



Tecniche per l'estrazione e l'inclusione in resina dei genitali dei Coleoptera

Paolo MAGRINI

Sistema Museale di Ateneo, Università degli Studi di Firenze, Museo di Storia Naturale
Sede "La Specola", Via Romana 17, I-50125 Firenze, Italia
Email: duvalius@paolomagrini.it

Riassunto. L'autore presenta la metodica che usa da molti anni per la preparazione e inclusione in resina Euparal dei genitali, sia maschili che femminili, dei Coleoptera (soprattutto di piccole dimensioni), spesso indispensabili per un'attribuzione sistematica corretta delle specie in esame e la procedura per eseguire foto o disegni delle strutture. Viene anche indicata la tecnica di base per l'estrazione dei genitali, sia maschili che femminili.

Abstract. *Techniques for the extraction and resin inclusion of genitalia of Coleoptera.* The author presents the method he has been using for many years to prepare and embed in Euparal resin the genitals, both male and female, of Coleoptera (especially of small size), which are often essential for the correct systematic attribution of the species under examination and the method to take photographs or make drawings of the structures. The basic technique for extracting both male and female genitals is also indicated.

Key words. Coleoptera, genitalia, resin inclusion, extraction.

Citation: MAGRINI P., 2026. Tecniche per l'estrazione e l'inclusione in resina dei genitali dei Coleoptera. *Onychium*, 19(2): 107-122.

Introduzione

In questa breve nota si descrive la metodica che l'autore utilizza da decine di anni per l'estrazione dei genitali, sia maschili che femminili, dei Coleotteri, e la loro inclusione in resine diafanizzanti, che permettono la conservazione e l'osservazione, in maniera stabile, per molti anni, dei preparati. Questa metodica non ha la pretesa di essere la migliore, ma semplicemente ha permesso di fotografare al microscopio tutti i preparati che sono presenti nelle iconografie delle quasi trecento pubblicazioni dell'autore. Sicuramente basteranno piccole modifiche sperimentali della metodica, perché il neofita possa ottenere risultati ancora migliori. Si ritiene molto utile fornire una descrizione delle metodiche visto che molto poco si trova in bibliografia al riguardo.

Le foto raffigurate nel testo sono prelevate, con lievi modifiche, dai seguenti lavori: ALLEGRO et al., 2022; BULIRSCH & MAGRINI, 2025; CASALE et al., 2023; CASALE & MAGRINI, 2021; FANCELLO et al., 2019; MAGRINI, 2014, 2019, 2020; MAGRINI & BENELLI, 2024; MAGRINI & BULIRSCH, 2021; MAGRINI & ONNIS, 2019; MAGRINI et al., 2018; MAGRINI & PETRUZZIELLO, 2018. Oppure sono state eseguite appositamente per questo lavoro.

Le abbreviazioni usate nel seguito sono le seguenti:

CM Coll. P. Magrini, Firenze
CB Coll. P. Bulirsch, Praga (Repubblica Ceca)
CG Coll. L. Gubellini, Pesaro

CP Coll. L. Petruzzello, Remedello (Brescia)
 CV Coll. M. Violi, Montecchio Emilia (Reggio Emilia)
 MSNG Coll. Museo Civico di Storia naturale "G. Doria", Genova
 CMNC Canadian Museum of Nature, Gatineau, Québec (Canada)
 MHNP Coll. Museum d'Histoire Naturelle de Paris (Francia)

Il sistema descritto è particolarmente indicato per genitali di piccole o piccolissime dimensioni, tipo quelli di Anillinae (Carabidae) Fig. 1, Dendrophilinae (Histeridae) Fig. 2, con habitus di poco più di un millimetro, fino a habitus di 20 mm o più, come Harpalini (Carabidae) Fig. 3. Oltre a genitali il metodo può essere usato anche per includere piccoli esemplari, come ad es. Leptotyphlinae (Staphylinidae), Fig. 4.

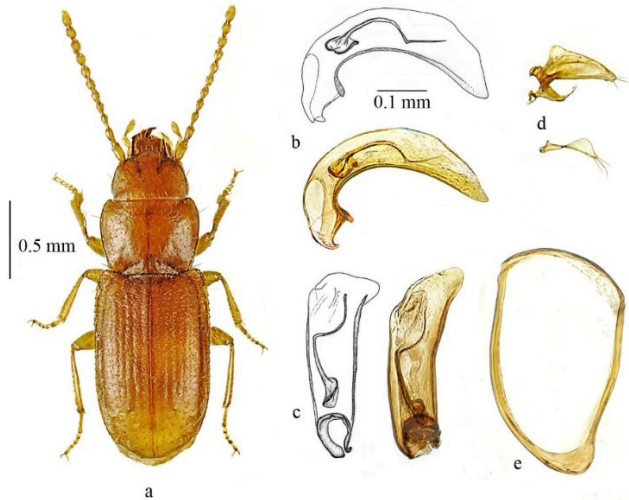


Fig. 1. *Anillus petrioli* Magrini, 2014, (Carabidae), Holotypus ♂ di Grotta della Cava, Sezze, Lazio, Italia (CM): habitus (a). In Euparal su acetato di vinile: edeago in visione laterale (disegno e foto) (b); edeago in visione ventrale (disegno e foto) (c); parameri (d); urite IX (e).

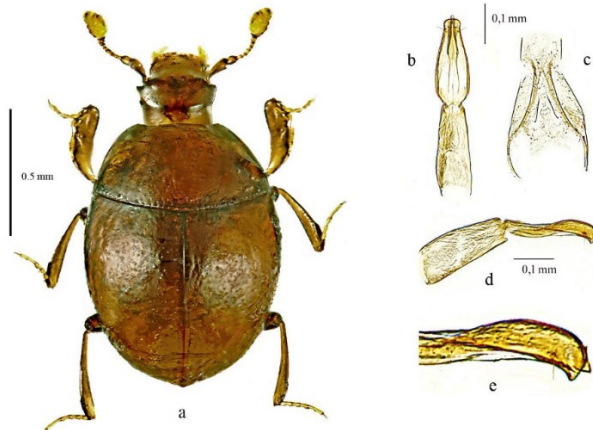


Fig. 2. *Sardulus gelidus* Magrini & Onnis, 2019, (Histeridae), Holotypus ♂ di Grotta n.c. del Monte Arcueri, Ogliastro, Sardegna, Italia (CM): habitus (a). In Euparal su acetato di vinile: edeago in visione ventrale (b); scleriti di protezione dell'apice dell'edeago (c); edeago in visione laterale (d); ingrandimento dell'apice dell'edeago in visione laterale (e).

