

Versione 7

Protocollo di monitoraggio (Azione A2) per *Osmoderma eremita* (Scopoli, 1763) (Coleoptera Scarabaeidae Cetoniinae)

Diagnosi morfologica della specie

Lunghezza totale 24-37 mm. Caratterizzata da colorazione marrone nerastra lucida con riflessi verdastri, antenne formate da dieci segmenti, con clava di tre, pronoto convesso con angoli posteriori marcati, elitre a superficie rugosa, grossolanamente punteggiata e senza strie evidenti, apici elitrali fortemente e separatamente smussati. È in grado di volare. La specie è diffusa in Italia settentrionale e centrale; nel sud Italia e Sicilia sono presenti altre due specie di *Osmoderma* (Trizzino et al., 2013).

Dimorfismo sessuale

Caratteri maschili: Il pronoto è attraversato longitudinalmente da un profondo solco mediano, affiancato da due rilievi della stessa lunghezza.

I due quadranti anteriori del pronoto presentano ciascuno un grosso tubercolo (bozzo laterale).

L'orlo anteriore e quelli laterali del clipeo formano un margine rialzato che raggiunge il culmine davanti agli occhi, dove emergono due distinti cornetti lateralmente appiattiti, più o meno sviluppati a seconda delle dimensioni corporee dell'individuo.

Il primo dente (cioè quello più interno) delle tibie anteriori è generalmente meno appuntito rispetto a quello della femmina.

I tarsi anteriori sono ingrossati, il terzo e il quarto articolo presentano un prolungamento dentiforme del bordo inferiore, al lato esterno.

Il pigidio (parte dorsale dell'ultimo segmento addominale visibile) è più grande e rigonfio rispetto a quello della femmina.

L'addome, osservato di lato, risulta inferiormente concavo.

Nota: i caratteri maschili sono associati alla quantità di ormoni dell'individuo e pertanto sono meno accentuati negli individui di piccola taglia.

Caratteri femminili: Il pronoto presenta un solco longitudinale appena accennato nel tratto anteriore dove inizia con due tubercoli centrali poco sviluppati.

I due quadranti anteriori del pronoto non presentano grossi tubercoli laterali o bozzi.

Il clipeo è privo di margine rialzato e di cornetti.

I tarsi anteriori sono semplici, non modificati.

Il primo dente (cioè quello più interno) delle tibie anteriori è appuntito come gli altri due (tranne che nei vecchi esemplari diventati logori dall'attività di scavo).

Il pigidio (parte dorsale dell'ultimo segmento addominale) è meno sviluppato rispetto a quello del maschio.

L'addome, osservato di lato, risulta inferiormente piatto o debolmente convesso.



Esemplare adulto maschio (foto M. Uliana).



Maschio (a sinistra) e femmina (a destra) di *Osmoderma eremita* (foto M. Uliana).



A sx particolare di un maschio in cui si osservano due dettagli importanti del dimorfismo sessuale: 1) presenza di margine rialzato del clipeo con due cornetti posti anteriormente agli occhi (assenti nella femmina); 2) presenza di un profondo solco longitudinale nel mezzo del pronoto affiancato da due rilievi della stessa lunghezza (nella femmina, solco e rilievi sono accennati soltanto nel tratto anteriore o del tutto assenti). A dx lato sinistro del clipeo di una femmina (notare l'assenza del margine rialzato) (fonte Life Mipp).

Diagnosi della larva

Le larve sono molto grandi, lunghe 60 mm a sviluppo completo, e presentano i caratteri tipici delle larve degli Scarabaeoidei: forma tipicamente a “C”, capo sclerificato e zampe ben sviluppate anch’esse sclerificate. Rispetto ai gruppi affini, le larve delle Cetoniinae (cui appartiene *Osmoderma*) sono meno allungate ma decisamente più robuste, non presentano ocelli semplici alle basi delle antenne, sono caratterizzate da un labrum trilobato, da pubescenza diffusa sotto forma di setole, da zampe che terminano con appendici cilindriche e non con artigli, e dall’apertura anale longitudinale trasversale e non a forma di Y (Campanaro et al., 2011; Trizzino et al., 2013).

Rispetto alle larve degli altri Cetoniinae quelle di *Osmoderma* si possono distinguere per le maggiori dimensioni, l’estremità addominale particolarmente rigonfia e flaccida, per la mancanza del raster (struttura composta da due file di setole spiniformi lungo il lato ventrale dell’ultimo segmento addominale) e per le capacità di spostamento che manifestano in seguito a manipolazione: mentre le larve di Cetoniinae sono per la maggior parte in grado di distendere completamente l’addome e muoversi strisciando sul dorso, quelle di *Osmoderma* non sono in grado di distendere la parte terminale dell’addome e quindi di mantenersi in equilibrio sul dorso. Si muovono quindi strisciando sulla parte anteriore del ventre o su un fianco.



Larva matura (foto M. Uliana).



Pupa a sx (foto M. Uliana) e bozzolo con maschio adulto a dx (foto di V. Lemberk).

