temperatura, velocità del vento e luminosità perché le condizioni meteo influenzano il volo dei lepidotteri.

orario: 10.00 - 16.00.

frequenza: 1 sopralluogo/settimana della durata di 3 ore.

operatore: capace di identificare la specie in campo, almeno 2 operatori a sopralluogo.

tecnica: cattura-marcatura-ricattura degli adulti; cattura mediante retino entomologico; marcatura: numerazione da effettuare in zone idonee delle ali con un colorante non tossico e resistente.

superficie: 3 aree di 100 m di lato o transetto di un chilometro. Le aree monitorate devono essere rappresentative del sito indagato. Gli individui che si vedono a destra e a sinistra del transetto (per una fascia di alcuni metri, fino a 5 m) vanno considerati.

Monitoraggio per verificare la presenza della specie: Transetti georeferenziati lineari in territori con habitat potenziali dove la specie non è stata ben documentata, per segnalarne la presenza (adulti: avvistamento o cattura-rilascio con retino entomologico; Uova/Larve: controllo delle piante di *Aristolochia* per individuare la presenza di stadi immaturi).

Indicatori:

-POPOLAZIONE: N. di individui maturi (N. esatto o Min-Max o Classe) per ettaro (densità: n/ha; min-max/ha; classe/ha) in modo da stimare la consistenza della popolazione nel territorio analizzato.

-HABITAT: superficie di habitat potenziale nel territorio analizzato (km²).

-RANGE: Estensione temporale (3-6 anni) della distribuzione della popolazione nel territorio analizzato.

BIBLIOGRAFIA:

- Amstrup S.C., McDonald T.L. & Manly B.F.J., 2005. Handbook of Capture-Recapture Analysis. Princeton University Press, Princeton, 313 pp.
- András A., Szilárd K., Szabolcs S., Bálint H. & Ágnes H., 2010. A sárga gyapjasszövo – *Eriogaster catax* (Linnaeus, 1758) európai jelentőségu populációja Váton (Lepidoptera: Lasiocampidae). Natura Semogyiensis, 17: 293–298.
- Assessorato Ambiente della Regione Liguria, Arillo A., Mariotti M., 2007. Guida alla conoscenza delle specie liguri della Rete Natura 2000 - Schede per il riconoscimento, la gestione ed il monitoraggio. MANUALI LIBIOSS 2/2005, Genova.
- Audisio P., Baviera C., Carpaneto G.M., Biscaccianti A.B., Battistoni A., Teofili C., Rondinini C. (compilatori), 2014. Lista Rossa IUCN dei Coleotteri saproxilici Italiani. Comitato Italiano IUCN e Ministero dell'Ambiente e della Tutela del Territorio e del Mare, Roma.
- Barbero F., Patricelli D., Witek M., Balletto E., Casacci L.P., Sala M. & Bonelli S., 2012. *Myrmica* ants and their butterfly parasites with special focus on the acoustic communication. Psyche: a Journal of Entomology. Article ID 725237, 11 pp.
- Bensettiti F. & Gaudillat V. (coord.), 2002. Cahiers d'habitats - Natura 2000. Connaissance et gestion des habitats et des espèces d'intérêt communautaire. Tome 7 - Espèces animales. MEDD/MAAPAR/MNHN. Éd. La Documentation française, Paris, 353 p. + cédérom.
- Bertaccini E., Fiumi G. & Provera P., 1994. Bombici e sfingi d'Italia (Lepidoptera Heterocera) Volume I. Natura Giuliano, Bologna, 247 pp.
- Bonelli S., Vrabec V., Barbero F., Patricelli D., Witek M. & Nowicki P., 2013. Selection against dispersal in isolated butterfly metapopulations. Population Ecology, 55: 469-478.
- 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 saproxyllic insect conservation. Biological Conservation, 137: 372–381.
- Campanaro A. & Bardiani M., 2012. Walk transects for monitoring of *Lucanus cervus* in Italian lowland forest. Studia Forestalia Slovenica, 137: 17–22.
- Campanaro A., Bardiani M., Spada L., Carnevali L., Montalto F., Antonini G., Mason F. & Audisio P., 2011. 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.
- 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., Cerrato C., Barbero F., Bosso L., Ghidotti S., Paveto M., Pesce M., Plazio E., Panizza G., Balletto E., Viterbi R. & Bonelli S., 2015. Dispersal and connectivity effects at different altitudes in the *Euphydryas aurinia* complex. Journal of Insect Conservation, (DOI 10.1007/s10841-014-9715-8).

