

Versione 5

Protocollo di monitoraggio (Azione A2) per *Graphoderus bilineatus* (De Geer, 1774) (Coleoptera Dytiscidae)

Diagnosi morfologica della specie

Lunghezza 14-16 mm. Forma del corpo ovale, posteriormente dilatata e piuttosto appiattita; superficie dorsale lucida, liscia. I lati delle elitre degli adulti sono percorsi da un'espansione che raggiunge la sua larghezza massima poco sotto la metà della lunghezza elitrale, donando un aspetto particolarmente largo all'insetto che appare così provvisto di una sorta di carena ai due lati. Colorazione giallastra; testa con una linea scura a forma di mezzaluna sulla fronte e due macchie subquadrate dietro gli occhi, unite da una sottile fascia trasversa; pronoto con due fasce nere, piuttosto sottili, lungo i bordi anteriore e posteriore; elitre ricoperte uniformemente da una caratteristica marmoratura nera. Zampe rossicce. Maschi (come in tutte le specie della sottofamiglia Dytiscinae) con i tarsi anteriori trasformati in una paletta subcircolare munita ventralmente di grandi setole a ventosa. In Emilia-Romagna vi sono altre due specie di *Graphoderus*: *G. cinereus* (Linnaeus, 1758) e *G. austriacus* (Sturm, 1834). Da queste *G. bilineatus* si distingue per l'aspetto particolarmente largo e appiattito nella metà posteriore, per le parti inferiori pallide, giallastre o giallo-rossicce, per le fasce nere del pronoto più sottili e per le dimensioni maggiori. *G. bilineatus* è l'unica specie del genere *Graphoderus* in cui la linea nera del margine del pronoto posteriore è larga meno di 1/2 della fascia gialla centrale (Franciscolo, 1979). Rispetto alle specie appartenenti all'affine genere *Acilius*, la specie si distingue grazie alla punteggiatura finissima di pronoto ed elitre in entrambi i sessi. In *Acilius* la punteggiatura è invece grossolana sia sul pronoto sia sulle elitre; inoltre nelle femmine delle specie di *Acilius*, le elitre presentano quattro solchi longitudinali ricchi di setole.



Immagini di adulto di *Graphoderus bilineatus*; a dx con particolare del torace.