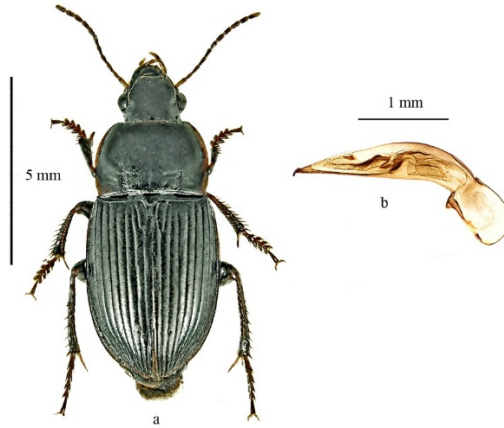


Fig. 3. *Harpalus taciturnus* Dejean, 1829, (Carabidae), ♂ di Lago di Varano, Puglia, Italia (CM): habitus (a); edeago in visione laterale in Euparal (b).



Fig. 4. *Paratyphlus percussor* Fancello, Magrini & Leo, 2019, (Staphylinidae), habitus Paratypus ♀ di Carbonia-Iglesias, Sardegna, Italia (CM): habitus incluso in Euparal su acetato di vinile e fotografato su polimetilacrilato bianco con illuminazione incidente (a); idem fotografato senza polimetilacrilato con transilluminazione (b).

Si raccomanda la massima attenzione durante le operazioni per gli aspetti relativi alla sicurezza, soprattutto per l'uso di fonti di calore o reagenti chimici potenzialmente pericolosi, per i quali si suggerisce l'adozione di opportuni dispositivi di protezione individuale.

Tecnica di base per le estrazioni

L'estrazione dei genitali è più semplice in esemplari freschi, appena morti con qualche goccia di etere acetico (più acqua, 5-10% del totale, per rendere meno rigide le appendici), in frammenti di sughero o porzioni di fazzoletti di carta. Se invece l'esemplare è a secco o su cartellino, conviene riscaldarlo in acqua distillata (Fig. 5) in un piccolo becher su un fornello elettrico, per un minuto o più. La bollitura non altera minimamente colori o strutture se l'esemplare è ben conservato, se invece quando è stato montato su cartellino era parzialmente macerato, si può avere il distacco di qualche appendice. Una volta disponibile l'esemplare ben idratato, lo si appoggia su un vetrino o su una lastrina di polimetilacrilato bianco (perspex), con l'addome rivolto in alto, tenendolo fermo con l'indice, meglio immerso in un po' di acqua distillata (o aceto bianco) per evitare che salti via in seguito alla pressione (Fig. 6), poi si inserisce all'estremità dell'addome uno spillo entomologico appositamente piegato in apice con una pinzetta (Fig. 7), e si cerca di uncinare tutto il blocco genitale (maschile o femminile), tirandolo delicatamente verso l'esterno, fino a distaccarlo completamente dagli sterniti terminali. La tecnica indicata è valida anche per esemplari molto piccoli (1,5-2,0 mm), naturalmente questo richiede mano molto leggera, ferma ed esperienza, che si acquisisce con la pratica, quindi le prime volte conviene cimentarsi con esemplari piccoli di scarso valore.



Fig. 5. Becher con acqua distillata su fornello elettrico.

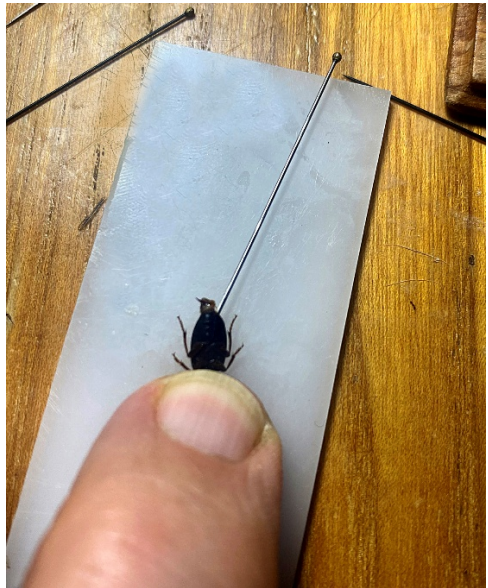


Fig. 6. Estrazione di genitale maschile sul Carabidae *Ophonus gammeli* (Schauberger, 1932) (Umbria).



Fig. 7. Apici di spilli entomologici piegati a uncino.

Se si tratta di un maschio si cercherà di separare le varie strutture: edeago, parameri, urite IX (es. Fig. 16); se femmina si separeranno gli stilomeri femminili e, quando presente, la spermateca, spiculum ventrale etc. (es. Figg. 13 e 17); gli stili femminili, in alcune classi di Coleotteri, come ad esempio nei Carabidae Scaritinae appartenenti ad alcuni Clivinini, sono assai piccoli e fragili, e richiedono esperienza per evidenziarli e separarli (Fig. 14, c, d). Se la struttura estratta appare rigida e poco trattabile, la si può bollire in acqua distillata, anche più di una volta, o in una soluzione di carbonato di potassio (potassa) al 5% per pochi secondi: in quest'ultimo caso le strutture sclerificate che interessano, appariranno al microscopio più evidenti e meglio isolabili. La bollitura in potassa, come indicato prima, richiede velocità e attenzione.

In alcuni casi può essere utile staccare gli ultimi sterniti dell'addome con uno spillo, per non danneggiare i genitali, oppure addirittura anche l'intero addome, ad esempio negli Staphylinidae Pselaphinae (Fig. 8), e ricercare poi il genitale usando l'accesso addominale anteriore; l'addome e gli sterniti possono poi essere riposizionati con la parte anteriore dell'habitus, sul cartellino dove si conserva l'esemplare, con colla entomologica: questa tecnica è stata ad esempio impiegata per studiare l'unico maschio esistente di *Lebia nigricollis* Doderò (Fig. 12).

