OSMIA

Revue d'Hyménoptérologie • Journal of Hymenopterology

Volume 10 • 2022

ISSN 2727-3806

Observatoire des Abeilles

Éditorial

Par Benoît Geslin, *rédacteur-en-chef*

Une bataille pour l'entomologie

Alors que s'achève la quinzième Conférence des Parties (COP15) à la Convention sur la diversité biologique qui s'est tenue à Montréal (Canada), il nous reste dans la bouche un goût bien amer. Malgré l'accumulation des preuves scientifiques et des rapports intergouvernementaux, le déclin des insectes et de la biodiversité continue de s'accélérer. Ainsi, les derniers chiffres produits ce décembre par le *Kent Wildlife Trust and Buglife*, un observatoire de science participative au Royaume-Uni, montrent une diminution de 64 % de l'abondance d'insectes en seulement 18 ans.

Dans un article paru dans la revue *Ecology & Evolution* en juin dernier, P. Donkersley et ses collaborateurs[1] pointent du doigt l'échec et l'apathie des politiques publiques à prendre à bras le corps la défense de la biodiversité en général et des insectes en particulier, et appellent à un « *plan de bataille pour l'entomologie* ». Parmi les actions proposées par les auteurs, on trouve notamment la mise au pinacle de l'inaction politique, l'éducation par l'émerveillement et l'accroissement des savoirs.

Ce dernier numéro d'*Osmia* est une fois de plus une occasion de s'émerveiller et d'améliorer nos connaissances sur le monde des hyménoptères. Vous pourrez ainsi découvrir dans ces pages la description de nouvelles espèces d'abeilles et de fourmis pour la science, ou des mentions géographiques inédites. Vous pourrez également lire dans nos pages la première liste des Bethylidae de France ou des développements techniques pour l'identification non-létale des abeilles ou pour la surveillance des parasites de bourdons. Des confins de la Turquie à l'Espagne en passant par l'Auvergne, nous continuons dans ce numéro d'étoffer notre savoir sur les hyménoptères et prenons notre part, humblement, dans le « *plan de bataille pour l'entomologie* ».

Un an jour pour jour après la mort d'Edward O. Wilson, il convient de prendre la mesure de sa célèbre phrase également citée dans l'article de Donkersley *et al.* : les insectes sont ces « *petites choses qui dirigent le monde* ».

Ce numéro est dédié à la mémoire de ***Didier Roustide*** *(1955–2022) qui nous a quittés cette année à 67 ans. Didier était un hyménoptériste passionné. Il était également un membre très apprécié de la communauté, et c'est notamment sous sa présidence du Groupe d'ÉTude des Invertébrés Armoricains qu'est paru le premier numéro des* Invertébrés Armoricains, les Cahiers du Grétia. *Sa gentillesse et sa bonne humeur nous manqueront éminemment, particulièrement lors des rencontres* Apoidea Gallica. *Nos pensées vont à sa famille et ses proches.*

Geslin, B. (2022). Editorial: A battle for entomology. *Osmia*, **10**: ii. https://doi.org/10.47446/OSMIA10.edito

Published 26 December 2022
https://zoobank.org/1B5AC7B0-5FF3-482E-A2E0-A71B2BEC891D

[1] Donkersley, P., L. Ashton, G. P. A. Lamarre & S. Segar (2022). Global insect decline is the result of wilful political failure: A battle plan for entomology. *Ecology and Evolution*, **12**(10): e9417, 13 pp. https://doi.org/10.1002/ece3.9417

Editorial

By Benoît Geslin, *editor-in-chief*

A battle for entomology

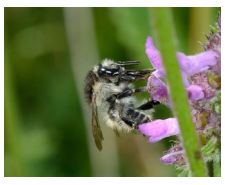
As the fifteenth United Nation Conference (COP15) of the Convention on Biological Diversity came to an end in Montreal (Canada), a bitter taste remained in our mouths. Despite the accumulation of scientific evidence and intergovernmental reports, the decline of insects and of the whole biodiversity components continues to accelerate. Hence, the recent article produced this December by the *Kent Wildlife Trust and Buglife*, a citizen science program in the UK, highlighted a decline in insect abundance of 64% in just 18 years.

In a paper published in the journal *Ecology & Evolution* last June, P. Donkersley and his collaborators[1] point out the failure and the apathy of politics to halt biodiversity decline in general and insect in particular. The authors therefore proposed a *"battle plan for entomology"*. Among the actions listed by the authors, we can find proactive and public address of government inaction, teaching through wonderment, and the improvement of knowledge on insects.

This latest issue of *Osmia* is a good example to marvel once again on the beauty of Hymenoptera and increase our knowledge on their ecological kind. You will then discover in our pages the description of new species of bees and ants for science, or unpublished geographical mentions. You will also be able to read the first checklist of French Bethylidae or technical developments for the non-lethal identification of bees or for the monitoring of bumblebees' parasites. From the confines of Turkey through Spain and Auvergne, we continue in this issue to expand our knowledge on hymenoptera, and humbly take our part in the *"battle plan for entomology"*.

One year to the day after the disappearance of Edward O. Wilson, we should consider all the meaning of his famous sentence also quoted in Donkersley *et al.*: insects are the *"little things that run the world"*.

This issue is dedicated to the memory of ***Didier Roustide*** *(1955–2022) who died this year at the age of 67. Didier was a passionate hymenopterist. He was also a very appreciated member of the community, and it is notably under his mandate at the direction of the Groupe d'ÉTude des Invertébrés Armoricains (Grétia) that the first issue of* Les Invertébrés Armoricains, les Cahiers du Grétia *was published. We will miss his kindness and his good temper, particularly during the* Apoidea Gallica *meetings. Our thoughts are with his friends and family.*



Cover • Couverture
Bombus humilis
August • août 2019
Longchaumois, Crozet, Jura (39), France
Photo D. Genoud

OSMIA
ISSN 2727-3806

Revue d'Hyménoptérologie
Journal of Hymenopterology
https://doi.org/10.47446/OSMIA

Volume 10
2022

ARTICLE

Two new overlooked bee species from Spain (Hymenoptera: Anthophila: Andrenidae, Apidae)

Thomas J. Wood[1]

Wood, T. J. (2022). Two new overlooked bee species from Spain (Hymenoptera: Anthophila: Andrenidae, Apidae). *Osmia*, **10**: 1–12. https://doi.org/10.47446/OSMIA10.1

Abstract
Spain has a large, species-rich bee fauna, but despite a long history of study, new species continue to be discovered at a rapid rate. New collections made during an expedition have revealed the existence of two additional species: *Andrena* (*Taeniandrena*) *contracta* spec. nov. is described from the high-altitude zone of the Sierra Nevada (Granada), and *Nomada halophila* spec. nov. is described from saline lagoons in Málaga province, where it is a parasite of the recently described *Andrena* (*Notandrena*) *juliana* Wood, 2021. These findings emphasise the need to investigate unusual or understudied habitats in order to fully document the rich Spanish bee fauna.

Keywords | *Andrena* • *Nomada* • Sierra Nevada • Iberian endemic species • taxonomy • montane habitat

Deux espèces d'Espagne auparavant négligées (Hymenoptera : Anthophila : Andrenidae, Apidae)

Résumé
L'Espagne présente une faune d'abeilles diversifiée riche en espèces. Cependant, malgré de nombreuses études historiques, de nouvelles espèces continuent d'être régulièrement découvertes. De nouvelles captures réalisées lors d'un voyage en Espagne ont révélé l'existence de deux nouvelles espèces : *Andrena* (*Taeniandrena*) *contracta* spec. nov. est décrite dans la zone de haute altitude de la Sierra Nevada (Grenade), et *Nomada halophila* spec. nov. est décrite dans des lagunes salines de la province de Málaga où elle parasite les nids de l'espèce récemment décrite *Andrena* (*Notandrena*) *juliana* Wood, 2021. Ces découvertes soulignent le besoin de prospecter dans des habitats peu communs ou moins étudiés afin de connaître entièrement la riche apidofaune d'Espagne.

Mots-clefs | *Andrena* • *Nomada* • Sierra Nevada • espèce endémique ibérique • taxonomie • habitat montagnard

Reçu • Received | 25 October 2021 || **Accepté • Accepted** | 11 February 2022 || **Publié (en ligne) • Published (online)** | 14 February 2022
Reviewers | F. J. Ortiz-Sánchez • J. Smit || http://zoobank.org/92C723FF-C925-4A8F-8E16-071DCDD12C60

INTRODUCTION

The bee fauna of Spain has a long history of study, and contains almost 1,100 species (Ortiz-Sánchez, 2020). Though it has received much attention in a general sense, several corners of the country are under-visited and under-studied. This is to be expected given its large surface area, the presence of numerous and extensive mountain chains that define the Iberian Peninsula, and the varied habitat types that exist between them.

One mountain of particular importance is the Sierra Nevada in south-eastern Spain which has an extremely high level of endemism for plants (Buira *et al.*, 2020) and insects (Ruano *et al.*, 2013). One endemic bee species and six endemic bee subspecies are known to exist there (Michez & Eardley, 2007; Ortiz-Sánchez *et al.*, 2013; Ortiz-Sánchez & Pauly, 2017; Ghisbain *et al.*, 2021), but it has received relatively little attention to date from *Andrena* Fabricius, 1775 specialists. *Andrena* is a huge species-rich genus (Gusenleitner & Schwarz, 2002) that has recently been the focus of taxonomic study in Iberia (Wood *et al.*, 2020; Wood *et al.*, 2021), revealing the presence of seven overlooked or cryptic species; there is therefore a strong possibility of undocumented endemism on the Sierra Nevada for this genus.

As part of a collecting expedition in Spain during 2021 to study and better document the Iberian *Andrena* fauna, two new bee species were discovered in unusual habitats, one high in the alpine zone of the Sierra Nevada, and one in saline lagoons in the province of Málaga. They are described herein.

[1] [TJW] Laboratory of Zoology, University of Mons, Avenue du Champs de Mars 6, B – 7000 Mons, Belgium • thomasjames.wood@umons.ac.be
https://orcid.org/0000-0001-5653-224X • ZooBank http://zoobank.org/670C3E36-1D28-4FCA-887C-91D6116E6F9C

Osmia est une revue en libre accès publiée par l'Observatoire des Abeilles (France) sous licence Creative Commons Attribution International CC BY 4.0 qui autorise la reproduction et la diffusion du document, à condition que la source soit explicitement citée.

Osmia is an open-access journal published by the Observatory of Bees (France) under Creative Commons Attribution International License CC BY 4.0 which allows the reproduction and distribution of the document, provided the source is explicitly cited.

MATERIAL AND METHODS

Morphological terminology follows MICHENER (2007). The abbreviations A and T are used for antennal segments and metasomal terga, respectively. Specimens were measured from the vertical plane of the front of the head to the tip of the metasoma. Photographs were taken using an *Olympus E-M1 Mark II* with a 60 mm macro lens. Close-ups were taken with the addition of a *Mitutoyo M Plan Apo* 10X infinity corrected objective lens or a *Lomo* 3.7x objective lens in combination with an *Olympus M.Zuiko* 2x teleconverter lens, a 10 mm *Kenko DG* extension tube, and a *Meike MK-P-AF3B* 10 mm extension tube. Photographs were stacked using *Zerene Stacker* ver. 1.04 (Zerene Systems, USA) and plates were prepared in *GNU Image Manipulation Program* (*GIMP*) ver. 2.10. Post-processing of some images was made in *Photoshop Elements* (Adobe Systems, USA) in order to improve lighting to highlight specific characters.

Where available, pollen was removed from scopae of female *Andrena* and analysed by light microscopy in order to investigate their dietary preferences following the method of WOOD & ROBERTS (2018). Dietary classification follows MÜLLER & KUHLMANN (2008).