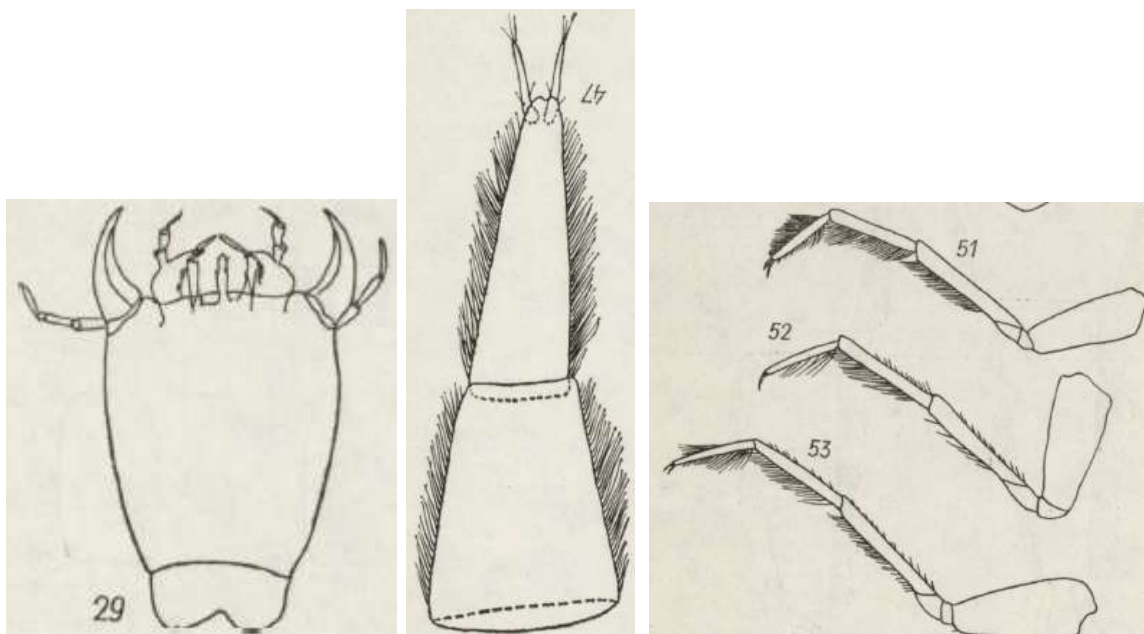
Diagnosi larva

La larva ha notevoli dimensioni (23-24 mm, ma anche fino a 30 mm di lunghezza). I cerci della larva sono molto ridotti e leggermente divergenti rispetto ad altre specie di *Graphoderus*, per consentirgli un nuoto migliore. Le mandibole sono particolarmente corte e ravvicinate, i palpi mascellari corti e tozzi. La larva di *G. bilineatus* potrebbe essere confusa, oltre che con quella di altri *Graphoderus*, con quella di *Acilius sulcatus*. Le larve di *Graphoderus* sono di dimensioni inferiori rispetto a quelle di *Dytiscus*, presentano mandibole meno sviluppate e una caratteristica linea nera trasversale, lungo il margine dorsale del capo.

Per la descrizione e la discriminazione delle larve al terzo stadio della specie si fa riferimento a Galewski (1975; 1990). Nel complesso la determinazione delle larve e delle pupe richiede un'analisi accurata possibile solo in laboratorio e per questo motivo alcune larve vanno portate in laboratorio per accertare la specie di appartenenza.

1. Head small, narrow, almost parallel-sided (Figs. 23, 26)	<i>G. austriacus</i> (STURM).
—, Head larger, broader, distinctly triangular (Figs. 24–29)	2.
2. Mandibles short (Fig. 29). Two basal joints of maxillar palpi and basal joint of labial palpi broad, “swollen”, distinctly broader than apical joint (Fig. 29)	<i>G. bilineatus</i> (GERM.).
—, Mandibles more elongate (Figs. 26–28). Basal joints of maxillar and labial palpi narrow, similar to the apical one (Figs. 26–28)	3.
3. Lateral margins of head regularly and distinctly curved (Figs. 25, 28). Mandibles longer in the third stage, either with a smooth inner edge or at most very finely denticulate at apex. Cerci in the third stage long, equalling in length about a third or more of the terminal abdominal segment (Fig. 46)	<i>G. zonatus</i> (HOPPE).
—, Lateral margins of head feebly curved at least in the basal two thirds of head (Figs. 24, 27). Mandibles shorter, in the third stage distinctly serrated. Cerci in the third stage shorter, equalling at most about a quarter or one fifth of the terminal segment length (Fig. 44)	<i>G. cinereus</i> (L.).

Tabella per la discriminazione della larva al terzo stadio di *G. bilineatus* (tratta da Galewski, 1975).



Testa della larva al terzo stadio di *G. bilineatus* a sx; ultimi segmenti addominali con cerci della larva al terzo stadio al centro; zampe della larva al terzo stadio a dx (figure tratte da Galewski, 1975).

Ecologia e biologia

Specie legata ad acque dolci stagnanti mesotrofiche e permanenti, molto ricche di piante acquatiche in particolare di *Phragmites*, ma anche *Nupher*, *Nymphaea*, *Menyanthes*, *Myriophyllum*, *Utricularia*, ecc. I bacini sono generalmente di grandi dimensioni come laghi, grandi stagni, grandi torbiere (Franciscolo, 1979; Hájek, 2004; Cuppen et al., 2006; Hendrich & Spitzenberg, 2006; Koese et al., 2008; Mazzoldi et al., 2009; Hendrich et al., 2012; Trizzino et al., 2013). Al contrario le altre specie di *Graphoderus* (*austriacus*, *cinereus*, *zonatus*) preferiscono piccoli specchi d'acqua, con acque anche temporanee.

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

L'ambiente di vita delle larve coincide con le preferenze ecologiche degli adulti (Galewski, 1975). Entrambi gli stadi sono ottimi nuotatori e possono essere riscontrati anche in acque molto profonde (oltre ad un metro) ma generalmente attorno ai 75 cm di profondità. Hanno dieta entrambi carnivora e l'adulto è predatore e necrofago.