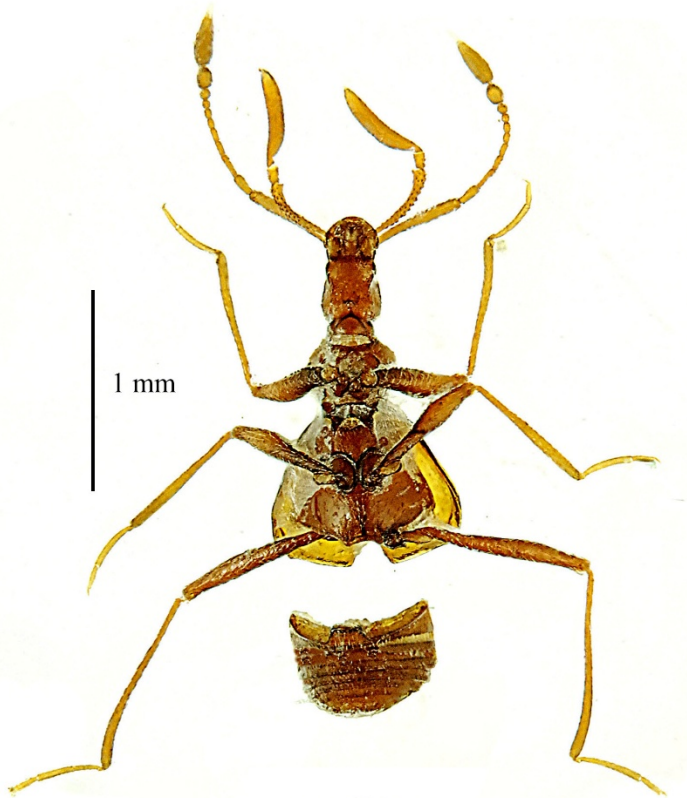


Fig. 8. Distacco di addome di Staphylinidae Pselaphinae, appartenente al genere *Tychobythinus* del Lazio, per favorire l'estrazione dell'edeago.

Per motivi di scarsa manualità o rapidità di esecuzione, si possono lasciare staccati gli sterniti sul cartellino di conservazione dell'esemplare, l'importante è che non vada perso niente. Una volta posizionata la struttura estratta su un vetrino da microscopio con l'aggiunta di acqua distillata o aceto bianco, con due spilli appuntiti, si procederà a staccare tutte le membrane e isolare le strutture sclerificate che interessano: più semplici quelle del genitale maschile, con le quali consiglio di iniziare, più difficili quelle del genitale femminile (Fig. 14) dove, quando presenti, può essere utile isolare per la sistematica anche i laterotergiti (Fig. 14, a, b), ovvero le strutture poco sclerificate con setole piliformi che si vedono ai lati. Una volta tolte tutte le strutture membranose, si procederà come indicato prima nel testo, passando prima le strutture in acetone 3:1 per ridurre la componente idrica ed evitare la formazione di bolle d'aria nel preparato, ed arrivando infine all'inclusione in resina.

Diafanizzazione dei genitali

Per la diafanizzazione ed il successivo montaggio dei genitali si possono usare diversi tipi di resina: Balsamo del Canada, DMHF, Euparal etc., ma quest'ultima è quella preferita per quasi tutte le preparazioni (Fig. 9). L'Euparal presenta un colore leggermente ambrato (ininfluente sulla trasparenza), e rende più facile l'assenza di bolle d'aria rispetto al DMHF, risultando facilmente solubile, anche dopo anni, con immersione in etanolo assoluto. Il Balsamo del Canada, ottimo per preparati di istologia con vetrino copri oggetto, su vetrini da microscopio, è un materiale meno maneggevole, tenendo conto dello spessore dei genitali, ma anche il DMHF, perfettamente trasparente e solubile in acqua, ha come controindicazione la facilità nella formazione di bolle d'aria, che disturbano la visione del preparato e non sempre sono facilmente eliminabili.



Fig. 9. Euparal: prodotti commerciali.

L'Euparal era prima facilmente reperibile nelle borse entomologiche, ma producendo delle esalazioni potenzialmente nocive, adesso si riesce a reperirlo solo in Inghilterra, Spagna o altri paesi da rivenditori specializzati: dato l'esiguo quantitativo di resina impiegato per ogni preparato si ritiene comunque che la sua tossicità sia del tutto trascurabile, anche se si consiglia di maneggiarlo in stanze ben areate o sotto cappa aspirante, di sigillare bene sia la resina che i suoi diluenti, e di conservarlo in ambienti esterni all'abitazione, come armadietti posti in terrazze, cantine etc.

Come supporto per i preparati si suggerisce l'uso di cartellini trasparenti in acetato di vinile: ditte entomologiche ne vendono, ma si possono acquistare in cartoleria fogli di acetato formato A4 per fotocopie e poi tagliarli con una taglierina in strisce della misura voluta. Meno consigliabile la preparazione definitiva su vetrino, perché non permette la conservazione del preparato

insieme all'esemplare e questo spesso porta alla perdita di quest'ultimo. A tal proposito, l'autore è riuscito a riunire con l'esemplare, dopo quasi cento anni, l'edeago dell'olotipo di *Duvalius silvestrii* (Gestro, 1896) descritto di Sicilia. L'esemplare è conservato presso il Museo di Storia Naturale di Genova, ma il preparato genitale era rimasto su un vetrino al Museo di Storia Naturale di Parigi, nella collezione Jeannel, che aveva ridescritto il taxon. Questa operazione si è rivelata particolarmente utile per la sistematica del genere in Sicilia, e finora l'olotipo è l'unico esemplare noto del taxon (VANNI & MAGRINI, 1995; MAGRINI, 1997, 1998; MAGRINI et al., 2006, 2007, 2008, 2011, 2016, 2019, 2020).

Altri sistemi di diafanizzazione sono capaci di evidenziare anche meglio i particolari interni di un edeago, ad esempio l'idrossido di potassio e la glicerina: in pratica si inserisce l'edeago in una soluzione di idrossido di potassio, venduto già alla concentrazione giusta da alcune ditte entomologiche, per uno-due giorni, poi si mette il genitale su un vetrino in una goccia di glicerina (Fig. 10); consiglio di usarlo solo quando si vuol evidenziare alcune piccole spine, particolarmente diafane, contenute in alcune edeagi, ad esempio, *Typhloreicheia* sp. nov. (in stampa) (Fig. 11).



Fig. 10. Idrossido di potassio e glicerina: prodotti commerciali.