- Casacci L.P., Witek M., Barbero F., Patricelli D., Solazzo G., Balletto E. & Bonelli S., Chiari. Habitat preferences of *Maculinea arion* and its *Myrmica* host ants: implications for habitat management in Italian Alps. *Journal of Insect Conservation*, 15: 103-110.
- Castro A., Uriarte L., Fernández J., Garmendia J., Riaño P., Mugarza V. & Cantero A., 2011. Managing an old plantation of lapsed pollard trees to preserve the endangered beetle *Rosalia alpina* (Insecta: 15/16 Coleoptera). *International Symposium on Dynamics and Ecological Services of Dead Wood in Forest Ecosystems*. Québec (Canada).
- Chiari S., Bardiani M., Zauli A., Hardersen S., Mason F., Spada L. & Campanaro A., 2013a. Monitoring of the saproxylic 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., Carpaneto G.M., Zauli A., Marini L., Audisio P. & Ranius T., 2012. Habitat of an endangered saproxylic beetle, *Osmoderma eremita*, in Mediterranean woodlands. *Ecoscience*, 19(4): 299-307.
- Chiari S., Zauli A., Audisio P., Campanaro A., Donzellic P.F., Romitic 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.
- Chiari S., Zauli A., Mazziotta A., Luiselli L., Audisio P. & Carpaneto G.M., 2013b. Surveying an endangered saproxylic beetle, *Osmoderma eremita*, in Mediterranean woodlands: a comparison between different capture methods. *Journal of insect conservation*, 17(1): 171-181.
- Čížek L., Pokluda P., Hauck D., Roztočil O. & Honců M., 2009. Monitoring tesaríka alpského v Ralské pahorkatine.[Alpine longicorn in the Ralska Upland.]. *Bezděz*, 18, 125-140.
- Franciscolo M.E., 1997. Coleoptera Lucanidae. *Fauna d'Italia XXXV*. Calderini, Bologna, 240 pp.
- Fred M.S., 2004. Influence of resource distribution and abundance on the population structure and dynamics of *Parnassius apollo*. PhD Dissertion, Integrative Ecology Unit Faculty of Biosciences, Department of Biological and Environmental Sciences University of Helsinki Finland, Helsinki, 32 pp.
- Fremelin 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.
- Fureder L., Gherardi F., Holdich D., Reynolds J., Sibley P., Souty-Grosset C. 2010. *Austropotamobius pallipes*. The IUCN Red List of Threatened Species 2010: e.T2430A9438817.
- Genovesi P., Angelini P., Bianchi E., Dupré E., Ercole S., Giacanelli V., Ronchi F., Stoch F. (2014). Specie e habitat di interesse comunitario in Italia: distribuzione, stato di conservazione e trend. ISPRA, Serie Rapporti, 194/2014.
- Gimenez Dixon, M. 1996. *Parnassius apollo*. The IUCN Red List of Threatened Species 1996: e.T16249A5593483.

- Gimenez Dixon, M. 1996. *Phengaris arion*. The IUCN Red List of Threatened Species 1996: e.T12659A3371159.
- 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 (accessed May 2011).
- 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.
- 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.
- Holloway J.D., G. Kibby & D. Pegg, 2001. The families of Malesian moths and butterflies. *Fauna Malesiana Handbook 3*. Brill (Leiden, Boston, Köln).
- Horsák M., 2003. How to sample mollusc communities in mires easily. *Malacologica Bohemoslovaca*, 2: 11–14.
- Killeen, I., Moorkens, E. & Seddon, M., 2012. *Vertigo moulinsiana*. The IUCN Red List of Threatened Species 2012: e.T22939A16658400.
- 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).
- 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.
- Krištín 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.
- Kuźmiński R., Malkiewicz A. & Mazur A., 2014. Translocation of threatened localities of eastern eggar (*Eriogaster catax* L., 1758) as a method of active species protection based on localities in southern wielkopolska. *Acta Scientiarum Polonorum*, 13 (1): 15–23.
- 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.