La larva è un'attiva nuotatrice grazie alle lunghe zampe provviste di setole natatorie e probabilmente visita poco il fondo dei bacini, nutrendosi soprattutto di crostacei ed altri piccoli organismi planctonici (e non bentonici) come cladoceri e larve di ditteri (Cuppen et al., 2006), grazie alle mandibole corte e ravvicinate.

Non si hanno notizie certe sul suo ciclo vitale, probabilmente è specie monovoltina, che si riproduce una sola volta nel corso dell'anno, con periodo riproduttivo esteso a tutta la primavera e con svernamento allo stadio adulto. L'accoppiamento avviene in acqua, le uova sono deposte tra la tarda primavera e l'inizio dell'estate, lo sviluppo di uovo, larva e pupa richiede complessivamente circa sessanta giorni, e gli adulti probabilmente svernano nell'acqua e si rinvergono durante tutti i mesi dell'anno (Franciscolo 1979; Nilsson & Holmen 1995). Come in tutti i Dytiscidae, la ninfosi si verifica a terra, all'interno di cellette sotterranee sulle rive di stagni e laghi.



Ambiente di vita della specie (da Hendrich et al., 2012).

Tecniche di monitoraggio della specie

Per il monitoraggio di *Graphoderus bilineatus* nel sito regionale dove è ancora presente la specie e dei siti oggetto delle introduzioni (e quindi di indagini preliminari sull'entomofauna acquatica) saranno utilizzate, come da Azione A2, tecniche di cattura standard, varie volte utilizzate recentemente per la specie (Koese & Cuppen, 2006; Sierdsema & Cuppen, 2006; Koese et al., 2008; Hendrich et al., 2012; Volkova et al., 2013) e richieste da Foster (1996). I dati saranno raccolti in un'apposita scheda di campo (vedi allegato) assieme alle coordinate geografiche, ai parametri chimico-fisici dell'acqua (pH, conducibilità, durezza, trasparenza, colore) misurati anche con sonda multiparametrica, morfometrici del bacino (profondità, ampiezza o superficie, spessore del detrito/limo) e vegetazionali (idrofite, elofite, percentuale di ombreggiamento ripariale, ecc.) del bacino. Sarà realizzato un ampio reportage fotografico dei bacini, metodi utilizzati e materiale catturato.

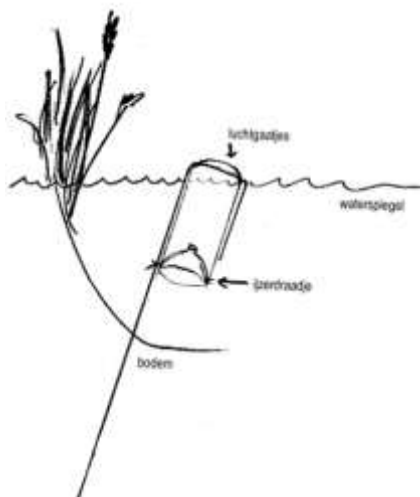
I campionamenti dovranno avere cadenza ogni 3 settimane tra maggio e settembre e mensile negli altri mesi. La durata di ogni sessione di campionamento sarà standardizzata secondo la grandezza di ogni sito (stagno, macero, ex cava, lago, ecc.) e mantenuta costante nel tempo. Larve e adulti saranno catturati, dove l'acqua è poco profonda (normalmente inferiore ai 40 cm), attraverso l'utilizzo di un retino immanicato per macroinvertebrati acquatici con lato di 25 cm e rete con maglie di 1 mm di lato e profondità rete di 30 cm (Schauff, 1998; Koese & Cuppen, 2006; Koese et al., 2008; Vahruševs, 2009; Carlos Aguilar, 2011). Un singolo campionamento sarà costituito da 5-10 ampi movimenti in acqua a sinistra e a destra col retino, iniziando dall'acqua aperta e dirigendosi verso la riva. Ogni campionamento va ripetuto nello stesso luogo almeno altre 2 volte, spostandosi di qualche metro (questo è definito punto di campionamento). Devono essere realizzati punti di campionamento ogni circa 15 m per ogni transetto di 50 m (quindi 4 punti per transetto). Se il perimetro lo consente, occorre individuare almeno 5 transetti per bacino. Il contenuto del retino sarà versato in una vaschetta di plastica bianca per verificare quanto catturato. Le larve al secondo e terzo stadio saranno identificate la maggior parte in campo e rilasciate; una rappresentanza deve essere portata in laboratorio, conservata in alcool 70%, per il controllo (Galewski, 1990; Cuppen et al., 2006); per le larve al primo stadio non è possibile l'identificazione a livello di specie e quindi saranno liberate. Gli esemplari adulti saranno determinati (per mezzo di guide come Franciscolo, 1979; Chatenet, 2005), marcati e rilasciati, inoltre sempre fotografati ogni volta.