Ovviamente l'inclusione in glicerina è fluida quindi, dal punto di vista fotografico, non è facile eseguire una serie di foto (scansioni) al microscopio senza movimento, in modo poi da ricomporle con il computer con un programma dedicato (Combine ZM, Zerene, etc.). Una volta eseguita l'osservazione, ed eventuali foto o disegni, si consiglia di sciacquare bene su un vetrino con etanolo assoluto il genitale prima di includerlo in resina, l'idrossido di potassio infatti è caustico e potrebbe, nel lungo periodo, deformare la struttura della chitina (inutile dire poi che l'idrossido di potassio va maneggiato con molta attenzione e che è molto volatile).

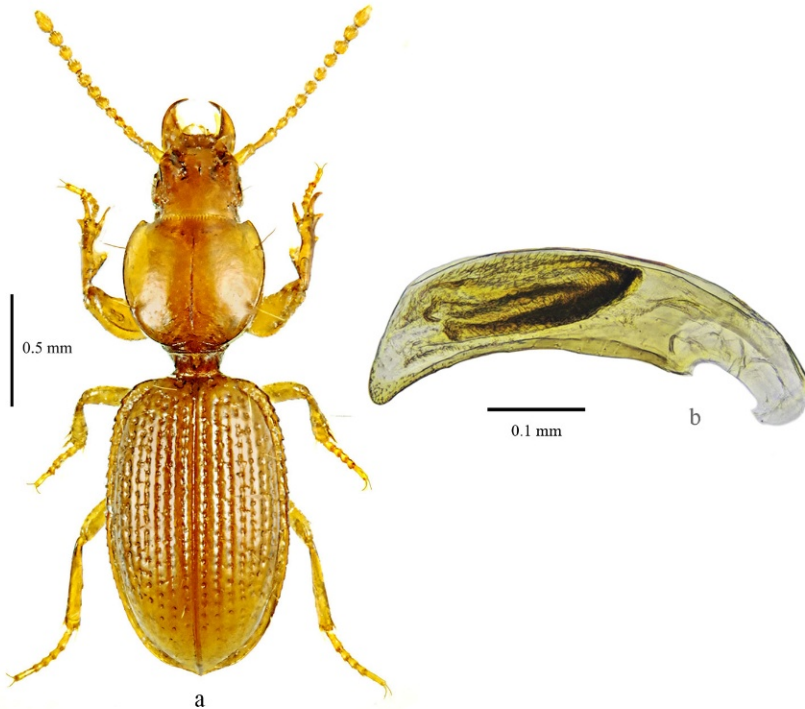


Fig. 11. *Typhloreicheia* sp. nov., 1916 (Carabidae): habitus ♂ (a) (CM). Edeago diafanizzato con idrossido di potassio e inserito in glicerina (b) (CV) (Foto M. Violi).

Se i genitali sono coperti da membrane difficilmente eliminabili o molto rigide, ad es. in esemplari molto vecchi (100 anni o più), si possono bollire in un piccolo becher su un fornello elettrico per meno di trenta secondi, in una soluzione al 5% di carbonato di potassio, si sciacquano poi su un vetrino in acqua distillata e si procede poi con la classica inclusione in Euparal (per la metodica si veda più avanti).

Si riportano le immagini di alcuni esempi: *Lebia nigricollis* Gené, 1839 di Gennargentu, Sardegna, del 1899 – MSNG (unico maschio noto e specie probabilmente estinta) (Fig. 12) e *Otiorhynchus (Italorrhynchus) latirostris* (Bargagli, 1871), di Montagnola Senese (Toscana) del 1870 - CM (Fig. 13).

Il metodo è buono (e a volte indispensabile) anche per eliminare le membrane che avvolgono gli stili dei genitali femminili (ad es. nei Carabidae Scaritinae (*Typhloreicheia*, *Clivina*, *Ardistomis* etc.) (Fig. 14).

Qualora il genitale sia inscurito per cattiva conservazione (ad esempio in una capsula di plastica contenente glicerina, metodo molto usato in America), lo si può riportare alla colorazione originale bollendolo in un becher per circa 30-60 secondi in acqua ossigenata a bassa concentrazione 3,6 % (MAGRINI, 2020), sciacquarlo poi in acqua distillata e procedere con la preparazione in Euparal per stabilizzare il tutto: in Fig. 15 un esempio sul Trechino (Carabidae) *Chiapadytes pitteti* Casale & Magrini, 2021.

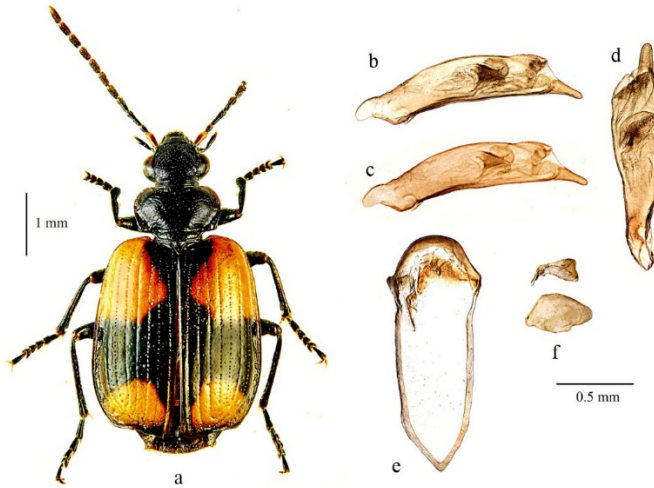


Fig. 12. *Lebia nigricollis* Gené, 1839 (Carabidae), *Topotypus* di Monte Gennargentu, Sardegna, Italia, VII-1899, coll. A. Dodero (MSNG): habitus ♂ (a). In Euparal su acetato di vinile: eedeago in visione laterale (b); eedeago in visione laterale su acetato sopra perspex (c); eedeago in visione ventrale (d); urite IX (e); parameri (f).