Ecologia e Biologia

O. eremita è legato a grandi alberi vetusti di latifoglie (spesso con diametro oltre gli 80 cm), anche secolari, vivi, con cavità e grandi carie ricche di rosura legnosa e legno marcescente. Le cavità nella maggior parte dei casi sono poste tra i 2 e i 5 m di altezza da terra (Ranius et al., 2005). Numerose sono le piante colonizzate, tra cui *Quercus* spp., *Castanea sativa*, *Tilia* spp., *Salix* spp., *Populus* spp., *Fagus sylvatica*, *Morus* spp., *Platanus* spp., *Aesculus hippocastanum*, nonché rosacee coltivate e selvatiche, *Pyrus* spp., *Malus* spp. e *Prunus* spp. (Ranius & Nilsson, 1997; Ranius, 2002; Oleksa et al., 2007; Dubois, 2009; Dubois et al., 2009). Gli ambienti idonei si ritrovano ai margini e all'interno di boschi, foreste e grandi parchi e lungo filari di alberi in ambiti rurali e civili.

La specie, rinvenuta fino a 1400 m di quota, predilige zone con buona esposizione e quindi che non abbia un'eccessiva copertura vegetale, necessaria al mantenimento di un adeguato microclima all'interno della cavità colonizzata (Chiari et al., 2012; Trizzino et al., 2013).

L'adulto è visibile tra giugno e settembre e solitamente si scorgono nelle ore pomeridiane e crepuscolari (Campanaro et al., 2011). Occasionalmente gli adulti sono stati osservati anche su infiorescenze di specie arboree ed arbustive, ad esempio di biancospino (Ranius et al., 2005). Per attirare la femmina, il maschio emette un feromone specifico dal caratteristico e intenso odore di frutta matura (es. pesca), in passato descritto anche come odore di "cuoio di Russia", un materiale oggi al di fuori dell'esperienza comune perché conciato con betulla che conferisce un odore particolare (Larsson et al., 2003). Dopo l'accoppiamento, ogni femmina depone 20-80 uova nel terriccio all'interno delle cavità degli alberi. L'incubazione dura 2-3 settimane; inizialmente sono bianche brillanti ma successivamente diventano color avorio e raddoppiano le loro dimensioni fino ad un diametro di 5 mm. La larva vive per circa due anni, nutrendosi e scavando nei detriti legnosi e humus che si accumulano e nelle pareti marcescenti della cavità stessa. L'attività di alimentazione delle larve avviene quando la temperatura supera i 23°C (Ranius et al., 2005). L'ampiezza della cavità è aumentata dall'attività di erosione della larva stessa.

In Italia centro-settentrionale il ciclo vitale di *Osmoderma eremita* si estende normalmente su 3 anni solari (in condizioni meno favorevoli può richiedere fino a 6 anni). Nell'autunno del terzo anno le larve si impupano in un bozzolo ovale formato dai loro escrementi compattati e da piccoli frammenti di legno marcescente. La larva rimane in bozzolo per tutto l'inverno e nella primavera successiva avviene la metamorfosi prima in pupa (aprile-maggio) e poi in adulto (maggio-giugno), che sfarfalla pochi giorni dopo la metamorfosi. Durante i mesi estivi, gli adulti svolgono vita attiva per circa 30 giorni, con individui che raggiungono i 90 giorni (Ranius, 2001; Ranius et al., 2005).



Alberi cavitati in parchi pubblici e lungo filari (foto R. Fabbri).



Querce secolare cavitare in bosco e pascolo (foto G. Dubois).

Tecniche di monitoraggio della specie

Il monitoraggio della specie è previsto dall'Azione A2.

Il metodo si basa sulle indicazioni fornite da Campanaro et al. (2011), integrate con la letteratura recente di riferimento e da osservazioni derivanti dal progetto Life MIPP. Il primo passo, 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 (visual encounter survey, VES) degli adulti sui tronchi o cavità, oppure di resti, larve, bozzoli pupali e pellet nella rosura contenuta nelle cavità (wood mould sampling, WMS) (Chiari et al., 2013). L'attribuzione specifica di tracce (resti, larve, bozzoli, pellet) a *Osmoderma* deve essere effettuata da un esperto. Ogni albero habitat idoneo allo sviluppo di *Osmoderma*, sarà definito "stazione" e su di esso sarà posta una targhetta 6x6 cm o altra misura costituita come meglio specificato nell'elenco dei materiali e da esempio allegato. Si individueranno percorsi (transetti) idonei a collegare tra loro gli alberi habitat.

Dopo l'individuazione del percorso, il monitoraggio prevede l'utilizzo di trappole attrattive ad intercettazione (black cross window traps, BCWT) (Ranius & Jansson, 2002; Larsson & Svensson, 2009; Chiari et al., 2013; Trizzino et al., 2013). L'utilizzo combinato di BCWT, associato al VES-WMS, fornisce una buona stima della popolazione di *O. eremita*.