Abbinata alla ricerca con retino per invertebrati acquatici, saranno utilizzate delle bottiglie trappole galleggianti innescate (FBBT) per la cattura a vivo. Le trappole devono essere installate in punti lontani almeno 5 m dai punti di campionamento con retino. Queste trappole sono molto utili per la cattura dei grandi coleotteri acquatici come *Graphoderus bilineatus* dove la profondità dell'acqua è elevata (*G. bilineatus* preferisce bacini con profondità maggiore di 75 cm) e la vegetazione acquatica è densa. Queste sono costituite da bottiglie di plastica biodegradabile da 1,5-2 L (modificate a formare una nassa) con all'interno esche in piccola quantità a base di carne o pesce (Koese & Cuppen, 2006; Sierdsema & Cuppen, 2006; Koese et al., 2008; Vahruševs, 2009; Hendrich et al., 2012) entro una provetta bucata e con all'interno della bottiglia anche un sughero (privo di colle) per permettere il suo galleggiamento in caso di necessità. L'imboccatura della trappola deve avere un diametro di circa 2 cm; la bottiglia va tagliata a circa 20 cm dalla base; la porzione superiore viene reinserita rovesciata, con il tappo rimosso. Le trappole vanno collocate verticali, con l'apertura verso il basso, legate a canne in modo che sporga il fondo della bottiglia per qualche cm dalla superficie; nel fondo vanno praticati alcuni fori per permettere all'aria di entrare e ai Dittiscidi e altri animali di respirare. In alternativa le trappole possono essere collocate ancorate al fondo, quindi legate ad un filo abbastanza lungo da raggiungere il fondo (all'altra

estremità ci sarà un peso, es. sasso) oppure legate con filo a supporti naturali (es. alberi, arbusti, ecc.); in questi due ultimi casi è obbligatorio inserirvi dentro almeno 1-2 sugheri per permettere l'emersione parziale. Alle trappole vanno attaccate etichette, resistenti all'acqua, realizzate come da schema fornito. Le bottiglie trappola vanno installate lungo tutto il perimetro del bacino, a distanza di 5-10 m tra loro. Si collocheranno per ogni transetto di 50 m, 5 trappole; se il perimetro lo consente si suddividerà in almeno 5 transetti di 50 m l'uno, per 25 trappole totali. Le trappole vanno poste lontano dai punti di campionamento con retino; meglio se si individuano transetti differenti e non sovrapposti, per i due metodi di monitoraggio. Le trappole sono lasciate in azione per circa 6-12 ore, almeno una notte e controllate minimo 2 volte. Tutti gli esemplari adulti catturati saranno rilasciati dopo l'identificazione e la marcatura fotografica. Non è prevista la cattura di larve con le trappole ma dei soli adulti. Si marcheranno sia individui maschi sia femmine, fotografandoli possibilmente su carta millimetrata nella parte superiore del corpo, con immagini ben nitide. La foto-marcatura costituisce un modo univoco per identificare gli esemplari catturati durante il periodo di monitoraggio. In laboratorio è sufficiente scegliere nell'immagine una piccola area sulle elitre (dove presente la tipica marmoreggiatura), es. vertice superiore sx dell'elitra dx, o due o più aree per identificare i singoli esemplari; disegni sul pronoto e sulla testa variano anche secondo gli individui. Accanto alla marcatura fotografica, è bene marcare gli esemplari nella parte superiore del corpo anche con un pennarello con la punta sufficientemente fine per un insetto di tali dimensioni. Il codice scelto per la marcatura deve prevedere un numero sufficiente di combinazioni per poter marcare in modo univoco tutti gli esemplari catturati durante il periodo di monitoraggio.