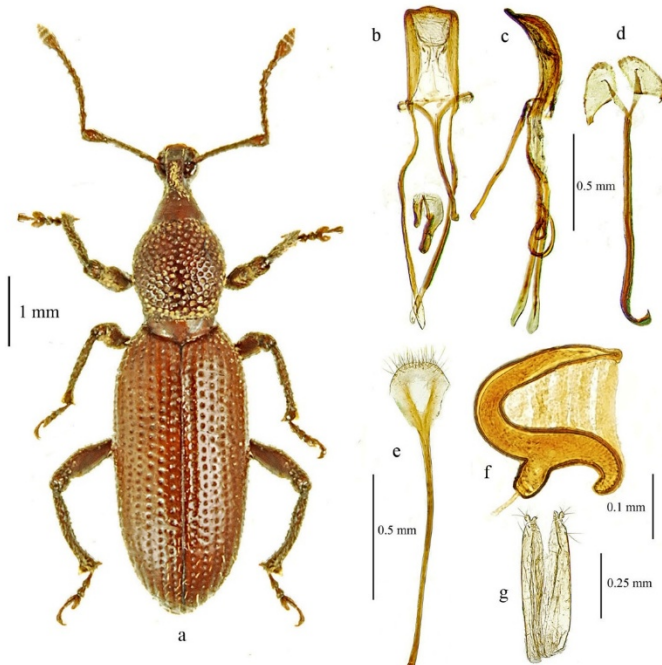


Fig. 13. *Otiorhynchus (Italorrhynchus) latirostris* (Bargagli, 1871), (Curculionidae), *Topotypi* di Querceto, Montagnola Senese, Siena, Toscana, Italia, 1870 - leg. Bargagli (CM): habitus ♂ (a). In Euparal su acetato di vinile, ♂: eedeago in visione ventrale (b); eedeago in visione laterale (c); spiculum gastrale (d). ♀: spiculum ventrale (e); spermatteca (f), stilomeri femminili (g).

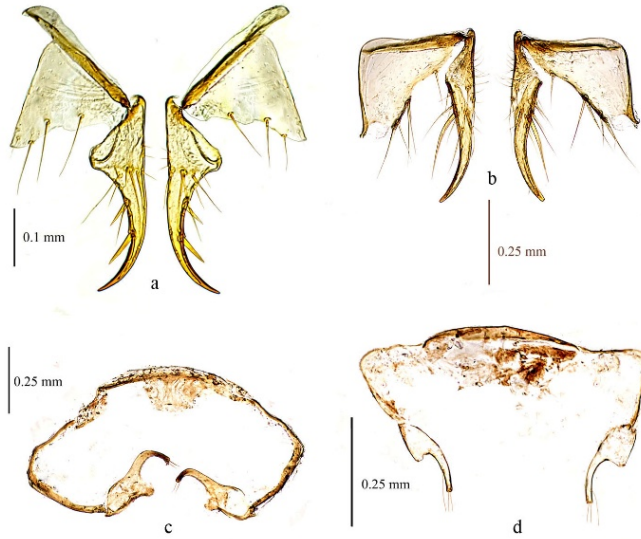


Fig. 14. Stilomeri femminili di Scaritinae (Carabidae): *Typhloreicheia elegans* (Doderò, 1916), Topotipus di Monte Arcuèri, Ogliastro, Sardegna, Italia (CM) (a); *Clivina* (*Leucocara*) *bartolozzii* Magrini & Bulirsch, 2021, Holotipus di Magara, Tanzania (CB) (b); *Ardistomis darienensis* Bulirsch & Magrini, 2025, Holotipus di Darien, Panama (CMNC) (c); *Ardistomis guatemalensis* Bulirsch & Magrini, 2025, Paratipus di Baja Verapaz, Guatemala (CB) (d).

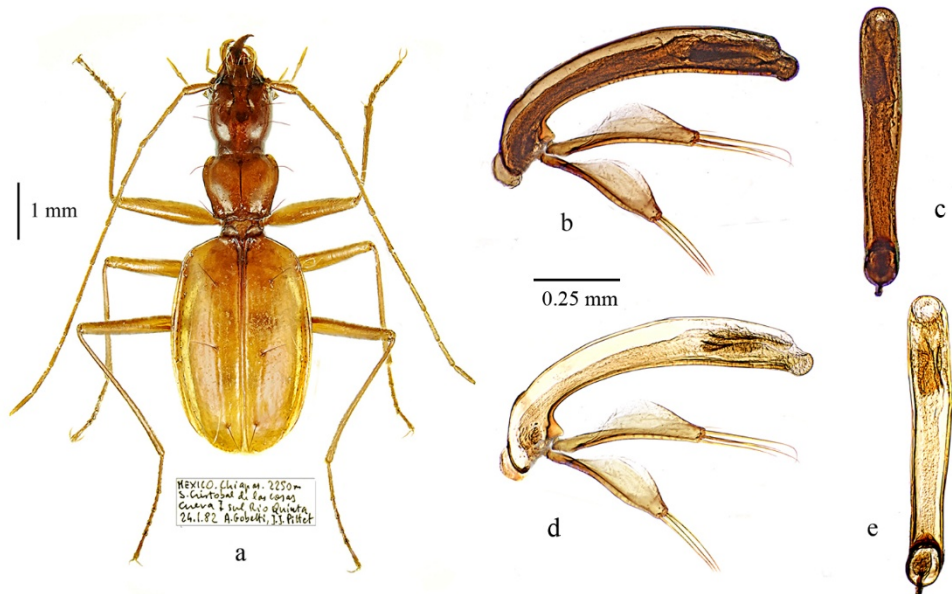


Fig. 15. *Chiapadytes pitteti* Casale & Magrini, 2021, (Carabidae) Holotipus ♂ di Chiapas, Mexico (MSNG). Habitus (a). In glicerina (inscurito): edeago in visione laterale con parameri (b); edeago in visione ventrale (c). In Euparal su acetato di vinile (diafanizzato con bollitura in acqua ossigenata): lo stesso edeago con parameri in visione laterale (d); edeago in visione ventrale (e).

Montaggio in Euparal

Veniamo ora alla metodica per la preparazione in Euparal: se si tratta di un esemplare fresco di recente cattura, una volta fatta l'estrazione, su un vetrino in acqua distillata, ad es. un *Ocys* (Carabidae), si separano nei maschi i parameri e l'urite IX, che verranno inclusi a parte insieme all'edeago, (Fig. 16) e la spermateca e stilomeri nelle femmine (Fig. 17), si inserisce poi il genitale su un vetrino (acetone 3:1) per ridurre la componente idrica; si sconsiglia l'acetone puro perché troppo volatile, bisogna essere molto veloci nelle procedure.