La BCWT è una trappola specifica per *O. eremita*, con l'uso di feromone come sostanza attrattiva e pannelli neri per l'intercettazione degli esemplari in volo. La BCWT è costituita da due pannelli neri di sostanza plastica incrociati fra loro (l 30 cm, h 25 cm, spessore 3-5 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/barattolo di plastica a sezione quadrata (capacità di circa 500 ml, diametro collo di circa 4 cm) (Svensson & Larsson, 2008; Campanaro et al., 2011; Life Mipp). I pannelli neri hanno la funzione di trarre in inganno gli insetti, simulando una cavità. La trappola non va posizionata su alberi con cavità, ma privi di cavità, data la sua capacità di imitare una cavità anche sul tronco di alberi sani (Campanaro et al., 2011; Life Mipp). È sufficiente innescare la trappola con una provetta Eppendorf aperta da 1,5 ml contenente un batuffolo di cotone impregnato con poche gocce del feromone (miscela racemica di γ -decalattone) emesso in natura dai maschi di *O. eremita* per attrarre le femmine.

Ogni albero a cui sono installate trappole è una stazione di campionamento. Le trappole vanno posizionate in maniera omogenea nell'area di studio; 10 BCWT in area dove è stata rilevata la

presenza o ritenuta più idonea (scelta opportunistica), a circa 3-4 m di altezza (ad altezza maggiore se siamo in faggeta con alti alberi), appese tramite ganci a rami stabili di alberi sani privi di cavità e ad almeno 100 m l'una dall'altra. Se questa distanza minima non può essere rispettata, il numero delle trappole deve essere adeguatamente ridotto. Le trappole possono essere appese tramite l'utilizzo di scale pieghevoli o telescopiche o canne da pesca telescopiche opportunamente modificate all'estremità e dotandole di gancio. Le trappole possono essere assicurate meglio dal vento legandole anche a terra con un filo. Il controllo delle trappole va effettuato una volta al giorno, a giorni alterni, in quanto il feromone si degrada rapidamente per disidratazione e perché gli individui all'interno del contenitore di raccolta hanno tempi di sopravvivenza piuttosto limitati per l'attività frenetica, la disidratazione e l'ipertermia (Campanaro et al., 2011; Life Mipp). Le trappole non vanno perciò esposte al sole. All'interno dei barattoli delle trappole va posto un tovagliolo imbevuto d'acqua o muschio umido; i barattoli nel fondo vanno bucati per evitare accumulo di acqua in caso di pioggia. Se si verificano dei morti entro il contenitore, capire dove è stato l'errore e porre rimedio; se si ripetono le morti interrompere il campionamento. Gli esemplari morti vanno raccolti e conservati in alcool e adeguatamente cartellinati con luogo, codice trappola, data nome operatore.

Le Eppendorf con il feromone vanno posizionate al centro dei pannelli di plastica neri incrociati in apposito anello di filo di ferro prima predisposto. La provetta, attiva la trappola, e pertanto va posizionata il giorno in cui si montano le trappole. Se piove le provette di feromone vanno cambiate, perché il feromone si diluisce e funziona meno.

Attenzione: 1) usare per le operazioni con il feromone sempre i guanti; il feromone ha un odore molto forte che non si rimuove facilmente, può rimanere anche per anni sugli indumenti ed oggetti; è molto concentrato e può dare fastidio in grandi quantità; 2) mantenere i barattoli con le provette di feromone all'interno di un frigo, rivestire il barattolo con diverse buste, per salvare il frigo. Il feromone va trasportato dentro una borsa termica e siberini per mantenerlo al fresco.

Per istruzioni dettagliate su costruzione, utilizzo e suggerimenti operativi per le trappole si rimanda alla letteratura specifica (Svensson & Larsson, 2008; Larsson & Svensson, 2009; Campanaro et al., 2011; Chiari et al., 2013; protocollo Life MIPP).

Gli esemplari catturati vanno determinati, marcati e rilasciati sugli alberi vicini (metodo cattura-marcatura-ricattura CMR); importante è realizzare anche foto degli esemplari marcati. In base al rapporto tra individui marcati ricatturati e individui catturati non marcati è possibile quantificare la consistenza numerica della popolazione (Campanaro et al., 2011).

La marcatura sarà realizzata mediante etichette colorate e numerate (stickers marcaregine). Appoggiarsi su di una cartellina rigida ed iniziare la marcatura: staccare lo stickers corrispondente e poggiarlo su supporto scabro (es. piccola porzione di creta/argilla/supporto di silicone) (usare sempre numeri consecutivi, se si perdono i numeri scrivere il perché non è stato utilizzato), mettere una piccola goccia di Attack Supergel sull'elitra dx, e con un paio di pinzette mettere lo stickers sulla goccia di colla (attenzione a non attaccare le due elitre tra loro), fare una piccola pressione con il dietro delle pinzette ed aspettare qualche minuto per verificare che la colla si sia asciugata e poi liberare l'individuo sull'albero vicino cui è stato trovato. Prima del rilascio fare foto e prendere le misure morfometriche e riportarle sulla scheda. Su scheda catalogare l'esemplare.