Abbreviations

JSC = Jakub STRAKA Collection, Prague, Czech Republic
OÖLM = Oberösterreichisches Landesmuseum, Linz, Austria
TJWC = Thomas James WOOD Collection, Mons, Belgium
UMONS = Laboratory of Zoology Collection, University of Mons, Mons, Belgium.

RESULTS

Andrena (*Taeniandrena*) *contracta* WOOD, spec. nov.

ZooBank http://zoobank.org/2DC6DD80-3B59-49F1-B3DA-B046288E8148

Holotype. Spain: Granada, Sierra Nevada, Puerto de La Ragua, Barranco Maja Caco, 2000 m [37.1103°N, – 3.0358°W], 10.VI.2021, 1 ♂, *leg.* T. J. WOOD. OÖLM.

Paratypes. Spain: Granada, Sierra Nevada, Puerto de La Ragua, Barranco Majá Caco, 2000 m [37.1103°N, – 3.0358°W], 10.VI.2021, 10 ♂♂, 9 ♀♀, *leg.* T. J. WOOD, OÖLM/TJWC. Sierra Nevada, Trevélez to Refugio La Campiñuela, 1700–2400 m, 14.VI.2021, 2 ♂♂, *leg.* T. J. WOOD, TJWC. Sierra Nevada, Trevélez, Refugio La Campiñuela, 2400 m, 14.VI.2021, 3 ♂♂, *leg.* T. J. WOOD, OÖLM. Sierra Nevada, Loma de Cauchiles, ~ 2600 m, 1.VII.2021, 1 ♀, *leg.* T. J. WOOD, TJWC. Sierra Nevada, b. [bei] Granada, 2300 m, 4.VII.1971, 3 ♂♂, *leg.* V. HAESELER, OÖLM.

Description

Female

Body length: 13–14 mm (figure 1). **Head:** 1.3 times wider than long (figure 2). Clypeus dark, flattened over most of its area, densely and mostly uniformly punctate with exception of raised central impunctate line, punctures separated by 0.5–1 puncture diameters, becoming slightly denser apically; underlying surface shagreened, dull basally, shagreenation becoming weaker apically, apical margin weakly shining. Face below antennal insertions and lower half of gena with light whitish-yellowish hairs, not exceeding length of scape, becoming light brown on upper half of gena, scape, frons, and vertex. Antennae dark, A3 = A4 + 5. Foveae broad, occupying almost all area between lateral ocellus and top of compound eye, filled with short brown hairs. Ocelloccipital distance equals 1.5 diameter of lateral ocellus. **Mesosoma:** Scutum densely punctate, punctures separated by 0.5–1 puncture diameter, becoming sparser centrally and posteriorly, underlying surface shagreened and dull, becoming weaker centrally and posteriorly, here weakly shining (figure 3). Scutellum with sparser punctures separated by 1 puncture diameter, shagreenation weaker, generally shining. Episternum and propodeum with dense raised reticulation, underlying surface dull, propodeal triangle weakly indicated by change in sculpturing, becoming noticeably finer, centrally with similar reticulation strength to lateral parts of propodeum. Scutum and scutellum with short, orange-brown hairs, episternum with longer whitish-yellowish hairs, becoming orange-brown on propodeum. Legs dark, hind tibia partially and hind basitarsi entirely lightened orange, general pubescence whitish, becoming more orange apically; flocculus and femoral scopae whitish, tibial scopa orange (figure 4). Wings hyaline, venation dark orange, nervulus strongly postfurcal. **Metasoma:** Terga dark, finely shagreened and weakly shining, very narrow apical part of marginal areas lightened semi-translucent brown (figure 4). Terga very densely and evenly punctate, punctures separated by < 0.5 puncture diameters, density becoming lower on tergal margins, punctures here separated by 1 puncture diameter, weaker and less pronounced. Tergal margins strongly depressed, most visibly those of T2–4. T1 laterally with whitish hair patches, T2 with broadly interrupted apical hair band, T3–4 with complete or nearly complete hairband. Remaining tergal surface covered with short, fine whitish to ferruginous hairs visible when viewed obliquely or in profile. Terminal fringe of T5 and hairs flanking pygidial plate golden, pygidial plate rounded, flat, without raised margin.

Male

Body length: 12–13 mm (figure 5). **Head:** 1.3 times wider than long (figure 6). Clypeus dark, flattened over most of its area, densely and uniformly punctate with exception of shining impunctate central line, punctures separated by < 0.5 puncture diameters; underlying surface weakly shagreened, shining, particularly apically. Face, gena, vertex, and scape with long white hairs, longest exceeding length of scape. Antennae dark, A3 subequal to A4. Ocelloccipital distance slightly exceeding 1 diameter of lateral ocellus. **Mesosoma:** Scutum evenly punctured with shallow punctures, punctures separated by 1 puncture diameter, underlying surface evenly shagreened, dull (figure 7). Scutellum with weaker shagreenation, weakly shining. Episternum and propodeum structurally as in female,

Figures 1–4. *Andrena contracta* spec. nov. **1.** Female profile. **2.** Female face. **3.** Female scutum. **4.** Female terga. Photos T. J. WOOD.

entirely covered in long whitish-yellowish hairs, longest exceeding length of scape. Legs uniformly dark, pubescence whitish-yellowish. Wings as in female. **Metasoma:** Terga dark, very narrow apical part of marginal areas lightened semi-translucent brown, densely and evenly punctate, punctures separated by 1 puncture diameter (figure 8). Tergal margins strongly depressed, this becoming stronger apically. T2–5 with whitish hairbands, interrupted on T2, complete on T3–5. Genital capsule rounded oval in dorsal view, gonocoxa with inner margins parallel, apically produced into short, weakly pointed teeth (figure 9). Penis valve narrow, occupying less than 1/3 of space between inner margin of gonostyli, outer margins broadly parallel, in basal half weakly concave. Gonostyli evenly rounded, spatulate, outer face covered with fine short hairs.

Diagnosis

Andrena contracta can easily be placed in the subgenus *Taeniandrena* HEDICKE, 1933 because of the evenly flattened clypeus. The most appropriate comparison species is *Andrena intermedia* THOMSON, 1870. Note this taxon is variable across its range, so the diagnosis is written with reference to its form and appearance in Iberia.

Females are almost indistinguishable, sharing the same densely and finely punctured terga, these being finely shagreened and hence weakly shining, complete or nearly complete hair bands on T3–5, slightly shiny apical margin of the clypeus, and light golden terminal fringe. *Andrena contracta* females can be separated by the greater density of the tergal punctures and the more strongly depressed tergal margins, but this requires comparative material in order to appreciate.

Males both have A4 exceeding A3 in length, but the principal difference in the male sex is in the radically different genital capsule. Here, *A. contracta* males (figure 9) have the gonocoxa with pronounced apical teeth, the penis valve is narrow and lacks lateral projections, and the apical part of the gonostyli is short and evenly rounded. In contrast, *A. intermedia* males (figure 10, specimen from Sierra Nevada, El Dornajo, 1700 m) lack gonocoxal teeth, have a penis valve that is grossly inflated with weak lateral projections subapically, and the apical part of the gonostyli is elongated with an obtuse inner angle. The unique genital capsule allows for confident separation of *A. contracta* from all West Palearctic *Taeniandrena*.

Ecology and distribution

This species is found in the high-altitude alpine zone of the Sierra Nevada, between 2000–2600 m, and possibly higher, but no collections were made in these areas. It is found in near-sympatry with *A. intermedia* which can be found on and around the Sierra Nevada between 1200–2300 m, as well as in the nearby Sierra de Baza (see other material examined), most typically inhabiting the subalpine zone at or below the treeline (figure 11). The presence of *A. intermedia* was a surprise, as it has not previously been reported in Spain from

Figures 5–10. *Andrena contracta* spec. nov. **5.** Male profile. **6.** Male face. **7.** Male scutum. **8.** Male terga. **9.** Male genitalia. *Andrena intermedia* THOMSON, 1870. **10.** Male genitalia. Photos T. J. WOOD.

further south than the Sistema Ibérico (see map in GUSENLEITNER & SCHWARZ, 2002). *Andrena contracta* is found above the treeline in more exposed environments (figure 12), and was recorded at *Lotus* cf. *corniculatus*, *Trifolium* cf. *repens*, and *Anthyllis vulneraria*. No female specimens had pollen in their scopae, but the species is expected to be a specialist of Fabaceae since this is the strategy pursued by almost all studied *Taeniandrena* species, those that are not specialists having at least a strong preference for this family (WESTRICH, 1989; T. J. WOOD, *unpublished data*).

Genetic sequences were generated as part of a revision of West Palearctic *Taeniandrena* (C. PRAZ & T. J. WOOD, *in prep.*), and place *A. contracta* in the group of *A. gelriae* VAN DER VECHT, 1927, along with *A. intermedia* and related species.

Etymology

Feminine nominative singular of *contractus* (close, narrow, restricted, pinched), referring to the very narrow penis valve of the male.

Figures 11–12. 11. Sierra Nevada, Jardín Botánico Hoya de Pedraza environs, c. 1900 m, 9-VI-2021, *Andrena intermedia* THOMSON, 1870 habitat (subalpine zone). **12.** Sierra Nevada, Trevélez, Refugio La Campiñuela, c. 2400 m, 14-VI-2021, *Andrena contracta* **spec. nov.** habitat (alpine zone). Photos T. J. WOOD.

Other material examined

Andrena intermedia: **Spain:** Granada, Sierra Nevada, El Dornajo, 1700 m, 6.VI.2021, 2 ♂♂, 5 ♀♀, *leg.* T. J. WOOD, TJWC. Granada, Sierra Nevada, Jardín Botánico Hoya de Pedraza environs, 1900 m, 9.VI.2021, 1 ♂, 2 ♀♀, *leg.* T. J. WOOD, TJWC. Granada, Sierra Nevada, Mirador Monte Ahí de Cara, 2100 m, 12.VI.2021, 1 ♂, *leg.* T. J. WOOD, TJWC. Granada, Tocón de Quéntar to Camino de Las Ramillas, 1200 m, 11.VI.2021, 4 ♂♂, 1 ♀, *leg.* T. J. WOOD, TJWC. Granada, Sierra de Baza, Prados del Rey, 2000 m, 19.VI.2021, 1 ♂, 1 ♀♀, *leg.* T. J. WOOD, TJWC. Sierra Nevada, b. [bei] Granada, 1500 m, 4.VII.1971, 2 ♀♀, *leg.* V. HAESELER, OÖLM. Sierra Nevada, b. [bei] Granada, 2300 m, 4.VII.1971, 1 ♂, *leg.* V. HAESELER, OÖLM.

Nomada halophila WOOD, spec. nov.

ZooBank http://zoobank.org/B0C63A1A-FA6C-4630-82DE-CEE5D4BE8A77

Holotype. Spain: Málaga, Campillos, Laguna Dulce [37.0489°N, – 4.8338°W], 4.VI.2021, 1 ♀, *leg.* T. J. WOOD. OÖLM

Paratypes. Spain: Málaga, Campillos, Laguna Dulce [37.0489°N, – 4.8338°W], 4.VI.2021, 1 ♂, 10 ♀♀, *leg.* T. J. WOOD. Málaga, Campillos, Laguna de Capacete [37.0234°N, – 4.8253°W], 4.VI.2021, 5 ♀♀, *leg.* T. J. WOOD. JSC/OÖLM/TJWC.