- Lopes-Lima, M. & Seddon, M.B., 2014. *Unio mancus*. The IUCN Red List of Threatened Species 2014: e.T22737A42466471.
- 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.
- Mendez M., 2008. How to mark Lucanidae for studies of capture-mark-recapture. Available at <http://entomologia.rediris.es/gtli/index.htm> (accessed June 2011).
- Ministero dell' Ambiente e della Tutela del Territorio, 2003. Fauna italiana inclusa nella Direttiva Habitat.
- Moorkens E.A. & Killeen I.J., 2011. Monitoring and Condition Assessment of Populations of *Vertigo geyeri*, *Vertigo angustior* and *Vertigo moulinsiana* in Ireland. Irish Wildlife Manuals, No. 55. National Parks and Wildlife Service, Department of Arts, Heritage and Gaeltacht, Dublin, Ireland.
- Moorkens, E., Killeen, I. & Seddon, M., 2012. *Vertigo angustior*. The IUCN Red List of Threatened Species 2012: e.T22935A16658012.
- 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.
- Nieto, A., Mannerkoski, I., Putschkov, A., Tykarski, P., Mason, F., Dodelin, B., Tezcan, S. 2010. *Osmoderma eremita*. The IUCN Red List of Threatened Species 2010: e.T15632A4926651.
- Nowicki P., Bonelli S., Barbero F. & Balletto E., 2009. Relative importance of density-dependent regulation and environmental stochasticity for butterfly population dynamics. *Oecologia*, 161: 227-239.
- Orthopteroid Specialist Group., 1996. *Saga pedo*. The IUCN Red List of Threatened Species 1996: e.T19811A9018679.
- 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.
- Pivotti I., Luna M. & Goretti E., 2011. Checklist e distribuzione dei lepidotteri Papilionoidei in Umbria (Italia) (Lepidoptera, Papilionoidea). *Bollettino dell'Associazione Romana di Entomologia*, 66(1-4): 21-87.
- Pollard E. & Yates T.J., 1993. Monitoring butterflies for ecology and conservation. Chapman and Hall, London, UK, 274 pp.
- Pou i Rovira Q., Feo Quer C., Campos M., Araujo Armero R., Puigvert i Picart T. & Bassols i Isamat E., 2014. Protocolo para seguimiento de las poblaciones de *Unio elongatulus* y otras náyades autóctonas. A.1 - Protocolos de reproducción, reforzamientos y seguimientos de *Unio elongatulus*. LIFE12 NAT/ES/001091.
- 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., 2001. Constancy and asynchrony of *Osmoderma eremita* populations in tree hollows. *Oecologia*, 126: 208–215.
- 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.
- 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.
- Schtickzelle N., Chouet 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.
- Sindaco, R., Mondino, G.P., Selvaggi, A., Ebone, A., Della Beffa, G., 2003. Guida al riconoscimento di Ambienti e Specie della Direttiva Habitat in Piemonte. Regione Piemonte.
- Stoch F., Genovesi P. (ed.), 2016. Manuali per il monitoraggio di specie e habitat di interesse comunitario (Direttiva 92/43/CEE) in Italia: specie animali. ISPRA, Serie Manuali e linee guida, 141/2016.
- Svensson G.P. & Larsson M.C., 2008. Enantiomeric Specificity in a Pheromone–Kairomone System of Two Threatened Saproxylous Beetles, *Osmoderma eremita* and *Elatér ferrugineus*. *Journal of Chemical Ecology*, 34: 189–197.
- 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.
- Tóth B., Babics J. & Benedek B., 2013. Contributions to knowledge of the geometrid fauna of Bulgaria and Greece, with four species new for the Greek fauna (Lepidoptera: Geometridae) (plate 12). *Esperiana Band*, 18: 221–224.
- 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.
- UNEP-WCMC (Comps.) 2014. Checklist of CITES species. CITES Secretariat, Geneva, Switzerland, and UNEP-WCMC, Cambridge, United Kingdom.
- Välimäki P. & Itämes 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 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.
- van Swaay, C., Wynhoff, I., Wiemers, M., Katbeh-Bader, A., Power, A., Benyamini, D., Tzirkalli, E., Balletto, E., Monteiro, E., Karaçetin, E., Franeta, F., Pe'er, G., Welch, H., Thompson, K., Pamperis, L., Dapporto, L., Šašić, M., López Munguira, M., Micevski, N., Dupont, P., Garcia-