Saranno rilevate nei siti le specie di interesse conservazionistico e tra queste sia le specie inserite negli allegati II, IV e V della Direttiva Habitat 92/43 sia le specie dell'“Elenco ragionato della fauna minore dell'Emilia-Romagna” secondo L.R. 15/2006 sia le specie aggiuntive ricomprese nella lista rossa del 2010 redatta in occasione dell'implementazione delle banche dati e del sistema informativo della Rete Natura 2000 (P.S.R. 2007-2013). Durante i rilievi saranno registrate nei vari

siti, o anche raccolte, oltre le specie di interesse conservazionistico, le altre specie incontrate. Gli esemplari quando facili da identificare in campo vengono fotografati, identificati e rilasciati.



Ispezione di cavità in castagno utilizzando una scala telescopica a sx e cavità con adulti di *O. eremita* (da Dubois, 2009).



Larva di *Osmoderma eremita* al terzo stadio e suoi escrementi a grandezza naturale (da Dubois, 2009).



Indici di presenza di *O. eremita*: feci larvali e frammenti di esoscheletro dell'adulto a dx (da Dubois, 2009)



BCWT con feromone in azione su quercia (da Campanaro et al., 2011).



Esempio di mappa con indicate le stazioni di campionamento e il percorso (da Campanaro et al., 2011).



Zona e tipologia di marcaggio di *Osmoderma* sulle elitre con etichetta azzurra numerata (da Life Mipp).

Precauzioni del campionamento

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 (Dubois, 2009; Campanaro et al., 2011).

Il controllo delle trappole andrebbe effettuato a giorni alterni ma in caso di caldo elevato si consiglia di controllarle tutti i giorni per non compromettere la vitalità degli esemplari.

Condizioni minime del campionamento

Da compiersi in un intervallo orario compreso tra le 14 e le 20 (solari), in giornate soleggiate o poco nuvolose e non ventose (Olekta & Gawronski, 2008; Dubois, 2009; Trizzino et al., 2013).

I parametri atmosferici (temperatura, umidità relativa, velocità del vento, soleggiamento) dell'area di campionamento devono essere riportati sulla scheda di campo.

Stima della numerosità della popolazione

Utilizzando il metodo del conteggio è possibile ottenere una stima dell'abbondanza relativa delle popolazioni e valutare il trend della popolazione nel corso del tempo. Applicando il metodo CMR è possibile ottenere direttamente una stima della numerosità assoluta della popolazione. Tuttavia l'applicazione di tale metodo è condizionata da alcune ipotesi (p.e. che gli individui non risentano in alcun modo della marcatura, che si rimescolino a caso, ecc.) e dalla decisione di considerare la popolazione "chiusa" o "aperta" durante il periodo studiato. Il secondo caso è più complesso, e richiede marcaggi ripetuti coi quali calcolare una stima della longevità degli adulti e quindi la dimensione di popolazione variabile (al limite giornaliera) (Jolly, 1965; Seber, 1965; Seber, 1982). L'analisi dei dati sarà eseguita con il software MARK (White & Burnham, 1999) o altro programma idoneo.

Stima della qualità dell'habitat per la specie

Il monitoraggio dell'habitat idoneo per la specie nell'area di progetto è previsto dall'Azione A3. Lo scopo è quello di individuare alberi o gruppi di alberi (marcati con targhette idonee, vedi esempio allegato) dove, successivamente ad interventi di miglioramento ambientale (Azione C1), la specie potrebbe essere introdotta o reintrodotta o la popolazione rinforzata (Azione C5). Si verificherà se nell'area di progetto vi siano o no le caratteristiche di habitat ottimali per *Osmoderma*, tipo presenza di alberi vetusti con cavità ricche di rosura e legno marcescente, caratteristiche della copertura arborea, oppure se vi siano alberi idonei ad interventi di creazione di cavità (con diametro maggiore di 30 cm) o ad essere capitozzati e quindi punti in cui possono essere installate le wood mould boxes WMB.

Indicazioni operative

Frequenza e periodo. Il periodo migliore per effettuare i campionamenti è compreso tra giugno e metà agosto (a seconda dell'altitudine), con controllo delle cavità effettuato una volta a settimana e delle trappole una volta a giorni alterni, ma in caso di caldo elevato si consiglia di controllarle una volta al giorno. Ogni popolazione deve essere monitorata per circa 8 settimane (circa 2 mesi) e le trappole installate per minimo 4 sessioni (max 6 sessioni) e per ogni sessione 3 giorni di controllo, a giorni alterni (es. Lunedì attivazione trappole, Martedì controllo, Giovedì controllo, Sabato controllo e disattivazione).

Giornate di lavoro stimate all'anno. Circa 4-5 ore per 16-24 giorni per ogni sito.

Numero minimo di persone da impiegare. Per il metodo del conteggio e del CMR sarebbe meglio prevedere due persone (un entomologo e un altro operatore) per ragioni di sicurezza.

Modalità di georeferenziazione

Si georeferenzierà con GPS il percorso lungo ogni area di ricerca.

Gestione dei dati del monitoraggio

I dati del monitoraggio, una volta raccolti, devono essere inviati mensilmente al responsabile dell'Ente committente e al Coordinatore scientifico che a sua volta li girerà al Supervisore scientifico interessato.