Una piccola parte degli esemplari catturati (10 maschi e 10 femmine) saranno utilizzati nel secondo anno di progetto per fondare l'allevamento ex situ, comunque sempre cercando di non arrecare danni alla popolazione originaria.

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 e fotografate nei vari siti, o anche raccolte, oltre le specie di interesse conservazionistico, le altre specie incontrate in particolare tutta l'entomofauna acquatica presente.



Schema con bottiglia trappola installata a sx e bottiglia trappola rovesciata con dentro un esemplare di *Dytiscus* sp. a dx (da Cuppen & Koese, 2005).

Condizioni minime del campionamento

Da compiersi in un intervallo orario compreso tra le 8 e le 18 (solari), in giornate soleggiate e non ventose (Koese & Cuppen, 2006; Hendrich et al., 2012) e tra maggio e settembre. La temperatura dell'acqua deve essere superiore ai 15°C.

I parametri atmosferici (temperatura, umidità relativa, velocità del vento, soleggiamento) e dell'acqua (temperatura, pH, conducibilità) 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 relazionando essa con l'estensione dell'habitat, quella della numerosità assoluta. 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

Si desumeranno le caratteristiche di habitat ottimali per la specie dai dati esistenti in letteratura e quindi si verificherà se nelle località della regione vi siano o no queste caratteristiche (tipo tipologia del bacino, presenza di idonea vegetazione acquatica, chimismo di base delle acque, ecc.). Ci si baserà essenzialmente sui protocolli di valutazione dell'habitat già messi a punto in Olanda (Cuppen et al., 2006; Sierdsema & Cuppen, 2006; Koese et al., 2008), e qui rivisti per adattarli al territorio regionale.

Monitoraggio dell'habitat

Il monitoraggio dell'habitat idoneo per la specie nell'area di progetto è previsto dall'Azione A4. Lo scopo è quello di individuare i corpi d'acqua dove, successivamente ad interventi di miglioramento ambientale (Azione C2), la specie potrebbe essere introdotta o reintrodotta o la popolazione rinforzata (Azione C5).

Il monitoraggio dei bacini idrici deve essere realizzato lungo l'intero perimetro, suddividendo questo in transetti lunghi 50 m o di misura inferiore (20-30 m) se il perimetro è inferiore ai 100 m. Tutte le caratteristiche fisiche, chimiche, vegetazionali, minacce, ecc. vanno rilevate come da scheda "Monitoraggio habitat di *Graphoderus bilineatus*" allegata.

Tutte le fasi del monitoraggio dovranno essere documentate, fotografate e filmate.

Precauzioni ecologiche

Siccome in generale saranno installate molte trappole, potrà accadere che alcune vadano perse per ragioni varie (vandalismi, divelte da animali, maltempo, ecc.). A tal fine si consiglia di utilizzare in campo per le trappole delle bottiglie biodegradabili, ad esempio in Mater-Bi, denominate anche Bio-Bottle. Le trappole rimarranno attive al massimo per alcune ore e quindi anche trappole in materiali biodegradabili possono svolgere egregiamente la loro funzione. Con tale precauzione si eviterà tra l'altro che esse, se perse, rimangano inutilmente attive a lungo. Il sughero all'interno,

privo di colle, permetterà comunque una loro parziale emersione e quindi avvistamento o comunque la respirazione degli animali intrappolati all'interno.

Indicazioni operative del campionamento

Frequenza. Il monitoraggio è svolto di giorno tra la primavera e l'estate durante il periodo di attività delle immagini, con frequenza ogni 3 settimane tra maggio e tutto settembre. Ogni sessione di monitoraggio è composta da due giornate di seguito dove le trappole saranno installate, controllate almeno 2 volte e recuperate. Il campionamento con retino va eseguito anch'esso almeno 2 volte per sessione di monitoraggio nelle stesse ore di controllo delle trappole. Un'uscita ogni mese deve essere realizzata anche nel periodo autunnale e invernale per monitorare i parametri chimico-fisici dell'acqua nonché ambientali e verificare se la specie è attiva utilizzando trappole e retino.

Giornate di lavoro stimate all'anno. 5-6 ore per 21 giorni per ogni sito di monitoraggio. Il numero di ore e di giornate di lavoro dipende dal numero di giorni in cui si utilizzerà il retino e dal numero di giorni in cui saranno attive le trappole e dal numero di queste, in quanto il controllo delle trappole attive e il campionamento con retino deve essere quotidiano.