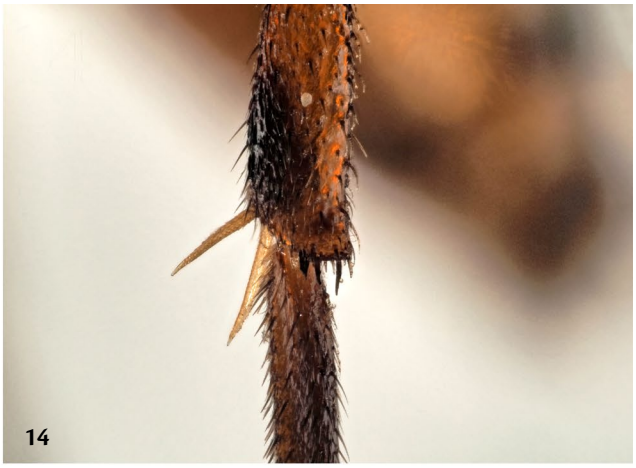
Description

Female

Body length: 6–7 mm (figure 13). **Head:** 1.4 times wider than long (figure 15). Head predominantly red, only apex of mandibles, two patches on frons extending to inter-ocellar area, posterior part of gena marked with black. Labrum two times broader than long, with small tooth centrally in basal half, separated from basal margin by 2 diameters of tooth's basal width, apical margin with small row of blunt teeth. Malar area linear; mandibles unidentate, apically sharply pointed. Entire surface of face densely punctate, punctures separated by < 0.5 puncture diameters, interspaces shining to weakly shining. Antennae entirely and uniformly red-orange, A3 below approximately ¾ length A4. Ocelloccipital distance equals 2 times diameter of lateral ocellus. **Mesosoma:** Mesosoma black, with red maculations on scutum (two broad longitudinal stripes occupying most of dorsal surface, with small internal black mark, figure 17), pronotum, pronotal lobes, scutellum, metapostnotum, majority of surface of episternum. Scutum very densely punctured, punctures separated by < 0.5 puncture diameters, interspaces weakly shining; dorsally scutum with very short, sparse and semi-adpressed golden hairs. Scutellum centrally weakly emarginate, forming two humps. Propodeum laterally with short, white, erect, and weakly plumose hairs. Legs predominantly red, black maculations on femora ventrally, outer face of fore tibia, outer face and hind face of hind tibia. Apex of hind tibia with 4–5 dark, moderately long, moderately spaced spines, with some shorter paler spines behind (figure 14). Wings weakly infuscate, venation dark brown, nervulus strongly postfurcal. **Metasoma:** Terga predominantly red; T1 black in basal half, red in apical half, impunctate; T2 entirely red, T3–5 red with progressively greater black makings laterally and basally (figure 19). T2–4 evenly punctate on disc, punctures separated by 1 puncture diameter, tergal margins impunctate, occupying slightly less than half visible tergal area, delicately shagreened, weakly shining. T5 uniformly punctate, no margin visible, apically with thick band of extremely dense short white hairs, forming terminal fringe. Pygidial plate with thin raised margin, thus appearing slightly concave, evenly rounded apically, centrally finely shagreened, impunctate.

Male

Body length: 6 mm (figure 21). **Head:** 1.3 times wider than long (figure 22). Head dark, yellow maculations on apical part of clypeus, malar space, mandibles basally, labrum laterally, centre of labrum dark. Labrum two times broader than long, with small tooth centrally in basal half, separated from basal margin by 1 diameter of tooth's basal width, apical margin with small row of blunt teeth. Malar area linear, mandibles unidentate, apically sharply pointed, with small tubercle on outer face (figure 25). Head structurally as in female, no eye plates present. Antennae dark orange brown, A3–13 light orange below, A7–13 light orange above. A4–7 with pointed tubercle on rear face, A5-6 with tiny rounded tubercle hidden below, visible in hind view. **Mesosoma:** Mesosoma black, scutellum with two red maculations, episternum with small reddish maculation, pronotal lobes brownish-orange (figure 23). Episternum laterally with short weakly plumose hairs, slightly exceeding width of lateral ocellus; scutum with erect whitish hairs, approaching half of length of scape. Propodeum as in female. Legs as in female, but dark areas much more extensive, covering majority of hind femora. **Metasoma:** Terga as in female, but with fine inconspicuous punctures extending onto tergal margins, punctures separated by 2–3 puncture diameters (figure 24). Pygidial plate large, evenly rounded triangular, with thin raised margin, internal surface densely punctate, punctures separated by 0.5 puncture diameters.



Figures 13–20. 13–15, 17, 19. *Nomada halophila* spec. nov. **13.** Female profile. **14.** Female hind tibia detail. **15.** Female face. **17.** Female scutum. **19.** Female terga. **16, 18, 20.** *Nomada tridentirostris* DOURS, 1873. **16.** Female face. **18.** Female scutum. **20.** Female terga. Photos T. J. WOOD.

Figures 21–28. 21–25, 27. *Nomada halophila* spec. nov. **21.** Male profile. **22.** Male face. **23.** Male scutum. **24.** Male terga. **25.** Male mandible detail. **27.** Male antennae hind face detail. **26.** *Nomada tridentirostris* DOURS, 1873. Male mandible detail. **28.** *Nomada stigma* FABRICIUS, 1805. Male antennae hind face detail. Photos T. J. WOOD.

Figures 29–32. 29–30. *Nomada halophila* spec. nov. **29.** Male genitalia, dorsal view. **30.** Male genitalia, lateral view. **31–32.** *Nomada tridentirostris* DOURS, 1873. **31.** Male genitalia, dorsal view. **32.** Male genitalia, lateral view. Photos T. J. WOOD.

Genitalia compact, gonocoxae with large rounded teeth, penis valve basally wide, narrowing medially, apically terminating in two small, rounded lobes (figure 29). Gonostyli broad basally, narrowing medially, elongate, projecting ventrally at a rounded, 90-degree angle (figure 30).

Diagnosis

Males can be recognised by the combination of characters: mandibles unidentate, hind tibiae with spines apically, labrum without impunctate strip basally, malar area short, sharp carina between antennal insertions, A3 significantly shorter than A4, some antennal segments with pointed tubercles on their hind face, labrum with a short tooth near the base, and mandibles with a tubercle on their outer face. In the key of SMIT (2018), this puts it close to *Nomada tridentirostris* DOURS, 1873 and *N. stigma* FABRICIUS, 1805 (couplet 74). It can be separated from *N. stigma* because the pointed tubercles on the hind face of the antennal segments are composed of two parts (as in *N. tridentirostris*), not a single transverse carina (figures 27–28), and because the gonostyli are elongate and project ventrally (figure 30), as in *N. tridentirostris*. *Nomada stigma* is also a considerably larger species (see notes on host preference below) with males at 8-10 mm in length, compared to 6–7 mm for *N. tridentirostris* and *N. halophila*. The shape of the genitalia is very close to *N. tridentirostris*, but can be separated by the comparatively narrower blades of the gonostyli in lateral view, these not noticeably wider than the basal section of the gonostyli (figure 30). In contrast, in *N. tridentirostris* the blades of the gonostyli are comparatively wide, clearly wider than the basal sections of the gonostyli which are themselves noticeably constricted (figure 32). *Nomada halophila* can also be separated from *N. tridentirostris* based on external morphology, because the mandibular tubercles are short, not long (figures 25–26).

Females can be recognised by many of the same characters: mandibles unidentate, hind tibiae with simple spines apically, labrum without impunctate strip basally, malar area short, sharp carina between antennal insertions, A3 significantly shorter than A4, mandibles apically pointed, labrum with a tooth close to the base, T1 impunctate, T2–5 with distinct well marked punctures on the disc, margins of terga wide and shining, impunctate. This places it very close to *N. tridentirostris*, but it can be separated by the slightly more central position of the labral tooth (separated from basal margin of labrum by two diameters of the tooth's basal width, in *N. tridentirostris* the labral tooth is separated from the basal margin of the labrum by a single diameter of the tooth's basal width) and by the more extensive red colouration of the labrum, frons, and scutum, whereas all these areas are much darker to uniformly black in *N. tridentirostris* (figures 15–20). There is no difference in size.

Ecology and distribution

Nomada halophila was found at the edge of two saline lagoons at nest sites of *Andrena juliana* WOOD, 2021 that was recently described from saline estuary areas in southern Spain (Málaga) and Portugal (Algarve) (WOOD *et al.*, 2021). As hypothesised by WOOD *et al.* (2021), *Andrena juliana* can be confirmed as a halophile, being found abundantly at Laguna de Capacete (figure 33) with an aggregation comprising thousands of nests (figures 34–35). It was also found further east, in Murcia province (see figure 38, other material examined), giving it a distribution stretching across the lower part of the Iberian Peninsula. Pollen removed from 35 females from two localities demonstrates that *A. juliana* is polylectic with a strong preference for Apiaceae (figures 36–37, table I).

Table I. Host-plant spectrum and host range of *Andrena juliana* WOOD, 2021. *n*: total number of pollen loads. *N*: number of pollen loads from different localities. Plant taxa: API: Apiaceae, CIS: Cistaceae, FRA: Frankeniaceae.

	n	***N***	**% of pollen grains**	**% pure loads of preferred host**	**% loads with preferred host**	**Host range**
Andrena juliana	35	2	API 82.6, FRA 13.1, CIS 2.8, others 1.4	74.3 %	82.9 %	Polylectic with a strong preference for Apiaceae

Figures 33–38. *Andrena juliana* WOOD, 2021. Málaga, Laguna Capacete, 4.VI.2021. **33.** View of dried lagoon bed. **34.** Nesting aggregation at edge of dry lagoon. **35.** Nest searching female. **36.** Female gathering pollen from Apiaceae. | Murcia, Totana, Saladares del Guadalentín, 17.VI.2021. **37.** Female collecting pollen from *Frankenia laevis*. **38.** Saline habitat with *F. laevis*. Photos T. J. WOOD.

Nomada halophila was the only *Nomada* species present at the nesting aggregation found at Laguna de Capacete. Here, along with *A. juliana* females, it moved low over the ground searching for nest entrances. Nests were built at the base of vegetation, most typically at the base of stems of now-dead grass (figure 34) or of *Frankenia laevis* (vegetation in figure 35). In the same way as in the nests of the unrelated *A.* (*Leucandrena*) *barbilabris* (KIRBY, 1802), the entrances of *A. juliana* nests self-seal with loose sand after passage, meaning that females spend a considerable time searching for the correct location before burrowing down and disappearing.

Whilst not proven, this potential host association is highly suggestive. The only other *Nomada* species present at the Laguna de Capacete site (but not the *A. juliana* aggregation) was *N. minuscula* NOSKIEWICZ, 1930 which was attacking nests of *Lasioglossum minutissimum* (KIRBY, 1802). *Nomada tridentirostris* attacks *A.* (*Cryptandrena*) *ventricosa* DOURS, 1873 (KOCOUREK, 1966; SMIT, 2018), and *N. stigma* attacks members of the subgenus *Holandrena* PÉREZ, 1890 (MANDERY *et al.,* 2008), these larger *Andrena* (*Holandrena*) explaining the size difference between the two species. The use of *A.* (*Notandrena*) *juliana* introduces a third subgenus of *Andrena* hosts, all three being found in the lower (younger) half of the *Andrena* phylogeny but which are generally unrelated (PISANTY *et al.,* 2022). Phylogenetic work is needed to establish if there is a close evolutionary relationship between these *Nomada* species or not, though the very similar genitalia suggest that *N. halophila* and *N. tridentirostris* are indeed closely related.

More broadly, the associated bee fauna at Laguna de Capacete contained other halophilous species, most interestingly *Lasioglossum orihuleicum* (BLÜTHGEN, 1924) and *Camptopoeum baldocki* WOOD & CROSS, 2017, a strong halophile (WOOD & CROSS, 2017) that was very recently added to the Spanish fauna from a nearby site (ÁLVAREZ FIDALGO, 2021). In addition to saline lagoons in Málaga province, *N. halophila* could be found in potentially in any other location where *A. juliana* has been recorded, including in Portugal (WOOD *et al.,* 2021).

Etymology

Composed of the Greek prefix *halo-* (salt) and *phila* (friendship) because of its habitat choice and host association with *A. juliana*, a species seemingly bound to saline habitats.