- Pereira, P., Moulai, R., Caruana, R., Verovnik, R., Bonelli, S. & Beshkov, S. 2015. *Melanargia arge*. The IUCN Red List of Threatened Species 2015: e.T173235A64819130.
- Vovlas A., Balletto E., Altini E., Clemente D. & Bonelli S., 2014. Mobility and oviposition site-selection in *Zerynthia cassandra* (Lepidoptera, Papilionidae): implications for its conservation. *Journal of Insect Conservation*, 18 (4): 587-597.
- Vrezec A. & Kapla A., 2007. Akvativno vzoroeenje hrošoev (Coleoptera) v Sloveniji: referenoena øtudija. *Acta Entomologica Slovenica*, 15(2): 131–160.
- Vrezec A., Ambrožic 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.
- 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.
- 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.
- 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.
- White G.C. & Burnham K.P., 1999. Program MARK: survival estimation from populations of marked animals. *Bird Study* 46 Supplement: 120-138.
- World Conservation Monitoring Centre. 1996. *Cerambyx cerdo*. The IUCN Red List of Threatened Species 1996: e.T4166A10503380.
- World Conservation Monitoring Centre. 1996. *Eriogaster catax*. The IUCN Red List of Threatened Species 1996: e.T8029A12883403.
- World Conservation Monitoring Centre. 1996. *Proserpinus proserpina*. The IUCN Red List of Threatened Species 1996: e.T18366A8153516.
- World Conservation Monitoring Centre. 1996. *Rosalia alpina*. The IUCN Red List of Threatened Species 1996: e.T19743A9009447.
- Young M.R., Hastie L.C. & al-Mousawi B., 2001. What represents an ‘ideal’ population profile for *Margaritifera margaritifera*? In: Bauer G (ed.). *The freshwater pearl mussel in Europe: population status and conservation strategies*. Hof, Germany.
- Zerunian Z., Zilli A., 2014. The Macrolepidoptera of Mt Subasio (Umbria, Central Italy). *Lepidoptera research in areas with high biodiversity potential in Italy*, Volume 1. *Natura Edizioni Scientifiche*.

BIBLIOGRAFIA WEB:

<http://checklist.cites.org>

<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.1996.RLTS.T12659A3371159.en>

<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.1996.RLTS.T16249A5593483.en>

<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.1996.RLTS.T18366A8153516.en>

<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.1996.RLTS.T19743A9009447.en>

<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.1996.RLTS.T19811A9018679.en>

<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.1996.RLTS.T4166A10503380.en>

<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.1996.RLTS.T8029A12883403.en>

<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2010-1.RLTS.T15632A4926651.en>

<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2010-3.RLTS.T2430A9438817.en>

<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2012-1.RLTS.T22935A16658012.en>

<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2012-1.RLTS.T22939A16658400.en>

<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2014-3.RLTS.T22737A42466471.en>