Numero minimo di persone da impiegare. Previsto un entomologo senior e un operatore esperto.

Gestione dei dati del monitoraggio

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

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.

Modalità di georeferenziazione

Si georeferenzierà con GPS il percorso lungo ogni bacino di ricerca e i punti di campionamento.

Strumentazione per il campionamento della specie e dell'habitat

In campo occorre portare:

- 1 retino per invertebrati acquatici con telaio quadrato o di altra forma di 250 mm di lato o maggiore, rete con maglie di 1 mm e profonda 300 mm, con manico robusto lungo circa 150 cm, riducibile secondo le esigenze (vedi su sito o contattare www.historianaturae.it di Roma (disponibile ordinandolo in pochi giorni) o www.omnesaartes.com di Milano o www.natura-edizioni.it di Bologna);
- 1 rete di riserva per il retino per invertebrati acquatici;
- 2 vaschette di plastica bianca per smistare materiali (in campo e in laboratorio) (misure tipo 30x20x10 cm);
- 50 bottiglie di plastica (consigliate in Mater-Bi, dette Bio-Bottle) da 1,5 o 2 L per trappole a nassa;
- 50 canne di bambù sottili lunghe 1,5 m;
- 30 m di spago per legare le trappole bottiglia alle canne;
- 50 sugheri (es. tappi per vino di sughero in pezzo unico, privi di collanti interni);

- Materiale per esche per trappole (a base di carne o pesce), tipo piccole confezioni di scatolette di cibo per gatti;
- 50 provette con tappo (es. da 5 ml) per riporvi esche;
- 1 forbice;
- 1 taglierino;
- 2 pinzette rigide e lunghe in acciaio;
- 2 pinzette in acciaio a presa morbida;
- 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;
- 5 fauna box da 5 L con coperchio;
- 20 cucchiaini usa e getta di plastica per raccogliere/trasferire delicatamente le giovani larve e trasferire esche in provette;
- 1 paio di stivali di gomma alti fin sotto ginocchio;
- 1 paio di stivali di gomma alti fin al petto;
- 1 sonda multifunzione per misurare temperatura, pH e conducibilità dell'acqua (tipo sonda multifunzione della XS Instruments), utilizzabile anche in campo;
- 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);
- 100 etichette adesive da posizionare sui contenitori per segnare i dati;
- 50 etichette plastificate da apporre sulle bottiglie trappola (come da esempio fornito);
- 1 calibro di precisione digitale o analogico;
- 1 lente di ingrandimento 10x-20 o 25 mm;
- 1 macchina fotografica digitale con funzione o lenti per macrofotografia, idonea anche per filmati;
- 1 GPS per la georeferenziazione dei waypoint e/o trackpoint e pile/batteria di ricambio;
- 1 guida per il riconoscimento della specie target (es. Franciscolo, 1979);
- Mappa topografica dell'area;
- 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);
- 30 sacchetti di nylon con chiusura a zip-lock o di stoffa da circa 1-2 litri per trasportare in laboratorio materiali vari;
- Schede di campo cartacee o digitali predisposte per la raccolta dei dati del campionamento (vedasi scheda allegata da stampare) e penna.

In laboratorio occorre:

- 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.