Other material examined

Andrena juliana: **Spain:** Málaga, Campillos, Laguna Dulce, 9 ♂♂, 2 ♀♀, *leg.* T. J. WOOD, OÖLM/TJWC. Málaga, Campillos, Laguna de Capacete, 4.VI.2021, 2 ♂♂, 65 ♀♀, *leg.* T. J. WOOD, OÖLM/TJWC. Murcia, Totana, Saladares del Guadalentín, 17.VI.2021, 1 ♂, 8 ♀♀, *leg.* T. J. WOOD, TJWC.

Nomada tridentirostris: **Croatia:** Istrien, Rovinj, 2 km SE, 30.VI.1996, 1 ♂, *leg.* J. GUSENLEITNER, *det.* M. SCHWARZ, OÖLM. **France:** Var, Flessans-sur-Issole, Lac Redon, 290 m, 16.V.1997, 1 ♀, *leg.* J.-M. BRULET, *det.* M. SCHWARZ, UMONS. Var, Flessans-sur-Issole, Blanquefort, 260 m, 15.V.1992, 1 ♀, *leg.* C. COUTELIER, *det.* M. SCHWARZ, UMONS. Var, Gonfaron, les Ribas, 14-16.V.1996, 3 ♀♀, *leg.* NDONGO & S. DUPONT, *det.* M. SCHWARZ, UMONS. **Italy:** Umbria, Amelia (TR), 20 km W Terni, 1.VI.1991, 1 ♀, *leg.* J. GUSENLEITNER, *det.* M. SCHWARZ, OÖLM. **Turkey:** Kilyos, 26.V.1964, 1 ♀, *leg.* J. GUSENLEITNER, *det.* M. SCHWARZ, OÖLM.

DISCUSSION

These discoveries add to the growing body of evidence (MÜLLER, 2012; ORTIZ-SÁNCHEZ & PAULY, 2017; RADCHENKO, 2017; WOOD & CROSS, 2017; KUHLMANN & SMIT, 2018; LE GOFF & GONÇALVES, 2018; SMIT, 2018; WOOD *et al.,* 2020; WOOD *et al.,* 2021) that our knowledge of the Spanish bee fauna is still incomplete, despite the European bee fauna as a whole having the longest history of taxonomic and ecological study. They also re-emphasise the remarkable nature of the Sierra Nevada mountain range, and the endemic insect fauna it supports. Further expeditions in unusual or little-visited habitats across Spain and more widely in southern Europe and northern Africa are likely to continue to add to the size of the bee fauna in these regions.

ACKNOWLEDGEMENTS

My thanks go to Sara REVERTÉ SAIZ (Mons) for assistance with Spanish when applying for a collection permit, and to Blanca RAMOS, José ENRIQUE GRANADOS TORRES, and Natividad JIMÉNEZ HERNÁNDEZ (Parque Nacional y Parque Natural de Sierra Nevada) for help with permits and access to the Sierra Nevada. All specimens from the Sierra Nevada National Park were collected under permit number 202199901002937. My thanks go also to Esther OCKERMÜLLER (Linz) for access to the collection and loan of comparative *Nomada* material, to Jakub STRAKA for helpful conversation about *Nomada* taxonomy, and to Benoît GESLIN, Jan SMIT and Franciso Javier ORTIZ-SÁNCHEZ for comments that improved to the manuscript. The author is supported by an F.R.S.-FNRS fellowship (Chargé de recherches).

REFERENCES

Álvarez Fidalgo, P. (2021). First record of *Camptopoeum* (*Camptopoeum*) *baldocki* Wood & Cross, 2017 from Spain (Hymenoptera, Apoidea, Andrenidae). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa (S.E.A.)*, **68**: 433–434.

Buira, A., F. J. Cabezas & C. Aedo (2020). Disentangling ecological traits related to plant endemism, rarity and conservation status in the Iberian Peninsula. *Biodiversity and Conservation*, **29**(6): 1937–1958. https://doi.org/10.1007/s10531-020-01957-z

Ghisbain, G., B. Martinet, T. J. Wood, K. Przybyla, D. Cejas, M. Gérard, P. Rasmont, A. Monfared, I. Valterová & D. Michez (2021). A worthy conservation target? Revising the status of the rarest bumblebee of Europe. *Insect Conservation and Diversity*, **14**(5) : 661–674. https://doi.org/10.1111/icad.12500

Gusenleitner, F. & M. Schwarz (2002). Weltweite Checkliste der Bienengattung *Andrena* mit Bemerkungen und Ergänzungen zu paläarktischen Arten (Hymenoptera, Apidae, Andreninae, *Andrena*). *Entomofauna, Zeitschrift für Entomologie*, **Supplement 10**: 1–1280. https://www.zobodat.at/pdf/ENTS_S12_0001-1280.pdf [accessed 15 October 2021]

Kocourek, M. (1966). Prodromus der Hymenopteren der Tschechoslowakei. Pars 9: Apoidea, 1. *Acta Faunistica Entomologica Musei Nationalis Pragae Supplementum* 2, **12**: 1–122. https://www.aemnp.eu/data/article-136/117-2_0_1.pdf [accessed 15 October 2021]

Kuhlmann, M. & J. Smit (2018). Description of a new bee species from Spain, *Colletes jansmiti* Kuhlmann nov.sp., with a key to the females of the *C. albomaculatus*-group (Hymenoptera: Colletidae). *Linzer biologische Beiträge*, **50**(2): 1249–1254. https://www.zobodat.at/pdf/LBB_0050_2_1249-1254.pdf [accessed 15 October 2021]

Le Goff, G. & A. R. Gonçalves (2018). Une nouvelle espèce de *Protosmia* Ducke, 1900 découverte au Portugal: *Protosmia* (*Protosmia*) *lusitanica* n.sp. (Apoidea, Megachilidae, Osmiini). *Entomofauna*, **39**(1): 187–191. https://www.zobodat.at/pdf/ENT_0039_0187-0191.pdf [accessed 15 October 2021]

Mandery, K., J. Kosuch, & J. Schuberth (2008). Untersuchungsergebnisse zum Artstatus von *Andrena decipiens* Schenck, 1861, *Andrena flavilabris* Schenck, 1874, und ihrem gemeinsamen Brutparasiten *Nomada stigma* Fabricius, 1804 (Hymenoptera: Apidae). *Nachrichtenblatt der Bayerischen Entomologen*, **57**(1/2): 30–41. https://www.zobodat.at/pdf/NachBlBayEnt_057_0030-0041.pdf [accessed 15 October 2021]

Michener, C. D. (2007). *The Bees of the World*. 2nd edition. The Johns Hopkins University Press, Baltimore (United States of America), 953 pp.

Michez, D. & C. Eardley (2007). Monographic revision of the bee genus *Melitta* Kirby 1802 (Hymenoptera: Apoidea: Melittidae), *Annales de la Société Entomologique de France*, **43**(4): 379–440. https://doi.org/10.1080/00379271.2007.10697535

Müller, A. & M. Kuhlmann (2008). Pollen hosts of western palaearctic bees of the genus *Colletes* (Hymenoptera: Colletidae): the Asteraceae paradox. *Biological Journal of the Linnean Society*, **95**(4): 719–733. https://doi.org/10.1111/j.1095-8312.2008.01113.x

Müller, A. (2012). New European bee species of the tribe Osmiini (Hymenoptera: Apoidea: Megachilidae). *Zootaxa*, **3355**(1): 29–50. http://doi.org/10.11646/zootaxa.3355.1.2

Ortiz-Sánchez, F. J., C. Ornosa & F. Torres (2013). Las Abejas (Hymenoptera: Apoidea). pp. 375–390. *In*: F. Ruano, M. Tierno de Figueroa & A. Tinaut (ed.). *Los Insectos de Sierra Nevada. 200 años de historia. Volumen 2.* Asociación Española de Entomología, Granada (Spain), 528 pp.

Ortiz-Sánchez, F.J. & Pauly, A. (2017). Contribution à la connaissance des Halictinae d'Espagne, avec un atlas des espèces de la Péninsule Ibérique (Hymenoptera: Apoidea: Halictidae). *Belgian Journal of Entomology*, **54**: 1–92. https://www.researchgate.net/publication/320107044_Contribution_a_la_connaissance_des_Halictinae_d%27Espagne_avec_un_atlas_des_especes_de_la_Peninsule_Iberique_Hymenoptera_Apoidea_Halictidae [accessed 15 October 2021]

Ortiz-Sánchez, F. J. (2020). *Checklist de Fauna Ibérica. Serie Anthophila (Insecta: Hymenoptera: Apoidea) en la península ibérica e islas Baleares (edición 2020). In*: M. A. Ramos & M. Sánchez Ruiz (ed.). Documentos Fauna Ibérica **14**. Museo Nacional de Ciencias Naturales, CSIC. Madrid: 2 (sn) + 83 pp. http://www.fauna-iberica.mncn.csic.es/publicaciones/dfi/dfi-0014.pdf

Pisanty, G., R. Richter, T. Martin, J. Dettman & S. Cardinal (2022). Molecular phylogeny, historical biogeography and revised classification of andrenine bees (Hymenoptera: Andrenidae). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, **170**, *in press*. https://doi.org/10.1016/j.ympev.2021.107151

Radchenko, V.G. (2017). A new bee species of the genus *Dasypoda* Latreille (Hymenoptera, Apoidea) from Portugal with comparative remarks on the subgenus *Heterodasypoda* Michez. *Zootaxa*, **4350**(1): 164–176. https://doi.org/10.11646/zootaxa.4350.1.10

Ruano, F., M. Tierno de Figueroa & A. Tinaut (ed.) (2013). *Los insectos de Sierra Nevada. 200 años de historia*. Asociación Española de Entomología, Granada (Spain), 2 vols., 544 + 528 pp.

Smit, J. (2018). Identification key to the European species of the bee genus *Nomada* Scopoli, 1770 (Hymenoptera: Apidae), including 23 new species. *Entomofauna* **Monographie 3**: 1–253. https://www.zobodat.at/pdf/ENT_M3_0001-0253.pdf [accessed 15 October 2021]

Westrich, P. (1989). *Die Wildbienen Baden-Württembergs*. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart (Germany). 2 vols., 972 pp.

Wood, T. J. & I. Cross (2017). *Camptopoeum* (*Camptopoeum*) *baldocki* spec. nov., a new panurgine bee species from Portugal and a description of the male of *Flavipanurgus fuzetus* Patiny (Andrenidae: Panurginae). *Zootaxa*, **4254**(2): 285–293. https://doi.org/10.11646/zootaxa.4254.2.9

Wood, T. J. & S. P. M. Roberts (2018). Constrained patterns of pollen use in Nearctic *Andrena* (Hymenoptera: Andrenidae) compared with their Palaearctic counterparts. *Biological Journal of the Linnean Society*, **124**(4): 732–746. https://doi.org/10.1093/biolinnean/bly080

Wood, T. J., I. Cross & D. W. Baldock (2020). Updates to the bee fauna of Portugal with the description of three new Iberian *Andrena* species (Hymenoptera: Apoidea: Anthophila). *Zootaxa*, **4790**(2): 201–228. https://doi.org/10.11646/zootaxa.4790.2.1

Wood, T. J., G. Ghisbain, D. Michez & C. Praz (2021). Revisions to the faunas of *Andrena* of the Iberian Peninsula and Morocco with the descriptions of four new species (Hymenoptera: Andrenidae). *European Journal of Taxonomy*, **758**: 147–193. https://doi.org/10.5852/ejt.2021.758.1431

OSMIA
ISSN 2727-3806

Revue d'Hyménoptérologie
Journal of Hymenopterology
https://doi.org/10.47446/OSMIA

Volume 10
2022

ARTICLE

Liste préliminaire des Bethylidae de France (Hymenoptera : Chrysidoidea)

Erwann MARHIC[1]

MARHIC, E. (2022). Liste préliminaire des Bethylidae de France (Hymenoptera : Chrysidoidea). *Osmia*, **10**: 13–24. https://doi.org/10.47446/OSMIA10.2

Résumé
Une liste synonymique des espèces françaises de Bethylidae est proposée sur la base d'une synthèse bibliographique, à laquelle s'ajoutent six nouvelles espèces pour le pays signalées par l'auteur, portant le nombre d'espèces inventoriées à 76. Au sein de cette liste, une espèce du genre *Plastanoxus*, méritant des investigations supplémentaires, est nouvelle pour l'Europe et peut-être pour la science. Les conditions d'observation des espèces nouvelles pour la France sont précisées et des commentaires précisent lorsque le statut d'une espèce a changé ou n'est pas encore clair.