<http://lifemipp.eu>

<http://www.life-gestire.eu>

References

- Allen K. a. & Thompson D.J. (2013) Population size and survival estimates for the rare damselflies, *Coenagrion mercuriale* and *Ischnura pumilio*. Insect Conservation and Diversity.
- Boudot J. (2014) A brief observation of egg laying in *Lindenia tetraphylla* (Odonata : Gomphidae) on Kríti (Crete), Greece. Notulae Odonatologicae 8, 94–96.
- Boudot J., Knijf G. De, Dyatlova E. & Riservato E. (2010) European Red List of Dragonflies, Publicatio. IUCN Publications Services, Luxemburg.
- Hassall C. & Thompson D.J. (2011) Study design and mark-recapture estimates of dispersal: a case study with the endangered damselfly *Coenagrion mercuriale*. Journal of Insect Conservation, 111–120.
- Kleinbaum D.G. (2005) Statistics for Biology and Health. Leipelt K.G. & Suhling F. (2001) Habitat selection of larval *Gomphus graslinii* and *Oxygastra curtisii* (Odonata: Gomphidae, Corduliidae). International Journal of Odonatology 4, 23–34.
- MacKenzie D.I., Nichols J.D., Royle J.A., Pollock K.H., Bailey L.L. & Hines J.E. (2006) Occupancy Estimation and Modeling. Inferring patterns and dynamics of species occurrence.
- Mahdjoub H., Khelifa R., Zebba R., Mellal M.K., Bouslama Z. & Houhamdi M. (2014) Aspects of reproductive biology and ecology of *Coenagrion mercuriale* at its southern range margin. International Journal of Odonatology, 1–8.
- Ott J., Schorr M., Trockur B. & Lingenfelder U. (2007) Species Protection Programme for the Orange-spotted Emerald (*Oxygastra curtisii*, Insecta: Odonata) in Germany. Pensoft Publishers.
- Purse B. V., Hopkins G.W., Day K.J. & Thompson D.J. (2003) Dispersal characteristics and management of a rare damselfly. Journal of Applied Ecology 40, 716–728.
- Purse B. V. & Thompson D.J. (2003) Emergence of the damselflies, *Coenagrion mercuriale* and *Ceriagrion tenellum* (Odonata: Coenagrionidae), at their northern range margins, in Britain. European Journal of Entomology 661, 93–99.
- Purse B. V. & Thompson D.J. (2009) Oviposition site selection by *Coenagrion mercuriale* (Odonata: Coenagrionidae). INTERNATIONAL JOURNAL OF ODONATOLOGY 12, 257–273.
- Riservato E. (2014) Lista rossa delle Libellule Italiane.
- Riservato E., Boudot J., Feirrer S. & Jovic M. (2009) The status and distribution of dragonflies of the Mediterranean Basin. Gland.
- Rouquette J.R. & Thompson D.J. (2005) Habitat associations of the endangered damselfly, *Coenagrion mercuriale*, in a water meadow ditch system in southern England. Biological Conservation 123, 225–235.
- Rouquette J.R. & Thompson D.J. (2006) Roosting site selection in the endangered damselfly, *Coenagrion mercuriale*, and implications for habitat design. Journal of Insect Conservation 11, 187–193.
- Rouquette J.R. & Thompson D.J. (2007) Patterns of movement and dispersal in an endangered damselfly and the consequences for its management. JOURNAL OF APPLIED ECOLOGY 44, 692–701.

- Sahlén G., Bernard R., Cordero Rivera A., Ketelaar R. & Suhling F. (2004) Critical species of Odonata in Europe. *International Journal* 7, 385–398.
- Schorr M., Schneider W. & Dumont H.J. (1998) Ecology and Distribution of *Lindenia tetraphylla* (Insecta, Odonata, Gomphidae): a Review. *International Journal of Odonatology* 1, 65–88.
- Schwarz C.J. (2014) CHAPTER 12 Jolly-Seber models in MARK. *Mark*, 12.1–12.52.
- Seber G. a (1986) A review of estimating animal abundance. *Biometrics* 42, 267–292.
- Surdo S. (2017) First record of *Lindenia tetraphylla* (Vander Linden, 1825) and rediscovery of *Orthetrum nitidinerve* (Selys, 1841) in Sicily (Insecta: Odonata). *Fragmenta entomologica* 49, 185–189.
- Trizzino M., Audisio P., Bisi F., Bottacci A. & Campanaro A. (2013) Quaderni Conservazione Habitat 7–2013.
- Watts P.C., Kemp S.J., Saccheri I.J. & Thompson D.J. (2005) Conservation implications of genetic variation between spatially and temporally distinct colonies of the endangered damselfly *Coenagrion mercuriale*. *Ecological Entomology* 30, 541–547.
- Watts P.C., Rousset F., Saccheri I.J., Leblois R., Kemp S.J. & Thompson D.J. (2007) Compatible genetic and ecological estimates of dispersal rates in insect (*Coenagrion mercuriale*: Odonata: Zygoptera) populations: analysis of 'neighbourhood size' using a more precise estimator. *Molecular Ecology* 16, 737–751.
- 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). *The Journal of animal ecology* 76, 790–800.