Al termine del monitoraggio, la documentazione completa sarà costituita da: schede di campo (cartacee), mappe dell'area campionata con l'indicazione delle stazioni campionate (cartacee), file digitale nominato "Osmoderma eremita_LifeEremita_toponimo_località_anno" contenente le schede digitali, cartella digitale contenente i file delle foto nominate, relazione sulle uscite realizzate ed elaborazione dei dati.

I dati non possono essere divulgati in nessun modo e comunque non prima del termine del progetto, dietro apposita autorizzazione.

Foto e filmati delle specie, habitat e metodi di monitoraggio non possono essere utilizzati al di fuori del progetto Life se non espressamente autorizzati dal committente e dal responsabile del progetto. Le foto e filmati suddetti non possono essere caricati su forum naturalistici o fotografici e FaceBook o altri social network.

Strumentazione per il campionamento

In campo:

- 1 GPS per la georeferenziazione dei waypoint e/o trackpoint e pile/batteria di ricambio;
- 1 macchina fotografica digitale con anche funzione o lenti per macrofotografia, idonea anche per filmati;
- 1 sonda multifunzione per misurare temperatura, vento, umidità, luce solare (tipo LM-8000 Tester multifunzione della Lutron oppure come termo-igro-anemometro: Kestrel 4000 NV);
- 1 scala leggera per raggiungere agevolmente cavità dell'albero, alta min. 3,5 m, o anche telescopica estendibile in alluminio con minimo 10 gradini oppure canna da pesca telescopica modificata con gancio terminale;
- 1 imbrago comprensivo di corde e moschettoni;
- 2 caschi di sicurezza per entomologo e operatore;
- 2 lampade frontali;
- 70 trappole aeree BCWT costituite da: due pannelli neri di sostanza plastica (es. policarbonato alveolare) incrociati fra loro (l 30 cm, h 25 cm, spessore 3-5 mm), un imbuto di plastica (diametro superiore 30 cm, diametro collo 4 cm, es. Ecoplast 2000), una bottiglia di plastica a sezione quadrata (capacità di circa 500 ml, diametro collo di circa 4 cm), filo di ferro plastificato da 1 mm di diametro (max 1,4 mm) per assemblare le parti della trappola; filo di ferro plastificato da 2 mm di diametro per fissarla al ramo con gancio; il numero, e quindi il materiale occorrente per costruirle, dipende dalla quantità di alberi idonei nel sito e dall'estensione del sito;
- 0,5 L di feromone γ -Decalattone >97% (Sigma-Aldrich: numero di catalogo: W240001-5KG-K, <http://www.sigmaaldrich.com>);

- 100 piccole provette Eppendorf da 1.5ml da associare a ciascuna trappola e in cui inserire un batuffolo di cotone da impregnare di feromone; la microprovetta va fissata con del nastro adesivo igroresistente, sul bordo interno del collo della bottiglia di plastica;
- 1 confezione di cotone idrofilo o ovatta o di rulli salivari da dentisti;
- 1 borsa termica e siberini per trasporto feromone;
- 1 rotolo di nastro adesivo igroresistente largo 50 mm per bloccare tappo del barattolo all'imbuto;
- 10 pipette di plastica da 5 ml;
- 1 perforatore per scavo entro cavità;
- 1 zappetta o piccola paletta da giardinaggio;
- 2 paia di guanti di pelle per ricerca a vista entro cavità dei tronchi;
- 1 confezione di guanti usa e getta per manipolare il feromone;
- 2 vaschette di plastica bianca per smistare materiali (in campo e in laboratorio) (misure tipo 30x20x10 cm);
- 30 sacchetti di nylon con chiusura a zip-lock o di stoffa da circa 1-2 litri per trasportare in laboratorio materiali vari;
- 10 fauna box da 2-3 L con coperchio (o 10 barattoli a bocca larga con tappo a vite da 1-2 L) per trasporto adulti e larve da e verso i siti di allevamento;
- 100 etichette adesive da attaccare sui contenitori;
- 30 barattoli barattoli in plastica da 100 cc a bocca larga con tappo a vite con sughero o carta assorbente ed etere acetico per la cattura di esemplari e per riporre resti o con alcol etilico 70% ;
- 250 cc di etere acetico;
- 2 L di alcol etilico commerciale 95° da diluire con acqua al 70%;
- 1 lente di ingrandimento 10x-20 o 25 mm;
- 1 calibro di precisione digitale o analogico;
- 1 metro avvolgibile lungo 5 m per misurare circonferenza alberi, cavità alberi, ecc.;
- 2 pinzette rigide e lunghe in acciaio;
- 2 pinzette in acciaio a presa morbida;
- 1 cartellina rigida;
- 500 etichette numerate per marcare esemplari adulti (serie da 5 colori numerati da 1 a 100, colla e bastoncino per estrazione etichette, € 40.00) (bollini per segnare le api regine o marcare regine, <http://www.enolapi.net/wordpress/prodotti/bollini-segnare-le-regine/>); il prodotto ha il codice enolapi12000; possibile acquistarlo su mercato elettronico tramite ditta di Verona; 2 confezioni da 7 g di colla Attack Supergel o comunque cianoacrilato gel;
- Alternativa alle 300 etichette numerate: 3 Pennarelli indelebili per marcatura esemplari (tipo Permapaque, Sakura Color Products Corporation, Japan, pennarello opaco a pigmento e acqua, inodore, resistente all'acqua e alla luce, punta tonda, disponibile in vari colori; correttore della Pentel, disponibile solo bianco; Penol 52 Paintmarker extrafine, marcatore a base alcool, disponibile in vari colori);
- 150 targhette per esterno resistenti agli agenti atmosferici da apporre sugli alberi habitat e riportanti logo Life, logo Life Eremita, logo Natura 2000 e "Progetto Life Eremita 14 NAT/IT/000209 / Esperimento in corso su insetti del legno morto - <http://ambiente.regione.emilia-romagna.it/life-eremita/>";
- 1 binocolo adatto per avvistare e distinguere insetti anche da vicino (tipo Pentax Papilio, 8.5x21);
- 1 guida per il riconoscimento della specie target (es. Pesarini, 2004);
- Mappa topografica dell'area;