Mots-clefs | guêpes parasites • Aculéates • Europe de l'Ouest • nouvelles données • synonymes

Preliminary checklist of Bethylidae from France (Hymenoptera: Chrysidoidea)

Abstract
A synonymic list of French species of Bethylidae is proposed based on a bibliographical synthesis, to which six new species for the country are added by the author, bringing the number of known species to 76. Within this list, a species of the genus *Plastanoxus*, deserving further investigation, is new to Europe and possibly to science. The conditions for observing the species that are new to France are specified and comments are made when the status of a species has changed or is not yet clear.

Keywords | parasitic wasps • Aculeata • Western Europe • new records • synonyms

Reçu • Received | 02 December 2021 || **Accepté • Accepted** | 26 March 2022 || **Publié (en ligne) • Published (online)** | 30 March 2022
Reviewers | M. OLMI • J. DE ROND || http://www.zoobank.org/5A98D10F-FC70-4238-A99C-4290679C3CB1

INTRODUCTION

Les Bethylidae sont des Hyménoptères Aculéates encore bien méconnus, ce qui s'explique sans doute en partie par la petite voire très petite taille de nombreuses espèces (allant de 0,9 mm à près de 30 mm de long pour les plus grosses espèces tropicales). Leur biologie est peu connue mais on distingue des parasitoïdes de Lépidoptères et de Coléoptères. Comme la plupart des autres familles d'Aculéates, ils semblent plus diversifiés dans les régions chaudes du globe, à climat méditerranéen ou tropical (AZEVEDO *et al.*, 2018). En France, ils semblent largement répartis mais rarement représentés par de forts effectifs (observations de l'auteur).

Depuis les révisions de KIEFFER (1906, 1914) et la faune de France de BERLAND (1928), aucune révision globale des Bethylidae de France n'a été entreprise. Plusieurs notes faunistiques sur des captures françaises ont été publiées (BERNARD, 1934, 1935a, 1935b, 1936a, 1936b, 1939 ; MANEVAL, 1932, 1935 ; PICARD, 1932 ; VANCE & PARKER, 1932) et plusieurs espèces ont été décrites de France (ARLÉ, 1929 ; DUCHAUSSOY, 1916 ; MANEVAL, 1930, 1935 ; RICHARDS, 1939 ; TUSSAC & TUSSAC, 2005).

Le tableau I montre l'évolution de l'état de la connaissance sur les Bethylidae de France. On notera notamment que les Bethylidae ont été bien étudiés dans notre pays au début du XXe siècle (1901-1910) où un grand nombre d'espèces y ont été décrites, principalement par J. J. KIEFFER, puis durant les années 1931-1940 où plusieurs espèces sont signalées pour la première fois sur le territoire par plusieurs auteurs (ARLÉ, 1929 ; BERNARD, 1934, 1935a, 1935b, 1936a, 1936b, 1939 ; MANEVAL, 1930, 1932, 1935 ; PICARD, 1932 ; RICHARDS, 1939 ; VANCE & PARKER, 1932).

En 2018, AZEVEDO *et al.* publient une révision générique mondiale des Bethylidae. Ce travail ainsi que la découverte

[1] [EM] 25 rue du Maréchal de Lattre de Tassigny, F – 78780 Maurecourt, France • erwann.marhic@gmail.com
https://orcid.org/0000-0002-5102-6687 • ZooBank http://www.zoobank.org/3A03873C-E603-4C6F-9DAF-BE8173229549

Osmia est une revue en libre accès publiée par l'Observatoire des Abeilles (France) sous licence Creative Commons Attribution International CC BY 4.0 qui autorise la reproduction et la diffusion du document, à condition que la source soit explicitement citée.

Osmia is an open-access journal published by the Observatory of Bees (France) under Creative Commons Attribution International License CC BY 4.0 which allows the reproduction and distribution of the document, provided the source is explicitly cited.

d'espèces nouvelles pour la France parmi des échantillons transmis à l'auteur ont motivé la publication de cette liste préliminaire qui a pour objectif de servir de base de travail sur cette famille à l'échelle française.

Tableau I. Évolution de la connaissance des Bethylidae de France au cours du temps.
Les chiffres entre parenthèses incluent une espèce du genre *Plastanoxus* non déterminée à ce jour et peut-être à décrire.

Année	Avant 1900	1901-1910	1911-1920	1921-1930	1931-1940	1941-1950	1951-1960	1961-1970	1971-1980	1981-1990	1991-2000	2001-2010	Après 2010
Nombre de mentions nouvelles pour la France	1	11	1	2	14	0	0	2	1	0	1	1	6 (7)
Nombre d'espèces nouvelles pour la science décrites	7	18	3	2	2	0	0	2	0	0	0	1	0 (1)
Nombre cumulé d'espèces connues de France	8	37	41	45	61	61	61	65	66	66	67	69	76

MATÉRIEL ET MÉTHODES

La base de liste proposée ici provient principalement des publications citées précédemment et du catalogue mondial de cette famille (GORDH & MÓCZÁR, 1990). Elle a été enrichie par des données provenant de la collection personnelle de l'auteur et d'un inventaire provisoire réalisé lors d'une première visite au MNHN (8-10 novembre 2021) où seul un faible nombre de spécimens a pu être étudié. La classification des sous-familles et des genres retenue ici est celle d'AZEVEDO *et al*. (2018). 76 espèces françaises de Bethylidae sont recensées dans cet article. Au vu de la faible pression de collecte sur cette famille, les espèces présentes dans les pays limitrophes à la France sont également signalées. Pour chaque espèce, les éléments connus relatifs à sa répartition sont précisés de manière concise.

LISTE DES BETHYLIDAE DE FRANCE

Bethylinae

Bethylus LATREILLE, 1802

- ***Bethylus boops* (THOMSON, 1862)**
  = *Anoxus boops* THOMSON, 1862

Espèce citée de France pour la première fois.

Matériel examiné
Oise (60) : Sacy-le-Grand, 2 ♀♀, 10.VII.2020, capturés à la tente MALAISE (*leg.* CEN Hauts-de-France, *coll.* E. MARHIC). **Eure-et-Loir (28)** : Montigny-sur-Avre, 1 ♀, 29.V.2021, 1 ♀, 31.V.2021 (*leg.* R. MAHAUT, *coll.* E. MARHIC). **Nord (59)** : Mont Saint-Frieux, 1 ♀, 9-24.V.2017, capturée à la tente MALAISE (B. NICOLAS *leg.*, coll. J. L. VAGO). **Eure (27)** : Vernon, 1 ♀, 25.IV.2021 (P. VIGNAC leg., *coll.* E. MARHIC). **Ardèche (07)** : Vernoux-en-Vivarais, 1 ♀, 13.VII.2020 (*leg.* & *coll.* E. MARHIC). **Bas-Rhin (67)** : La Petite-Pierre, 1 ♀, 01.VI.2020 (*leg.* & *coll.* E. MARHIC). **Yvelines (78)** : Maurecourt, 4 ♀♀, 20.IV.2020 (*leg.* & *coll.* E. MARHIC). **Allier (03)** : Saint-Didier-la-Forêt, 1 ♀, 08.VIII.2019, 1 ♀, 13/IX/2019 (*leg.* Université Orléans, *coll.* E. MARHIC) ; **Cher (18)** : Saint-Laurent, 1 ♀, 28.VII.2019 (*leg.* Université Orléans, *coll.* E. MARHIC) ; Vouzeron, 1 ♀, 28.VII.2019 (*leg.* Université Orléans, *coll.* E. MARHIC).

Les spécimens du Loiret, de l'Allier, du Loir-et-Cher et du Cher ont été capturés dans le cadre du projet *Canopée* mené par l'université d'Orléans (VINCENT *et al.*, 2020).

Répartition : Suède, Tchécoslovaquie, Hongrie, Roumanie, Madère (GORDH & MÓCZÁR, 1990), Allemagne (de ROND 2001), Belgique (PAULY *et al.*, *in prep.*).

Figure 1. *Bethylus boops* (THOMSON, 1862) [femelle]. Cliché P. VIGNAC.

- ***Bethylus cephalotes* (FÖRSTER, 1860)**
  = *Perisemus cephalotes* FÖRSTER, 1860
  = *Bethylus fuscicornis* (JURINE, 1807) var. *tibialis* KIEFFER, 1905

Espèce signalée de France par KIEFFER (1906, 1914) et par BERLAND (1928) qui la cite de nombreuses localités et la considère comme assez commune en France.

Répartition : Ouest et Nord de l'Europe (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Ardennes, Drôme, Haute-Saône, Hauts-de-Seine, Moselle, Nord, Saône-et-Loire, Yvelines, Pyrénées (BERLAND, 1928).

▪ ***Bethylus coniceps* (KIEFFER, 1904)**
= *Anoxus coniceps* KIEFFER, 1904

Espèce signalée de France par BERLAND (1976).

Répartition : France méridionale (BERLAND, 1976) et Italie (GORDH & MÓCZÁR, 1990).

▪ ***Bethylus dendrophilus* Richards, 1939**

Espèce signalée de France par RICHARDS (1939).

Répartition : Angleterre, France, Suède (GORDH & MÓCZÁR, 1990), Pays-Bas (DE ROND, 2004), Belgique (PAULY *et al.*, *in prep.*). France : Var, environs de Paris (RICHARDS, 1939.

▪ ***Bethylus fuscicornis* (JURINE, 1807)**
= *Omalus fuscicornis* JURINE, 1807
= *Bethylus syngenesiae* HALIDAY, 1834
= *Bethylus fulvicornis* CURTIS, 1838
= *Bethylus triareolatus* FÖRSTER, 1851
= *Episemus variabilis* THOMSON, 1862
= *Bethylus fuscicornis* var. *maurus* KIEFFER, 1905
= *Bethylus fulvicornis brevipennis* HELLEN, 1920
= *Bethylus berlandi* ARLÉ, 1929

Espèce signalée de France par KIEFFER & MARSHALL (1906) et BERLAND (1928) qui la cite de nombreuses localités et la considère comme commune.

Répartition : toute l'Europe, Afrique du Nord (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Alpes-Maritimes, Corse, Gard, Hauts-de-Seine, Hérault, Maine-et-Loire, Val-de-Marne, Vendée (BERLAND, 1928), Yonne (ARLÉ, 1929), Var (BERNARD, 1935a).

▪ ***Bethylus pilosus* (KIEFFER, 1904)**
= *Anoxus pilosus* KIEFFER, 1904

Espèce signalée de France pour la première fois par BERNARD (1935a) qui la considère comme assez commune dans le Sud de la France. Le statut de cette espèce est encore incertain : il semble exister des individus intermédiaires entre *B. pilosus* et *B. boops*, ce qui pourrait indiquer qu'il s'agit d'une seule et même espèce très variable (DE ROND, *comm. pers.*).

Répartition : Pays-Bas, Sud de la France, Italie (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Bouches-du-Rhône, Pyrénées-Orientales, Var (BERNARD, 1935a).

▪ ***Bethylus paradoxus* NAGY, 1970**

Espèce citée de France ici pour la première fois (détermination confirmée par J. DE ROND).

Matériel examiné
Côte-d'Or (21) : Forêt de Citeaux, 1 ♂, 08.IX.1960 (*coll.* J. BARBIER [5656] / MNHN, Paris).

Répartition : Roumanie (NAGY, 1970).