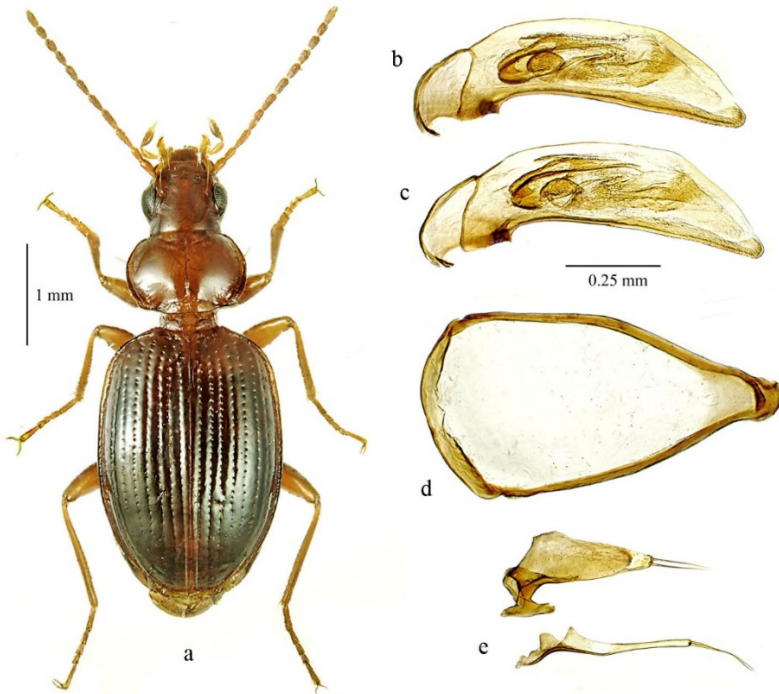


Fig. 16. *Ocys agostii* Magrini & Petruzzello, 2018 (Carabidae) di Monte Caplone, Brescia, Lombardia, Italia. Habitus Holotypus ♂ (CM) (a). In euparal su acetato di vinile: edeago in visione laterale, Holotypus (b); edeago in visione laterale, Paratypus (CP) (c); urite IX, Holotypus (d); parameri, Holotypus (e).

Si passa poi l'edeago in una soluzione al 50% di etanolo assoluto e xilolo, ponendola in un contenitore ben chiuso perché la soluzione è molto volatile, e di piccole dimensioni (per evitare di perderlo, Fig. 18): dopo un'ora (o meno) lo si passa velocemente in Euparal diluito con xilolo o essenza Euparal (quest'ultima composta da: etanolo, etere dietilico e acetone) e lo si lascia soggiornare per un'altra ora (o meno). A questo punto l'edeago (o stili) è pronto per essere incluso in Euparal: conviene controllarlo al microscopio prima di prelevare per valutare se perfettamente diafanizzato.

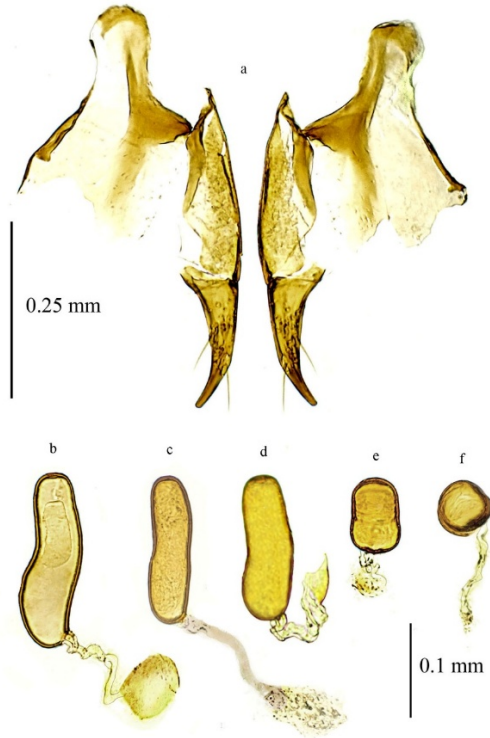


Fig. 17. Genitali femminili di *Ocys* italiani: stilomeri di *Ocys agostii* Magrini & Petruzzello, 2018, Paratypus (CM) (a); spermateche di: *O. reticulatus* (Netolitzky, 2017) di Monte Sagro, Toscana (CM) (b); *O. monzinii* Magrini & Vigna Taglianti, 2006 di Corni di Canzo, Lombardia (CM) (c); *O. gubellinii* Magrini & Vigna Taglianti, 2006, Holotypus di Monte Sibilla, Marche (CG) (d); *O. agostii* Magrini & Petruzzello, 2018, Paratypi di Monte Caplone (Brescia), Lombardia (CM, CP) (e, f).

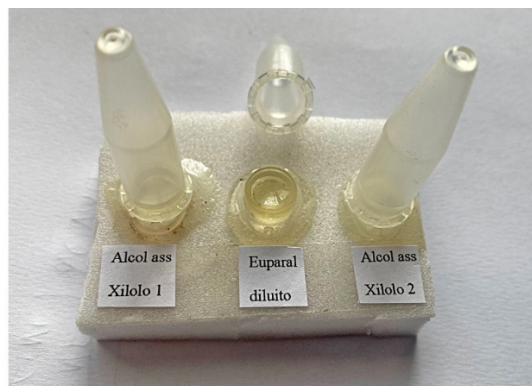


Fig. 18. Provette Eppendorf fissate con colla a due componenti su una lastrina di polietilene espanso (fondo per scatole entomologiche). Nella base di quella centrale Euparal diluito, nelle laterali soluzioni al 50% di xilolo con etanolo assoluto (2 gocce + 2 gocce).

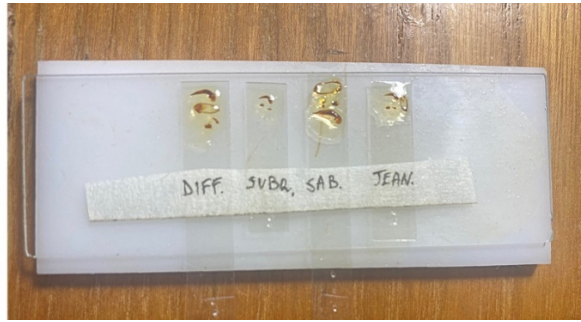


Fig. 19. Vetrino da microscopio con strisce di acetato di vinile, fissate con nastro adesivo di carta: per l'osservazione può essere utile anche sovrapporre il vetrino a una lastrina di perspex bianco, come in foto, specialmente con illuminazione superiore.