- Schede di campo cartacee o digitali predisposte per la raccolta dei dati del monitoraggio alberi habitat e della specie (vedasi scheda allegata da stampare) e penna.

In laboratorio:

- 1 scatola entomologica con vetro al coperchio (misura 30x40x5,4 cm) e plastozote al fondo per conservare gli esemplari adulti e resti da conservare a secco spillati;
- 200 spilli entomologici della misura n. 2 (100 spilli) e 3 (100 spilli) (lunghezza 38 mm, diametro 0,45 mm e 0,50 mm) per preparare e conservare a secco gli esemplari dei vari insetti raccolti (tipo: Ento Sphinx www.entosphinx.cz - Czech Republic o www.natura-edizioni.it o www.omnesartes.com);
- 50 provette di vetro o plastica (diametro variabile da 10 a 13 mm e lunghezza 90 mm);
- 2 litri di alcool commerciale 95°, da diluire con acqua al 70% per conservare resti e larve morte.

Bibliografia

- 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 saproxylous insects. Quaderni Conservazione Habitat, 6. Cierre Grafica, Verona, 8 pp. + CD-ROM.
- Chiari S., Zauli A., Mazziotta A., Luiselli L., Audisio P. & Carpaneto G.M., 2012. Surveying an endangered saproxylous beetle, *Osmoderma eremita*, in Mediterranean woodlands: a comparison between different capture methods. *Journal of Insect Conservation*, 17 (1): 171-181.
- Chiari S., Zauli A., Mazziotta A., Luiselli L., Audisio P. & Carpaneto G.M., 2013. Surveying an endangered saproxylous beetle, *Osmoderma eremita*, in Mediterranean woodlands: a comparison between different capture methods. *Journal of Insect Conservation*, 17 (1): 171-181.
- Dubois G., 2009. Écologie des coléoptères saproxylous: Biologie des populations et conservation d'*Osmoderma eremita* (Coleoptera: Cetoniidae). Thèse de Biologie à l'Université de Rennes 1, 239 pp.
- Dubois G.F., Vignon V., Delettre Y.R., Rantier Y., Vernon P. & Burel F., 2009. Factors affecting the occurrence of the endangered saproxylous beetle *Osmoderma eremita* (Scopoli, 1763) (Coleoptera: Cetoniidae) in an agricultural landscape. *Landscape and Urban Planning*, 91: 152-159.
- Jolly G.M., 1965. Explicit estimates from capture-recapture data with both death and immigration-stochastic model. *Biometrika*, 52: 225-247.
- Larsson M.C., Hedin J., Svensson G.P., Tolasch T. & Francke W., 2003. Characteristic odor of *Osmoderma eremita* identified as a male-released pheromone. *Journal of Chemical Ecology*, 29 (3): 575-587.
- 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*, 6: 1516-1525.
- Oleksa A., Ulrich W. & Gawronski R., 2007. Host tree preferences of hermit beetles (*Osmoderma eremita* Scop., Coleoptera: Scarabaeidae) in a network of rural avenues in Poland. *Polish Journal of Ecology*, 55: 315-323.