▪ **[[*Bethylus punctatus* LATREILLE, 1804 ?]]**

Cette septième espèce de *Bethylus* est citée de France par GORDH & MÓCZÁR (1990). RICHARDS (1939) la considère toutefois comme un synonyme de *B. fuscicornis* ou *B. cephalotes*. Le type étant perdu, la prudence incite à rejeter cette espèce.

Goniozus FÖRSTER, 1856

▪ ***Goniozus claripennis* (FÖRSTER, 1851)**
= *Bethylus claripennis* FÖRSTER, 1851
= *Bethylus fuscipennis* FÖRSTER, 1851
= *Goniozus distigmus* THOMSON, 1862
= *Goniozus audouinii* WESTWOOD, 1874
= *Goniozus claripennis* var. *fuscipennis* KIEFFER, 1905
= *Goniozus claripennis* var. *tibialis* KIEFFER, 1905
= *Goniozus claripennis claripennis* KIEFFER, 1914

Espèce signalée de France par KIEFFER & MARSHALL (1906) et BERLAND (1928) qui la cite de nombreuses localités et la considère comme commune.

Répartition : Europe de l'Ouest (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Aude, Charente-Maritime, Haute-Garonne, Hérault, Seine-et-Marne (BERLAND, 1928), Var (BERNARD, 1935b).

▪ ***Goniozus gallicola* (KIEFFER, 1905)**
= *Parasierola gallicola* KIEFFER, 1905

Espèce signalée de France par BERLAND (1928), puis par BERNARD (1935a).

Répartition : France, Italie, Autriche, Tchécoslovaquie, Moldavie (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Hérault (BERLAND, 1928), Var (BERNARD, 1935a).

Bethylinae à rechercher

- ***Bethylus arcuatus*** KIEFFER, 1905 : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956).
- ***Bethylus cenoptera*** (PANZER, 1801) : citée d'Allemagne (DE ROND, 2001).
- ***Bethylus dubius*** (KIEFFER, 1904) : citée d'Italie (OLMI, 1994) et d'Allemagne (DE ROND, 2001).
- ***Bethylus formicarius*** (PANZER, 1806) : citée d'Allemagne (DE ROND, 2001).
- ***Bethylus fuscipennis*** KLUG, 1810 : citée d'Allemagne (DE ROND, 2001).
- ***Bethylus gestroi*** (KIEFFER, 1904) : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Bethylus hemipterus*** (PANZER, 1801) : citée d'Allemagne (DE ROND 2001).
- ***Bethylus mandibularis*** (KIEFFER, 1904) : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956) et d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Bethylus nitidus*** (THOMSON, 1862) : citée de Belgique (PAULY *et al.*, *in prep.*) et d'Allemagne (DE ROND, 2001).
- ***Bethylus nudipennis*** KLUG, 1810 : citée d'Allemagne (DE ROND, 2001).
- ***Bethylus ruficornis*** KLUG, 1810 : citée d'Allemagne (DE ROND, 2001).
- ***Bethylus rufipes*** (KIEFFER, 1904) : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Bethylus struvei*** SZELENYI, 1941 : citée d'Allemagne (DE ROND, 2001).
- ***Goniozus disjuncta*** (KIEFFER, 1926) : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956).
- ***Goniozus distigmus*** THOMSON, 1862 : citée de Belgique (PAULY *et al.*, *in prep.*).
- ***Goniozus gestroi*** (KIEFFER, 1904) : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Goniozus punctatus*** KIEFFER, 1905 : citée d'Italie (OLMI, 1994).

Epyrinae

Anisepyris KIEFFER, 1905

▪ ***Anisepyris pallidipennis* (KIEFFER, 1906)**
= *Rhabdepyris pallidipennis* KIEFFER, 1906

Espèce signalée de France dans BERNARD (1935a). Cette

espèce est rattachée au genre *Anisepyris* par AZEVEDO *et al*. (2018) même si ce rapprochement peut sembler surprenant car ce genre est considéré par ces mêmes auteurs comme néarctique et néotropical. Le type étant perdu (GORDH & MÓCZÁR, 1990), il serait donc particulièrement intéressant de retrouver le spécimen identifié comme *Anisepyris pallidipennis* KIEFFER par BERNARD.

Répartition : Hongrie, Espagne (GORDH & MÓCZÁR, 1990), France (BERNARD, 1935a). France : Var.

Epyris WESTWOOD, 1832

▪ ***Epyris arcuatus* KIEFFER, 1906**

Espèce décrite de France par KIEFFER & MARSHALL (1906), non signalée depuis sa description.

Répartition : France (Bouches-du-Rhône).

▪ ***Epyris bilineatus* THOMSON, 1862**
= *Epyris bilineata* THOMSON, 1862
= *Epyris fraternus* WESTWOOD, 1874
= *Epyris saeva* WESTWOOD, 1874
= *Epyris multidentatus* KIEFFER, 1906
= *Epyris multidentatus* var. *angustipennis* KIEFFER, 1906

Espèce signalée de France dans KIEFFER & MARSHALL (1906), BERNARD (1935b) considère l'espèce commune dans le Var.

Répartition : Toute l'Europe (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Var, Yvelines (BERLAND, 1928), Haute-Loire (MANEVAL, 1932).

▪ ***Epyris brevipennis* KIEFFER, 1906**
= *Epyris brevipennis* var. *meridionalis* DUCHAUSSOY, 1916

Espèce décrite de France dans KIEFFER & MARSHALL (1906), semble commune sur le littoral du Nord de l'Europe (DE ROND, 2004, *obs. pers.*).

Répartition : Belgique, France, Roumanie (GORDH & MÓCZÁR, 1990), Belgique (PAULY *et al*., *in prep.*), Pays-Bas (de ROND 2004). France : Nord, Somme, Landes (BERLAND, 1928), Var (BERNARD, 1935b).

▪ ***Epyris foveatus* KIEFFER, 1904**

Espèce signalée de France par NAGY (1970).

Répartition : France et Italie (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Haute-Garonne.

▪ ***Epyris gaullei* KIEFFER, 1906**

Espèce décrite de France dans KIEFFER & MARSHALL (1906), à nouveau signalée par BERNARD (1935b).

Répartition : France et Italie (GORDH & MÓCZÁR, 1990) France : Yvelines (KIEFFER & MARSHALL, 1906), Var (BERNARD, 1935b).

▪ ***Epyris hemipterus* KIEFFER, 1906**
= *Rhabdepyris hemipterus* KIEFFER, 1906

Espèce décrite de France par KIEFFER & MARSHALL (1906), non signalée depuis sa description.

Répartition : France (Landes).

▪ ***Epyris marshalli* KIEFFER, 1906**

Espèce décrite de France par KIEFFER & MARSHALL (1906).

Répartition : France, Espagne, Tunisie, Roumanie, Israël (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Bouches-du-Rhône.

▪ ***Epyris maximus* BERLAND, 1928**

Espèce décrite de France dans BERLAND (1928). De rares captures françaises sont mentionnées par MANEVAL (1932).

Répartition : France et Roumanie (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Allier, Pyrénées (BERLAND, 1928), Haute-Loire (MANEVAL, 1932).

▪ ***Epyris niger* WESTWOOD, 1832**

Espèce signalée de France par KIEFFER & MARSHALL (1906). BERLAND (1928) la cite de nombreuses localités et ARLÉ (1929) considère l'espèce comme commune.

Répartition : toute l'Europe, Égypte (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Charente-Maritime, Corrèze, Finistère, Haut-Rhin, Hérault, Loire-Atlantique, Maine-et-Loire, Seine-Maritime, Yvelines (BERLAND, 1928), Yonne (ARLÉ, 1929).

▪ ***Epyris pallidinervis* (KIEFFER, 1904)**
= *Rhabdepyris pallidinervis* KIEFFER, 1904

Espèce signalée de France dans BERNARD (1935b).

Répartition : Pays-Bas (GORDH & MÓCZÁR, 1990), France (BERNARD, 1935b). France : Var.

Holepyris KIEFFER, 1904

▪ ***Holepyris crenulatus* KIEFFER, 1906**
= *Holepyris breviscutellatus* KIEFFER, 1906

Espèce décrite de France par KIEFFER & MARSHALL (1906). BERLAND (1928) la cite de plusieurs localités et BERNARD (1934) considère l'espèce comme commune dans le Var.

Répartition : France (Drôme, Hérault, Var, Corse).

▪ ***Holepyris erythroderes* MARSHALL, 1906**

Espèce décrite de France par KIEFFER & MARSHALL (1906).

Répartition : France et Maroc (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Corse.

▪ ***Holepyris fuscipennis* KIEFFER, 1906**

Espèce signalée de France par BERNARD (1934).

Répartition : Tunisie (GORDH & MÓCZÁR, 1990), France (BERNARD, 1934). France : Var.

▪ ***Holepyris lavagnei* DUCHAUSSOY, 1916**

Espèce décrite de France par DUCHAUSSOY (1916), non signalée depuis sa description. MANEVAL (1935) propose de mettre cette espèce en synonymie avec *Holepyris pedestris* KIEFFER. Cependant, *H. lavagnei* est considérée comme une espèce valide par GORDH & MÓCZÁR (1990) et AZEVEDO *et al*. (2018). Non signalée depuis sa description.

Répartition : France (Hérault).

▪ ***Holepyris maculipennis* MARSHALL, 1874**
= *Isobrachium maculipenne* MARSHALL, 1874
= *Holepyris maculipennis* KIEFFER, 1906
= *Holepyris maculipennis* var. *erythropus* KIEFFER, 1906

Espèce décrite de Corse dans MARSHALL (1874). BERNARD (1934) considère l'espèce comme assez commune dans le Var.

Répartition : France et Espagne (GORDH & MÓCZÁR). France : Corse (MARSHALL, 1874), Var (BERNARD, 1934).

▪ ***Holepyris neglectus* KIEFFER, 1906**

Espèce signalée de France par BERNARD (1934).

Répartition : Hongrie (GORDH & MÓCZÁR, 1990), France (BERNARD, 1934). France : Var.

▪ ***Holepyris rufitarsis* KIEFFER, 1906**

Espèce signalée de France par BERNARD (1934).

Répartition : Italie (GORDH & MÓCZÁR, 1990), France (BERNARD, 1934). France : Var.

Laelius ASHMEAD, 1893

▪ ***Laelius anthrenivorus* TRANI, 1909**

Espèce signalée de France dans VANCE & PARKER (1932).

Répartition : France, Italie, Roumanie (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Var.

▪ ***Laelius bipartitus* KIEFFER, 1906**

Espèce décrite de France dans KIEFFER & MARSHALL (1906), non signalée depuis sa description.

Répartition : France (Landes).

▪ ***Laelius borealis* VIKBERG, 2005**

Espèce citée de France ici pour la première fois, décrite et connue seulement de Suède (VIKBERG & KOPONEN, 2005).

Matériel examiné

Oise (60) : Cuise-la-Motte, 1 ♀, 18.III.2020, spécimen capturé en intérieur (*leg.* M. BERTRAND, *coll.* E. MARHIC).

Cette espèce a été identifiée à l'aide de la révision de VIKBERG & KOPONEN (2005), dont les auteurs n'ont pu examiner tous les types européens et sa validité est peut-être à remettre en question (DE ROND, *comm. pers.*).

▪ ***Laelius femoralis* FÖRSTER, 1860**
= *Bethylus femoralis* FÖRSTER, 1860
= *Allepyris microneurus* KIEFFER, 1906
= *Allepyris nigricrus* KIEFFER, 1906

Espèce signalée de France par KIEFFER & MARSHALL (1906) sous les noms d'*Allepyris microneurus* KIEFFER et *Allepyris nigricrus* KIEFFER (synonymisés par BERLAND), à nouveau signalée par MANEVAL (1935) et BERNARD (1939). *L. femoralis* FÖRSTER et *L. microneurus* KIEFFER ont été mis en synonymie très récemment (DE ROND *in* NOTTON *et al.*, 2014).