L'Euparal conviene averlo in tre concentrazioni diverse: 1) standard: come viene venduto; 2) concentrato e gommoso: ottenuto facendo evaporare la parte volatile, se troppo solido basta aggiungere xilolo, alcol assoluto o essenza Euparal e 3) diluito: aggiungendo xilolo, etanolo assoluto o essenza, a quello standard.

Lo spostamento nei contenitori di Fig. 18 viene eseguito con uno spillo entomologico arrovesciato, meglio grosso (n° 3 o 4 perché non fletta), inserendo la testa dello spillo nell'Euparal concentrato, in questo modo la testa dello spillo si riveste di Euparal viscoso, che è estremamente adesivo nei confronti dell'edeago, e poi immerso nell'Euparal diluito. Si prepara prima il cartellino di acetato fissandolo con nastro adesivo di carta su vetrino da microscopio, si mette poi una goccia di Euparal concentrato sull'acetato e lo si ricopre con resina standard (la parte viscosa serve a stabilizzare l'edeago nel preparato) (Fig. 19). A questo punto si "pesca" con la testa dello spillo l'edeago e lo si posiziona sul cartellino di acetato (idem per parameri, urite, stili, etc.), una volta inserito lo si sposta con la punta di uno spillo entomologico nella posizione voluta (es. con apice rivolto verso sx, dx o in posizione ventrale o dorsale: Fig. 20-21).

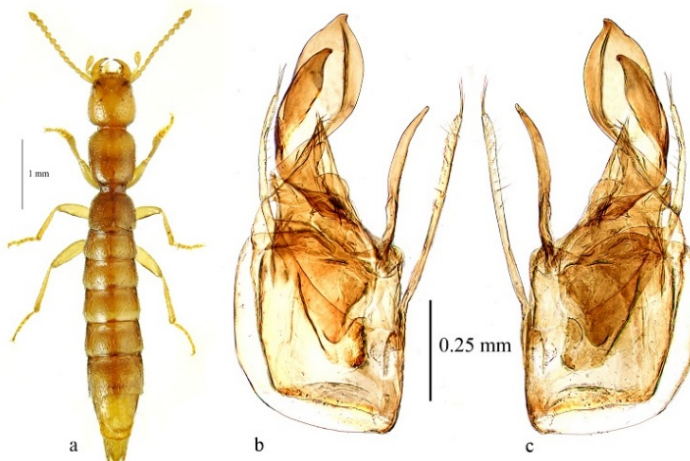


Fig. 20. *Scotonomus degiovannii* Magrini & Benelli, 2024, (Staphylinidae), Holotypus ♂ di Monti Aurunci, Lazio, Italia (CM) - Habitus (a); edeago in visione ventrale (b); edeago in visione dorsale (c).

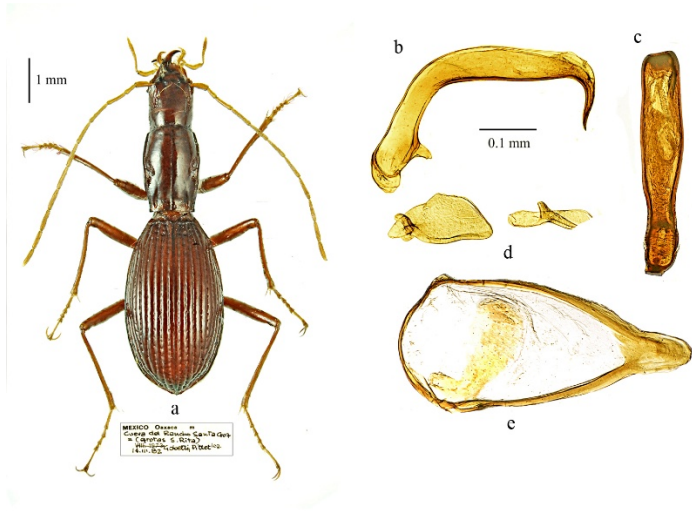


Fig. 21. *Speocolpodes gobettii* Casale & Magrini, 2021 (Carabidae), Holotypus ♂ di Cueva del Rancho Santa Cruz, Oaxaca, Mexico (MSG). Habitus (a); edeago in visione laterale (b); edeago in visione ventrale (c); parameri (d); urite IX (e).

Quando dopo qualche ora (o 1-2 giorni) diviene stabile, si aggiunge, spesso più volte con uno spillo, dell'Euparal standard e si ricorregge la posizione, se necessario, fino a quella ottimale. Quando, dopo qualche giorno, l'Euparal è solido, si taglia il cartellino a misura: l'autore aggiunge spesso una striscia di cartoncino bianco che permette una buona visione del preparato con luce incidente, basta poi ruotarlo e osservarlo per transilluminazione (Fig. 22).



Fig. 22. Carabidae maschi preparati su cartellino di cartone bianco, con annesso cartellino in acetato di vinile contenente il genitale maschile incluso in Euparal.

È preferibile fare sporgere il preparato dal cartellino dell'esemplare perché in questo modo non è necessario girarlo sullo spillo ogni volta che si deve esaminare, perdendo la tenuta: questo necessita di disporre di maggior spazio nella scatola entomologica, ma permette a colpo d'occhio di vedere quanti esemplari hanno i genitali preparati e di osservarli direttamente.

Ovviamente tanto più grande è il genitale, tanto maggiori dovranno essere le dimensioni del cartellino trasparente (o vetrino) su cui si esegue il preparato, anche per permettere di aggiungere successivamente più strati di resina per coprire completamente i genitali. L'aggiunta di nuova resina, anche dopo anni, non crea alcuna modifica alla diafanizzazione.

Ringraziamenti

Desidero ringraziare l'amico Aligi Bandinelli di Scarperia (FI) per avermi stimolato a scrivere questo articolo, che avevo comunque in mente da tempo. Ringrazio anche l'amico Michele Violi di Montecchio Emilia (RE) per la collaborazione in alcune foto. L'Editor-in-Chief (Giuseppe Fabrizio Turrisi) ha fornito suggerimenti e commenti utili in fase editoriale.