- Oleksa A. & Gawronski R., 2008. Influence of day time and weather conditions on the activity of the hermit beetle, *Osmoderma eremita* Scop., and their consequences for monitoring. *Parki Narodowe i Rezerваты Przyrody*, 27: 63-73.
- Pesarini C., 2004. Insetti della Fauna Italiana. Coleotteri Lamellicorni. Natura, Società Italiana di Scienze Naturali e Museo Civico di Storia Naturale di Milano, vol. 93 (II), 132 pp.
- Ranius T., 2001. Constancy and asynchrony of *Osmoderma eremita* populations in tree hollows. *Oecologia*, 126: 208-215.
- Ranius T., 2002. Influence of stand size and quality of tree hollows on saproxylic beetles in Sweden. *Biological Conservation*, 103: 85-91.
- Ranius T., Aguado L.O., Antosson K., Audisio P., Ballerio A., Carpaneto G.M., Chobot K., Gjurasin B., Hanssen O., Huijbregts H., Lakatos F., Martin O., Neculiseanu Z., Nikitsky N.B., Paill W., Pirnat A., Rizun V., Ruicnescu A., Stegner J., Suda I., Szwako P., Tamutis V., Telnov D., Tsinkevich V., Versteirt V., Mignon V., Vogeli M. & Zach P., 2005. *Osmoderma eremita* (Coleoptera, Scarabaeidae, Cetoniinae) in Europe. *Animal Biodiversity and Conservation*, 28 (1): 1-44.
- Ranius T. & Jansson N., 2002. A comparison of three methods to survey saproxylic beetles in hollow oaks. *Biodiversity and Conservation*, 11: 1759-1771.
- 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.
- Seber G.A.F., 1965. A Note on the Multiple-Recapture Census. *Biometrika*, 52 (1-2): 249-259.
- Seber G.A.F., 1982. The estimation of animal abundance. Second edition. Griffin, London, 653 pp.
- Svensson G.P. & Larsson M.C., 2008. Enantiomeric Specificity in a Pheromone-Kairomone System of Two Threatened Saproxylic Beetles, *Osmoderma eremita* and *Elatér ferrugineus*. *Journal of Chemical Ecology*, 34: 189-197.
- 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.
- White G.C. & Burnham K.P., 1999. Program MARK: Survival estimation from populations of marked animals. *Bird Study*, 46: 120-138.

Redatto dal Coordinatore scientifico R. Fabbri

Riveduto dal Supervisore scientifico M. Uliana

Etichetta per BCWT da applicare su imbuto**Etichetta per BCWT da applicare su barattolo****Targhetta da applicare su albero habitat**

SCHEDA DI CAMPO – N. ...

Monitoraggio di <i>Osmoderma eremita</i> - Azione A2		
SIC:		
Data	Ora inizio rilievo	Ora fine rilievo
Codice transetto (sigla es. IT4070011-Osmo4):		Marca e modello apparecchio fotografico (es. Nikon P80):
Condizioni meteo inizio rilievo e % copertura nuvolosa:		Condizioni meteo fine rilievo e % copertura nuvolosa:
Temperatura all'ombra:	UR:	Velocità vento e direzione:
Tipologia di monitoraggio (VES, BCWT e num. trappole):		Num. punti di rilievo e trappole:
Rilevatore/i:		
Note (es. modifiche transetto rispetto iniziale, nuove minacce, problemi su rilievo, ecc.):		

ID_albero habitat - ID_trap (es.F3 e BCWT-F3)	Marcatura esemplari (specificare tipologia e zona marcatura) (indicare esemplari adulti maturi, immaturi (juv.), loro misure morfometriche e sesso, larve, pupe, resti e numero foto)	Ricattura	Totale esemplari			Note (es. problemi trappola)
			M	F	MF	
1						
2						
3						
4						
5						
6						
7						
8						
9						
10						
11						
12						
13						

Inserire numero esemplari rilevati per specie e in che stadio

(L: larva, P: pupa, AI: adulto immaturo, AM: adulto maturo, RE: resti) e a fianco F se fotografato esemplare e R se raccolto

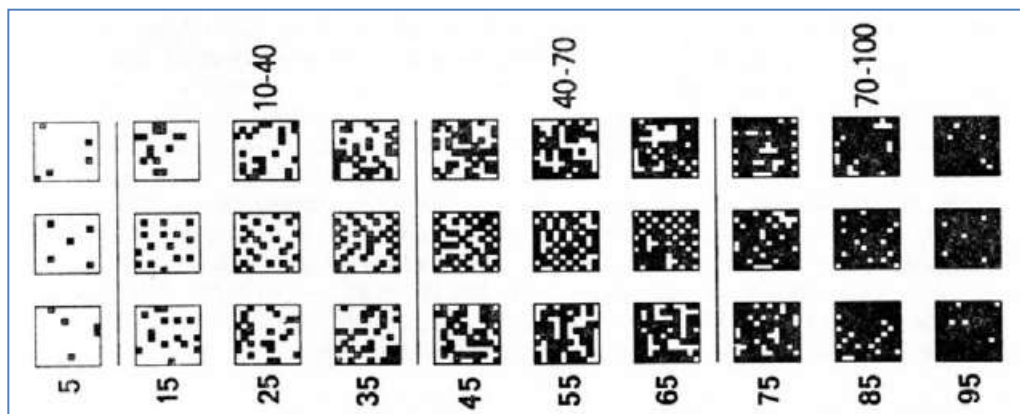
Altre specie riscontrate	N. Es.	Note

SCHEDA DI CAMPO – N. ...