Répartition : Allemagne, Finlande, Suède, France, Belgique, Japon (GORDH & MÓCZÁR, 1990), Pays-Bas (DE ROND, 2004). France : Seine-Maritime, Haute-Saône (BERLAND, 1928), Haute-Loire (MANEVAL, 1935), Pyrénées-Orientales (BERNARD, 1939).

▪ ***Laelius foersteri* KIEFFER, 1914**
= *Laelius rufipes* KIEFFER, 1906
= *Bethylus rufipes* FÖRSTER, 1860

Espèce signalée de France par BERNARD (1939).

Répartition : Allemagne (GORDH & MÓCZÁR, 1990) France (BERNARD, 1939). France : Pyrénées-Orientales.

▪ ***Laelius fumimarginalis* VIKBERG, 2005**

Espèce citée de France ici pour la première fois, décrite et connue seulement de Suède (VIKBERG & KOPONEN, 2005).

Matériel examiné

Yvelines (78) : Maurecourt, 1 ♂ ; 15.X.2020, 1 ♂ ; 15.I.2021, 1 ♀, 15.III.2021 ; 1 ♂, 07.X.2021. Spécimens capturés en intérieur (*leg.* & *coll.* E. MARHIC).

Cette espèce (figure 2) a été identifiée à l'aide de la révision de VIKBERG & KOPONEN (2005) pour laquelle les auteurs n'ont pu examiner tous les types européens et sa validité est peut-être à remettre en question (DE ROND, *comm. pers.*).

Figure 2. *Laelius fumimarginalis* VIKBERG, 2005 [mâle]. Cliché P. VIGNAC.

▪ ***Laelius pedatus* (SAY, 1836)**
= *Bethylus pedatus* SAY, 1836
= *Ateleopterus nubilipennis* ASHMEAD, 1887
= *Bethylus constrictus* ASHMEAD, 1893
= *Laelius tricarinatus* ASHMEAD, 1893
= *Laelius rufipes* ASHMEAD, 1893
= *Laelius nigripilosus* ASHMEAD, 1893
= *Laelius ashmeadi* KIEFFER, 1908
= *Laelius fumipennis* BRUES, 1910

Espèce (figure 3) citée de France ici pour la première fois, elle est cependant connue de plusieurs pays européens : Grande-Bretagne (NOTTON *et al.*, 2014), Pays-Bas (HEITMANS, 1998) et Finlande (VIKBERG & KOPONEN, 2005). Cette espèce semble vivre uniquement en intérieur (notamment dans les musées) où elle parasite des Coléoptères Dermestidae ravageurs de collections des genres *Anthrenus* et *Trogoderma* (NOTTON, 2016).

Matériel examiné

Yvelines (78) : Maurecourt, 1 ♂, 15.X.2020 ; 1 ♂, 15.I.2021 ; 1 ♀, 15.III.2021 ; 1 ♂, 07.X.2021. Spécimens capturés en intérieur (*leg.* & *coll.* E. MARHIC).

Répartition : Amérique du Nord, Brésil (GORDH & MÓCZÁR, 1990), Grande-Bretagne (NOTTON *et al.*, 2014), Pays-Bas (HEITMANS, 1998) et Finlande (VIKBERG & KOPONEN, 2005).

Figure 3. *Laelius pedatus* (SAY, 1836) [femelle]. Cliché P. VIGNAC.

▪ ***Laelius perrisi* KIEFFER, 1906**

Espèce décrite de France par KIEFFER & MARSHALL (1906), non signalée depuis sa description.

Répartition : France (Landes).

▪ ***Laelius tibialis* KIEFFER, 1906**

Espèce décrite de France par KIEFFER & MARSHALL (1906), non signalée depuis sa description.

Répartition : France (Landes).

Epyrinae à rechercher

- ***Epyris apterus*** CAMERON, 1888 : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956).
- ***Epyris fuscipes*** (KIEFFER, 1906) : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Epyris hispanicum*** (CAMERON, 1881) : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956).
- ***Epyris longicollis*** KIEFFER, 1906 : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956).
- ***Epyris minor*** KIEFFER, 1906 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Epyris myrmecophilus*** (KIEFFER, 1904) : citée de Belgique (PAULY *et al., in prep.*) et d'Allemagne (DE ROND, 2001).
- ***Epyris nigricornis*** (NEES, 1834) : citée d'Allemagne (DE ROND, 2001).
- ***Epyris quinquecarinatus*** KIEFFER, 1906 : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956).
- ***Epyris sublevis*** KIEFFER, 1904 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Holepyris bidentatus*** KIEFFER, 1904 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Holepyris dubius*** KIEFFER, 1904 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Holepyris glabratus*** (FABRICIUS, 1798) : citée d'Angleterre (PERKINS, 1976).
- ***Holepyris hyalinipennis*** KIEFFER, 1904 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Holepyris inermis*** KIEFFER, 1906 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Holepyris lineatus*** KIEFFER, 1906 : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956).
- ***Holepyris multidentatus*** KIEFFER, 1911 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Holepyris nigerrimus*** KIEFFER, 1906 : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956).
- ***Holepyris pedestris*** KIEFFER, 1904 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Holepyris punctaticollis*** KIEFFER, 1906 : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956).
- ***Holepyris sylvanidis*** (BRÈTHES, 1913) : citée d'Angleterre (PERKINS, 1976) et de Belgique (PAULY *et al., in prep.*).
- ***Holepyris tibialis*** KIEFFER, 1906 : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956).
- ***Holepyris tricarinatus*** KIEFFER, 1906 : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956).
- ***Laelius elisae*** RUSSO, 1938 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Laelius fulvipes*** KIEFFER, 1906 : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956) et d'Italie (OLMI, 1994).

Mesitinae

Anaylax MÓCZÁR, 1970

▪ ***Anaylax pillaulti* MÓCZÁR, 1970**

Espèce décrite de France dans MÓCZÁR (1970a), non signalée depuis sa description.

Répartition : France (Pyrénées-Orientales).

Clytrovorus NAGY, 1972

▪ ***Clytrovorus horvathi* (KIEFFER, 1906)**
= *Mesitius horvathi* KIEFFER, 1906

Espèce signalée de France dans NAGY (1969).

Répartition : France, Hongrie, Roumanie (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Haute-Loire.

Gerbekas ARGAMAN, 2003

▪ ***Gerbekas carcelii* (WESTWOOD, 1874)**
= *Mesitius carcelii* WESTWOOD, 1874
= *Heterocoelia carcelii* (WESTWOOD, 1874)
= *Mesitius carcelii* var. *gracilis* KIEFFER, 1906
= *Mesitius carcelii* var. *obscurus* KIEFFER, 1906

Espèce signalée de France par KIEFFER & MARSHALL (1906). BERLAND (1928) la cite de plusieurs localités, tout comme PICARD (1932).

Répartition : Méditerrannée (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Drôme, Var, Bouches-du-Rhône, Corse (BERLAND, 1928), Hérault (PICARD, 1932).

Heterocoelia DAHLBOM, 1854

▪ ***Heterocoelia cursor* (KIEFFER, 1906)**
= *Mesitius cursor* KIEFFER, 1906
= *Codorcas cursor* (KIEFFER, 1906)
= *Mesitius cursor* var. *picardi* HOFFER, 1936

Espèce signalée de France par PICARD (1932).

Répartition : Espagne, France, Autriche, République Tchèque, Hongrie, Roumanie, Yougoslavie (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Hérault.

▪ ***Heterocoelia nagyi* (MÓCZÁR, 1969)**
= *Mesitius nagyi* MÓCZÁR, 1969

Espèce décrite de France par MÓCZÁR (1969).

Répartition : Espagne, France, Italie, Grèce, Roumanie (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Vaucluse et Corse.

▪ ***Heterocoelia nitida* (KIEFFER, 1906)**
= *Mesitius nitida* KIEFFER, 1906

Espèce signalée de France par PICARD (1932)

Répartition : Espagne, France, Algérie, Tunisie (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Hérault.

▪ ***Heterocoelia ruficollis* (KIEFFER, 1906)**
= *Mesitius ruficollis* KIEFFER, 1906

Espèce décrite de France par KIEFFER & MARSHALL (1906), signalée à nouveau par BERLAND (1928) puis PICARD (1932).

Répartition : France et Roumanie (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Pyrénées-Orientales, Corse (BERLAND, 1928), Hérault (PICARD, 1932).

Mesitius SPINOLA, 1853

▪ ***Mesitius africanus* KIEFFER, 1906**
= *Mesitius africanus africanus* MÓCZÁR, 1970
= *Mesitius africanus lugubris* NAGY, 1970

Espèce signalée de France par PICARD (1932).

Répartition : Espagne, France, Algérie, Maroc (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Hérault.

▪ ***Mesitius ghilianii* SPINOLA, 1851**
= *Scleroderma mutilloides* COSTA, 1864
= *Mesitius brevipennis* CAMERON, 1889
= *Mesitius hemipterus* KIEFFER, 1906
= *Mesitius hemipterus* var. *nigrescens* PICARD, 1932

Espèce signalée de France par PICARD (1932).

Répartition : Méditerrannée (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Hérault.

▪ ***Mesitius rufithorax* WESTWOOD, 1874**
= *Mesitius cursitans* KIEFFER, 1906

Espèce signalée de France par PICARD (1932).

Répartition : Espagne, France, Algérie, Maroc (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Hérault.

Metrionotus MÓCZÁR, 1970

▪ ***Metrionotus pyrenaicus* (KIEFFER, 1906)**
= *Mesitius pyrenaicus* KIEFFER, 1906
= *Mesitius ruficollis* var. *pyrenaica* BERLAND, 1928

Espèce décrite de France par KIEFFER & MARSHALL (1906), à nouveau signalée par PICARD (1932).

Répartition : France (Pyrénées-Orientales, Hérault).

Mestinae à rechercher

- ***Bradepyris proximus*** (KIEFFER, 1906) : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956).
- ***Heterocoelia halidaii*** (WESTWOOD, 1874) : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Heterocoelia halidaiella*** (WESTWOOD, 1874) : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Heterocoelia hispanica*** (CAMERON, 1888) : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956).
- ***Heterocoelia hungarica*** (KIEFFER, 1906) : citée d'Allemagne (de Rond, 2001).
- ***Heterocoelia levicollis*** (KIEFFER, 1906) : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Heterocoelia nigriventris*** (DAHLBOM, 1845) : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956).
- ***Mesitius cameroni*** KIEFFER, 1906 : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al.*, 1956).
- ***Mesitius erythrothorax*** MARSHALL, 1906 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Mesitius szaboi*** MÓCZÁR, 1970 : citée d'Allemagne (DE ROND, 2001).
- ***Metrionotus nigriceps*** (KIEFFER, 1906) : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Parvoculus parvulus*** (KIEFFER, 1906) : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Sulcomesitius haemorrhoidalis*** (MAGRETTI, 1897) : citée d'Italie (OLMI, 1994).

Pristocerinae

Dissomphalus ASHMEAD, 1893

Dissomphalus claudivani ARGAMAN, 1989

Espèce signalée de France par ARGAMAN *et al.* (1991).

Répartition : Israël (GORDH & MÓCZÁR, 1990), France (ARGAMAN *et al.*, 1991). France : Corse.

Parasceroderma KIEFFER, 1904

▪ ***Parascleroderma berlandi* MANEVAL, 1930**

Espèce décrite de France par MANEVAL (1930), non signalée depuis sa description.

Répartition : France (MANEVAL, 1930), Italie (OLMI 1994). France : Loire.

▪ ***Parascleroderma scobiciae* KIEFFER *in* PICARD, 1919**

Espèce décrite de France par PICARD (1919), non signalée depuis sa description.

Répartition : France (Hérault).

▪ ***Parascleroderma sulcatifrons* (KIEFFER, 1908)**
= *Ceratepyris sulcatifrons* KIEFFER, 1908

Espèce décrite de France par KIEFFER (1908), puis nouvellement signalée par BERNARD (1936).