Bibliografia

- Carlos Aguilar J., 2011. Methods for catching beetles. Baits, traps, habitats, methods, organized by families, subfamilies and genera. Jorge Barrett Viedma editor, 320 pp.
- Chatenet du G., 2005. Coléoptères d'Europe. Carabes, Carabiques et Dytiques. Volume 1 Adephaga. N.A.P. Editions, 639 pp.
- Cuppen J., Koese B. & Siedsema H., 2006. Distribution and habitat of *Graphoderus bilineatus* in the Netherlands (Coleoptera: Dytiscidae). Nederlandse Faunistische Mededelingen, 24: 29-40.
- Foster G.N., 1996. *Graphoderus bilineatus* (De Geer, 1774). In: Helsdingen P.J. van, Willemse L. & Speight M.C.D. (eds.). Background information on invertebrates of the Habitats Directive and the Bern Convention. Part I - Crustacea, Coleoptera and Lepidoptera. European Invertebrate Survey: 40-48.
- Franciscolo M.E., 1979. Fauna d'Italia. Coleoptera Haliplidae, Hygrobiidae, Gyrinidae, Dytiscidae. Vol 14. Calderini, Bologna, 804 pp.
- Galewski K., 1975. Descriptions of the unknown larvae of the genera *Hydaticus* Leach and *Graphoderus* Dejean (Coleoptera, Dytiscidae) with some data on their biology. Annales Zoologici, Polska Akademia Nauk, Instytut Zoologii, Warszawa, 32 (11): 249-268.
- Galewski K., 1990. The larvae of Central European species of *Graphoderus* Dejean (Coleoptera, Dytiscidae). Polskie Pismo Entomologiczne, 60: 25-44.
- Koese B. & Cuppen J.G.M., 2006. Sampling methods for *Graphoderus bilineatus* (Coleoptera: Dytiscidae). Nederlandse Faunistische Mededelingen, 24: 41-47.
- Koese B., de Boer E.P., Cuppen J.G.M., Schut J. & Tienstra J., 2008. De Gestreepte waterroofkever in Zuidoost-Friesland: inhaalslag 2008. EIS-Nederland, Leiden, 35 pp.
- Hájek J., 2004. The distribution of the diving beetles *Dytiscus latissimus* and *Graphoderus bilineatus* (Coleoptera: Dytiscidae) in the Czech Republic. Klapalekiana, 40: 13-23.
- Hendrich L., Müller R., Schmidt G. & Frase T., 2012. Aktuelle und historische Funde des Schwimmkäfers *Graphoderus bilineatus* (De Geer, 1774). (Coleoptera, Dytiscidae) in Brandenburg. Märkische Ent. Nachr., 14 (2): 285-294.
- Hendrich L. & Spitzenberg D., 2006. Kriterien zur Bewertung des Erhaltungszustandes der Populationen des Wasserkäfers *Graphoderus bilineatus* (De Geer, 1774), Allgemeine Bemerkungen und Bewertungsschema. Berichte des Landesamtes für Umweltschutz Sachsen-Anhalt Halle, Sonderheft, 2: 149-150.
- Jolly G.M., 1965. Explicit estimates from capture-recapture data with both death and immigration-stochastic model. Biometrika, 52: 225-247.
- Mazzoldi P., Pederzani F., Rocchi S., Schizzerotto A. & Toledo M., 2009. La Coleotterofauna acquatica del Lago di Pratignano (Modena) (Insecta Coleoptera: Haliplidae, Noteridae, Dytiscidae, Helophoridae, Hydrochidae; Hydrophilidae, Sphaeridiidae, Hydraenidae). Atti dell'Accademia roveretana degli Agiati, serie VIII, IX, B, 259: 81-90.
- Nilsson A.N. & Holmen M., 1995. The aquatic Adephaga (Coleoptera) of Fennoscandia and Denmark. II. Dytiscidae. Fauna Entomologica Scandinavica, vol. 32. Scandinavian Science Press, Leiden-Copenhagen, 195 pp.
- Schauff M.E., 1998. Collecting and Preserving Insects and Mites: Techniques and Tools. Systematic Entomology Laboratory, USDA National Museum of Natural History, Washington, 69 pp.
- 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.
- Siedsema H. & Cuppen J.G.M., 2006. A predictive model for *Graphoderus bilineatus* in the Netherlands (Coleoptera: Dytiscidae). Nederlandse Fanistische Mededelingen, 24: 49-54.

- 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.
- Vahruševs V.G., 2009. The Experimental Notes on the Area of Keeping and Breeding of a Broadest Diver *Dytiscus latissimus* Linnaeus, 1758 (Dytiscidae: Coleoptera) in a Closed Aqua-system Conditions of a Laboratory]. Materials of the International Scientific and Practical Conference on Aquarium Science. Aquaculture Problems, Mosca, 3: 16-31.
- Volkova P., Dzhaferova A., Fedorova D., Gladchenko M., Karnayeva A., Pozdnyakov O., Slobodkina Y., Tilipman D. & Petrov P., 2013. Effect of two types and different quantities of bait on the efficiency of funnel traps for diving beetles (Coleoptera: Dytiscidae), with special emphasis on *Graphoderus bilineatus* DeGeer, 1774. Latvijas Entomologs, 52: 119-129.
- 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 G. Carchini

Etichetta per bottiglia trappola FBBT



SCHEDA DI CAMPO – N. ...