Monitoraggio alberi habitat di <i>Osmoderma eremita</i> - Azione A3			
SIC:		Rilevatore/i:	
Data	Ora inizio rilievo	Ora fine rilievo	Quota
Provincia	Comune	Località e/o toponimo più vicino	
Codice transetto (es. IT4070011-Osmo3) e lunghezza transetto:			
ID_albero habitat:			
Coordinate geografiche (in gradi decimali es. N43.92190° E12.26787°) punti dei rilievi (oppure coordinate del transetto):			
Ambiente (specifico come da legenda) e substrato (tipo di terreno):			
Specificare dimensioni bosco (DB), foresta, filare, parco, ecc. ed area idonea alla specie (AI):			
Temp. interna cavità:	UR entro cavità:	Temp. esterna all'ombra:	
Stato di salute pianta (es. vivo, morente, morto, num. branche morte, chioma compromessa):			
Tipo di gestione (capitozzatura, potature frequenti, nessuna, ecc.):			
Presenza di resti di adulti, larve, pupe, bozzoli, pellet, ecc. e metodo utilizzato (VES e/o WMS), specificare:			
Minacce/vulnerabilità (specificare, ad es.: utilizzo bosco o alberi per ..., gestione forestale o alberi, potature eccessive, dendrochirurgia, pascolo intensivo di ..., allevamento di altri animali come ..., agricoltura con colture di ... e derivate di ..., attività industriale o edilizie, impatto turistico, attacco di insetti xilofagi/fitofagi, ombreggiamento/aduggiamento dovuto a ..., successione vegetazionale a ..., isolamento albero e frammentazione boschiva, rifiuti all'interno, scarico di ..., ecc.):			

Caratteristiche	Rilevamento	Note
Specie arborea cavitata		
Età approssimativa		
Circonferenza a 130 cm da terra		
Altezza albero		
Altezza da terra della cavità		
Larghezza della cavità		
Cavità ispezionabile e con rosario o con acqua?		
Profondità cavità:	cm	
Stima quantitativa di terriccio entro cavità	(se possibile, in litri)	
Aduggiamento (specificare % e lato)		
Piano chioma albero habitat (Dominante o Sottoposto)		
Idoneità cavità ad ospitare specie	(alta, media, bassa)	
Idoneità pianta per creazione o approfondimento della cavità	(alta, media, bassa)	
Rilevamento vegetazione entro un raggio di 5 m da albero cavo, composizione (vedi legenda)		
% copertura vegetazione erbacea		
% copertura vegetazione arbustiva		
% copertura vegetazione arborea		
Distanza da altri alberi di dimensioni simili		(es. specie arborea)
Idoneità altri alberi simili a divenire cavi e specificare se si possono indurre cavità	(alta, media, bassa)	(es. specie arborea)
Distanza da altre piante cavitare e loro ID		(es. specie arborea)

PERCENTUALE COPERTURA VEGETAZIONE



CLASSE DI DECADIMENTO E CARATTERISTICHE DEL LEGNO

<div> <div>decomposizione del tronco</div> <div>classe 1</div> <div>classe 2</div> <div>classe 3</div> <div>classe 4</div> <div>classe 5</div> </div>									
caratteristiche del tronco									
corteccia	intatta	in parte staccata	quasi del tutto assente	assente	assente				
rami (< 3cm)	presenti	assenti	assenti	assenti	assenti				
consistenza	intatta	da intatta a un po' soffice	soffice in ambiente umido dura se in ambiente secco o al sole	il legno comincia a perdere la sua consistenza	il legno è soffice e incoerente				
forma	rotonda	rotonda	rotonda	da rotonda ad ovale	ovale				
colore del legno	colore inalterato	colore inalterato	colore un po' sbiadito	colore chiaro/bruno	colore chiaro/giallo o grigio				
tronco sul terreno	è sollevato in alcuni punti "di appoggio"	è in parte appoggiato sul terreno	è per la maggior parte appoggiato sul terreno	è tutto appoggiato sul terreno	è tutto appoggiato sul terreno				

LEGENDA scheda di campo

Ambiente	Ambiente specifico
AMBIENTI AGRICOLI	Incolti, set-aside, coltivi a seminativo o frutteto prati sfalciati, risaie, filare di alberi
AMBIENTI ANTROPIZZATI	bordi strade, alberature, sentieri, margine urbano, parco cittadino o privato
AMBIENTI ACQUATICI, UMIDI O INONDABILI	acquitrini, torbiere, stagni, laghi, cave
	margini degli specchi d'acqua
	canali
	canneti
	fiumi planiziali
	greti dei corsi d'acqua collinari e montani
	greti ghiaioso-sabbiosi dei corsi d'acqua planiziali
	pozze temporanee
	ruscelli planiziali, collinari, montani
	sorgenti e sponde di ruscelli
	torrenti planiziali, collinari e montani
	vegetazione erbacea dei bordi di corsi d'acqua
AMBIENTI NATURALI CON VEGETAZIONE	Bosco di latifoglie igrofilo
	Bosco di latifoglie mesofilo
	Bosco di latifoglie termofilo
	Bosco di conifere (pineta, abetina, ...)
	Arbusteti
	Alberi maturi, alberi cavi, alberi morti
	Praterie mesofile e xerofile, praterie arbustate
	Argini fluviali
	Affioramenti rocciosi
	Calanchi, argille, ...
	Dune sabbiose fossili, dune marine, retroduna
	spiagge marine
ALTRO	come grotte, cavità, ecc.

Codice Waypoint e Tracking:

Dare un nome (identificativo) a ciascun waypoint o tracking (punto o percorso rilevato con GPS) utilizzando la seguente dicitura:

- codice SIC-codice Waypoint e Tracking ad esempio: IT4070011-erem1, IT4070011-Osmo2, ecc. dove *Osmo* sta per *Osmoderma*.