Bibliografia

- ALLEGRO G., MAGRINI P. & PAVESI M., 2022. Tabella illustrata di determinazione per le specie del genere *Harpalus* note in Italia (Coleoptera, Carabidae, Harpalini). *Bollettino della Società Entomologica Italiana*, Genova, 154 (2): 51-86.
- BULIRSCH P. & MAGRINI P., 2025. Contribution to the knowledge of the genus *Ardistomis* Putzeys, 1846 from Central America (Coleoptera: Carabidae: Scaritinae: Clivinini). *Studies and reports, Taxonomical Series* 21 (2): 241-271.
- CASALE A., ALLEGRO G. & MAGRINI P., 2023. *Lebia nigricollis* Gené, 1839, valida e interessante specie endemica di Sardegna, e note sull'affine *Lebia* (s. str.) *cruxminor* (Linné, 1758) e suoi sinonimi (Coleoptera Carabidae Lebiini). *Bollettino della Società Entomologica Italiana*, Genova, 155 (1): 21-32, 34.
- CASALE A. & MAGRINI P., 2021. Due nuovi carabidi ipogei del Messico meridionale: *Chiapadytes pitteti* n. sp. (Coleoptera, Carabidae, Trechini) e *Speocolpodes gobettii* n. sp. (Coleoptera, Carabidae, Platynini). *Annali del Museo Civico di Storia naturale "G. Doria"*, 114: 377-401.
- FANCELLO L., MAGRINI P. & LEO P., 2019. *Paratyphlus percussor* n. sp., descrizione del primo rappresentante sardo di un genere nuovo per la fauna d'Italia (Coleoptera, Staphylinidae, Leptotyphlinae, Entomoculiini). *Giornale italiano di Entomologia*, 15 (64): 279-288.
- MAGRINI P., 1997. Première révision des *Duvalius* s. str. Italiens (Coleoptera, Carabidae, Trechinae). *Les Comptes-rendus du L.E.F.H.E.*, (2), 202-292.
- MAGRINI P., 1998. Première révision des *Duvalius* s. str. Italiens (deuxième partie: atlas biogéographique des *Duvalius* italiens; ajouts et corrections de la première partie (Coleoptera, Carabidae, Trechinae). *Les Comptes-rendus du L.E.F.H.E.*, (3), 55-149.
- MAGRINI P., 2014. Revisione delle specie del genere *Anillus* Jacquelin Du Val, 1851 di Italia e Corsica, con descrizione di una nuova specie (Coleoptera, Carabidae, Bembidiini, Anillina). *Annali del Museo Civico di Storia Naturale "G. Doria"*, 106: 133-171.
- MAGRINI P., 2019. Note su *Otiorrhynchus* (*Lixorrhynchus*) *gracilis* (Gyllenhal, 1834) con istituzione del nuovo sottogenere *Italorrhynchus* (Coleoptera, Curculionidae, Entiminae). *Giornale italiano di Entomologia*, 15 (64): 503-520.
- MAGRINI P., 2020. Il recupero estetico dei Coleotteri ipogei ed endogei iperpigmentati (Coleoptera). *Giornale italiano di Entomologia*, 15 (64): 719-722.
- MAGRINI P., BAVIERA C. & PETRIOLI A., 2007. Un nuovo *Duvalius* della Sicilia (Coleoptera, Carabidae). *Fragmenta entomologica*, Roma, 39 (2): 187-198.
- MAGRINI P., BAVIERA C. & VIGNA TAGLIANTI A., 2006. Note sul genere *Duvalius* in Sicilia con descrizione di due nuove specie (Coleoptera, Carabidae). *Fragmenta entomologica*, Roma, 38 (1): 33-53.
- MAGRINI P. & BENELLI A., 2024. Un nuovo *Scotonomus* Fauvel, 1873 dei Monti Aurunci (Lazio) (Coleoptera, Staphylinidae, Paederinae). *Onychium*, 17 (3): 173-181.
- MAGRINI P., BENELLI A., PETRIOLI A., DEGIOVANNI G., 2019. Un nuovo *Duvalius* ipogeo della Sicilia nord-orientale (Coleoptera, Carabidae, Trechinae). *Giornale italiano di Entomologia*, 15 (64): 269-278.

- MAGRINI P. & BULIRSCH P., 2021. A new *Clivina* (*Leucocara*) species from Tanzania (Coleoptera: Carabidae: Scaritinae: Clivinini). *Studies and reports, Taxonomical series* 17 (1): 77-81.
- MAGRINI P. & ONNIS C., 2019. Una nuova specie del genere *Sardulus* della Sardegna centro-orientale (Barbagia di Seulo) (Coleoptera, Histeridae). *Giornale italiano di Entomologia*, 15 (64): 339-350.
- MAGRINI P., ONNIS C., & CASALE A., 2018. Descrizione del maschio di *Typhloreicheia elegans* (Doderò, 1916), e note sulla tassonomia e distribuzione delle specie del "gruppo *elegans*" in Sardegna (Coleoptera, Carabidae, Scaritinae). *Annali del Museo Civico di Storia Naturale "G. Doria", Genova*, 111: 57-72.
- MAGRINI P., PETRIOLI A., BENELLI A. & DEGIOVANNI A., 2016. Un nuovo *Duvalius* endogeo della Sicilia del "gruppo *siculus*" (Coleoptera, Carabidae, Trechinae). *Giornale italiano di Entomologia*, 14 (61): 291-298.
- MAGRINI P., PETRIOLI A., COLACURCIO L., BENELLI A. & DEGIOVANNI A., 2020. Quattro nuovi Carabidi anoftalmi della Sicilia, di cui tre sintopici (Coleoptera, Carabidae, Scaritinae e Trechinae). *Giornale italiano di Entomologia*, 15 (64): 631-656.
- MAGRINI P., PETRIOLI A. & DEGIOVANNI A., 2011. Un nuovo *Duvalius* troglobio della Sicilia (Coleoptera, Carabidae). *Fragmenta entomologica, Roma*, 42 (2) (2010): 405-414.
- MAGRINI P., PETRIOLI A., DEGIOVANNI A. & BASTIANINI M., 2008. Un nuovo *Duvalius* endogeo della Sicilia (Coleoptera, Carabidae). *Fragmenta entomologica, Roma*, 40 (2): 249-260.
- MAGRINI P. & PETRUZZIELLO L., 2018. Un nuovo *Ocys* Stephens, 1828 orofilo delle Prealpi Lombarde (Coleoptera, Carabidae, Bembidiinae). *Giornale italiano di entomologia*, 15 (63): 49-62.
- VANNI S. & MAGRINI P., 1995. Ridecrizione di *Duvalius silvestrii* (Gestro, 1896) e ulteriori note su *Duvalius caoduroi* Pace, 1986 (Coleoptera Carabidae Trechinae). *Redia*, 78 (1):141-147.

Received: 21 February 2025

Accepted: 21 March 2026