Monitoraggio di <i>Graphoderus bilineatus</i> - Azione A2			
SIC:			
Data	Ora inizio rilievo	Ora fine rilievo	
Codice transetto (sigla es. IT4070011-Graph4):		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:		Velocità vento e direzione:	
Profondità max acqua:	Temp. acqua:	pH:	Conducibilità:
		Durezza:	
Tipologia di monitoraggio (Net, Trap):		Num. punti di rilievo e trappole:	
Rilevatore/i:			
Note (es. modifiche transetto rispetto iniziale, nuove minacce, problemi su rilievo, ecc.):			

Punto di rilievo e Bottle-trap (Num./sigla)	Marcatura fotografica e con pennarello (tipologia e zona marcatura) (indicare esemplari adulti maturi, immaturi (juv.) e sesso, resti, larve e numero foto)	Ricattura	Totale esemplari			Note (es. distanza diversa punti campionamento)
			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, 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 (es. punto rilievo o bottle-trap)

SCHEDA DI CAMPO – N. ...

Monitoraggio habitat di <i>Graphoderus bilineatus</i> - Azione A4			
SIC:			
Data	Ora inizio rilievo	Ora fine rilievo	Quota
Provincia	Comune	Località e/o toponimo più vicino e nome bacino idrico	
Codice transetto (es. IT4070011-Graph) e lunghezza transetto:			
Coordinate geografiche inizio e fine transetto (coordinate per ogni tratto di transetto in gradi decimali es. N43.92190° E12.26787°):			
Ambiente (specifico come da legenda) e substrato (limo, argilla, sabbia, ghiaia, sassi, cemento, ecc. con % per tipologia):			
Specificare dimensioni bacino (superficie, lunghezza-larghezza), area idonea alla specie e variazioni nel transetto:			
Presenza acqua costante? (forti variazioni in estate con disseccamento, solo pozze in estate, ecc.):			
Bacino alimentato da (sorgente, ruscello, torrente, derivazione artificiale, ecc.):			
Profondità media e max acqua:		Temp. acqua:	pH:
Limpidezza:		Conducibilità:	
Larghezza margini naturali attorno al bacino d'acqua nel transetto, m:		Durezza:	
Con vegetazione?			
Minacce/vulnerabilità (specificare, ad es.: emungimenti e scopi, pascolo di ..., allevamento ai margini di altri animali come ..., animali domestici in alveo, agricoltura ai margini con colture di ... e derivate di ..., attività industriale o edilizie, pesca sportiva, impatto turistico, balneazione e altro, insorgli di cinghiali, animali esotici come <i>Procambarus</i> , animali acquatici predatori (pesci o altro), troppo ombreggiamento dovuto a ..., successione vegetazionale a ..., interrimento, eutrofizzazione, scarichi di tipo ..., ecc.):			
Rilevatore/i:			

Vegetazione	% di copertura per ogni tratto del transetto (min 5-max 15 m, specificare)							Note (es. specie botaniche, se piante acquatiche, ecc.)
	A	B	C	D	E	F	G	
Piante elofite emerse (es. <i>Phragmites</i> , <i>Carex</i> , <i>Typha</i>)								Specificare specie:
Piante galleggianti a foglia larga (es. <i>Nymphaea</i> , <i>Nuphar</i>)								Specificare specie:
Vegetazione sommersa (es. <i>Ranunculus</i> , <i>Ceratophyllum</i>)								Specificare specie:
Alghe filamentose o <i>Chara</i>								Altre alghe, specificare:
Vegetazione arborea e arbustiva sulla sponda								
Ombreggiamento su acqua								
Vegetazione erbacea sulla sponda								
Margine oltre sponda con vegetazione erbacea								
Altro (es. manufatti artificiali)								Specificare:

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
AMBIENTI ACQUATICI, UMIDI O INONDABILI	acquittrini, 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
AMBIENTI NATURALI CON VEGETAZIONE	torrenti planiziali, collinari e montani
	vegetazione erbacea dei bordi di corsi d'acqua
	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
ALTRO	spiagge marine
	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-Graph2, dove *Graph* sta per *Graphoderus*.