Répartition : France (Val-de-Marne, Var).

Figure 4. *Parascleroderma sulcatifrons* (KIEFFER, 1908) [mâle]. Cliché P. VIGNAC.

▪ ***Parascleroderma unicolor* (WESTWOOD, 1839)**
= *Sclerodermus unicolor* WESTWOOD, 1839

Espèce décrite de France par WESTWOOD (1839).

Répartition : Espagne, Marco, France, Allemagne, Italie (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Haute-Saône.

Pseudisobrachium KIEFFER, 1904

- ***Pseudisobrachium atriceps* (KIEFFER, 1910)**
  = *Psilobethylus atriceps* KIEFFER, 1910

Espèce décrite de France par KIEFFER (1910), non signalée depuis sa description.

Répartition : France (Haute-Saône).

- ***Pseudisobrachium subcyaneum* (HALIDAY, 1838)**
  = *Epyris subcyaneum* HALIDAY, 1838
  = *Epyris halidaii* WESTWOOD, 1874
  = *Pseudisobrachium carpentieri* KIEFFER, 1906
  = *Pseudisobrachium carpentieri* var. *septemfasciatum* KIEFFER, 1906
  = *Pseudisobrachium cantianum* CHITTY, 1906
  = *Pseudisobrachium concolor* KIEFFER, 1906

Espèce signalée de France par KIEFFER & MARSHALL (1906), puis par BERLAND (1928), ARLÉ, (1929) et BERNARD (1935b).

Répartition : toute l'Europe (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Charente-Maritime, Somme, Yvelines, Landes (BERLAND, 1928), Yonne (ARLÉ, 1929), Var (BERNARD, 1935b).

Pristocerinae à rechercher

- ***Acrepyris masii*** (SOIKA, 1933) : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Anisobrachium incertum*** KIEFFER, 1906 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Dissomphalus luteus*** (KIEFFER, 1906) : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Dissomphalus proximus*** (KIEFFER, 1904) : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al*., 1956).
- ***Parascleroderma cisnora*** ARGAMAN, 1988 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Parascleroderma fiturcata*** ARGAMAN, 1988 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Parascleroderma fuscipennis*** (KIEFFER, 1905) : citée d'Allemagne (DE ROND, 2001).
- ***Parascleroderma fulviceps*** KIEFFER, 1906 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Parascleroderma hindola*** ARGAMAN, 1988 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Parascleroderma nigriceps*** KIEFFER, 1904 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Parascleroderma rugulosum*** KIEFFER, 1906 : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al*., 1956) et d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Parascleroderma varlinda*** ARGAMAN, 1988 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Pristocera depressa*** (FABRICIUS, 1805) : citée d'Angleterre (PERKINS, 1976), d'Espagne (CEBALLOS *et al*., 1956), d'Allemagne (DE ROND, 2001) et d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Pseudisobrachium intermedium*** KIEFFER, 1904 : citée d'Italie (OLMI, 1994).

Scleroderminae

Acephalonomia STREJČEK, 1990

- ***Acephalonomia cisidophaga* STREJČEK, 1990**
  = *Cephalonomia cisidophaga* (STREJČEK, 1990)

Espèce citée de France ici pour la première fois. Le statut du genre *Acephalonomia* est toujours discuté (DE ROND, 2001 ; COLOMBO & AZEVEDO, 2020) et pourrait changer (DE ROND, *comm. pers*.). La nomenclature suivie ici est la plus récemment utilisée (COLOMBO & AZEVEDO, 2020).

Répartition : République Tchèque, Slovaquie (COLOMBO & AZEVEDO, 2020), Allemagne (DE ROND, 2001).

Matériel examiné
Allier (03) : Broût-Vernet, 1 ♀, 08.VIII.1907 (*coll*. H. DU BUYSSON / MNHN, Paris).

La femelle examinée ici appartient à la forme macroptère de l'espèce.

Cephalonomia WESTWOOD, 1833

- ***Cephalonomia formiciformis* WESTWOOD, 1833**
  = *Holopedina (Scleroderma) polypori* FÖRSTER, 1850
  = *Cephalonomia formiciformis* var. *sulcata* KIEFFER, 1906

Espèce signalée de France par KIEFFER & MARSHALL (1906).

Répartition : Toute l'Europe (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Landes (KIEFFER & MARSHALL, 1906), Haute-Marne (MANEVAL, 1935).

- ***Cephalonomia gallicola* (ASHMEAD, 1887)**
  = *Sclerochroa gallicola* ASHMEAD, 1887
  = *Holopedina nubilipennis* ASHMEAD, 1887
  = *Ateleopterus nubilipennis* ASHMEAD, 1887
  = *Cephalonomia xambeui* GIARD, 1898
  = *Cephalonomia quadridentata* DUCHAUSSOY, 1920
  = *Cephalonomia strandi* HOFFER, 1936

Espèce signalée de France par GIARD (1898).

Répartition : Toute l'Europe, Algérie, Tunisie, États-Unis (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : probablement Pyrénées-Orientales.

- ***Cephalonomia hypobori* KIEFFER *in* PICARD, 1919**
  = *Cephalonomia nigricornis* SARRA, 1930

Espèce décrite de France par PICARD (1919).

Répartition : France, Italie, Israël, Iran (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Hérault.

- ***Cephalonomia maculata* MANEVAL, 1935**

Espèce décrite de France par MANEVAL (1935), non signalée depuis sa description.

Répartition : France (Haute-Loire).

- ***Cephalonomia mycetophila* KIEFFER, 1906**

Espèce décrite de France par KIEFFER & MARSHALL (1906) et à nouveau signalée par BERLAND (1928) et MANEVAL (1935).

Répartition : France, Allemagne, Roumanie (GORDH & MÓCZÁR, 1990), Pays-Bas (DE ROND, 2019), Angleterre (BALDOCK, 2019). France : Indre-et-Loire (BERLAND, 1928), Somme (KIEFFER & MARSHALL, 1906).

- ***Cephalonomia nigrescens* KIEFFER, 1906**

Espèce décrite de France par KIEFFER & MARSHALL (1906), non signalée depuis sa description.

Répartition : France (Pyrénées)

- ***Cephalonomia rufa* KIEFFER, 1906**

Espèce décrite de France par KIEFFER & MARSHALL (1906), à nouveau signalée par BERLAND (1928).

Répartition : France, Italie, Roumanie (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Haute-Saône (KIEFFER & MARSHALL, 1906), Camargue (BERLAND, 1928).

▪ ***Cephalonomia venata* RICHARDS, 1939**

Espèce décrite de France par RICHARDS (1939), non signalée depuis sa description.

Répartition : France (Indre-et-Loire).

Glenosema KIEFFER, 1905

▪ ***Glenosema merceti* (KIEFFER, 1906)**
= *Arysepyris merceti* KIEFFER, 1906

Espèce décrite de France par KIEFFER & MARSHALL (1906), retrouvée par BERNARD (1935b). BERLAND (1928) propose la mise en synonymie avec *G. nigra* KIEFFER. Cependant, GORDH & MÓCZÁR (1990) tout comme AZEVEDO *et al.* (2018) considèrent les deux espèces comme valides.

Répartition : Espagne, France, Italie (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Landes (KIEFFER & MARSHALL, 1906) Var (BERNARD, 1935b).

▪ ***Glenosema nigra* KIEFFER, 1906**

Espèce décrite de France par KIEFFER & MARSHALL (1906), non signalée depuis sa description.

Répartition : France (Hérault).

▪ ***Glenosema occitanica* TUSSAC & TUSSAC, 2005**

Espèce décrite de France par TUSSAC & TUSSAC (2005).

Répartition : France (Lot, Tarn-et-Garonne).

Plastanoxus KIEFFER, 1904

▪ ***Plastanoxus laevis* (ASHMEAD, 1893)**
= *Anoxus laevis* ASHMEAD, 1893

Espèce signalée de France par RASPLUS *et al*. (2010).

Répartition : Amérique du Nord, Colombie, Argentine, Brésil, Italie (GORDH & MÓCZÁR, 1990), France, Espagne, Israël (RASPLUS *et al*., 2010). France : Dordogne, Hérault, Tarn-et-Garonne (RASPLUS *et al*., 2010)

▪ ***Plastanoxus* sp.**

Un spécimen de *Plastanoxus* capturé dans un chêne dépérissant dans le cadre du projet *Canopée* mené par l'université d'Orléans semble différer des autres espèces européennes connues (DE ROND, *comm. pers.*) et s'approcher de *Plastanoxus evansi* GORBATOVSKY, 1995. Un deuxième spécimen envoyé à l'auteur fin 2021 semble appartenir à la même espèce. Des investigations supplémentaires sont nécessaires afin de clarifier le statut du spécimen.

Matériel examiné
Cher (18) : Vierzon, 1 ♀, 07.V.2019 (*leg.* Université Orléans, *coll.* E. MARHIC). **Eure-et-Loir (28)** : Montigny-sur-Avre, 1 ♀, 01.VII.2021 (*leg.* R. MAHAUT, *coll.* E. MARHIC).

Sclerodermus LATREILLE, 1809

▪ ***Sclerodermus abdominalis* WESTWOOD, 1839**

Espèce décrite de France par WESTWOOD (1839).

Répartition : France et Italie (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Bouches-du-Rhône (WESTWOOD, 1839).

▪ ***Sclerodermus ateleopterus* (FÖRSTER, 1851)**
= *Ateleopterus ateleopterus* FÖRSTER, 1851

Espèce décrite de France dans FÖRSTER (1851), non signalée depuis sa description.

Répartition : France (pas de localité).

▪ ***Sclerodermus brevicornis* KIEFFER, 1906**

Espèce signalée de France par KIEFFER (1914).

Répartition : France, Italie, Algérie (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Allier (KIEFFER, 1914).

▪ ***Sclerodermus domesticus* KLUG *in* LATREILLE, 1809**

Espèce signalée de France par KIEFFER & MARSHALL (1906). BERLAND (1928) la cite de plusieurs localités.

Répartition : toute l'Europe, Israël (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Charente-Maritime, Drôme, Paris (BERLAND, 1928).

▪ ***Sclerodermus fonscolombei* WESTWOOD, 1881**

Espèce décrite de France dans WESTWOOD (1881), à nouveau signalée par BERNARD (1935b).

Répartition : France : Bouches-du-Rhône (WESTWOOD, 1881), Var (BERNARD, 1935b).

▪ ***Sclerodermus fuscicornis* WESTWOOD, 1839**

Espèce décrite de France dans WESTWOOD (1839), une deuxième localité donnée par KIEFFER & MARSHALL (1906).

Répartition : France, Italie, Grèce (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Bouches-du-Rhône (WESTWOOD, 1839), Paris (KIEFFER & MARSHALL, 1906).

▪ ***Sclerodermus nitidus* WESTWOOD, 1839**

Espèce décrite de France par WESTWOOD (1839).

Répartition : France (Sud).

▪ ***Sclerodermus piceus* WESTWOOD, 1839**

Espèce signalée de France par BERLAND (1928).

Répartition : France, Albanie, Grèce (GORDH & MÓCZÁR, 1990). France : Pyrénées-Orientales (BERLAND, 1928).

Scleroderminae à rechercher

- ***Cephalonomia benoiti*** GUIGLIA, 1956 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Cephalonomia brevipennis*** KIEFFER, 1906 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Cephalonomia cursor*** WESTWOOD, 1881 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Cephalonomia hammi*** RICHARDS, 1939 : citée d'Angleterre (PERKINS, 1976) et d'Allemagne (DE ROND, 2001).
- ***Cephalonomia nigriventris*** MASI, 1933 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Cephalonomia pontina*** CERRUTI, 1957 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Cephalonomia tarsalis*** (ASHMEAD, 1893) : citée d'Angleterre (PERKINS, 1976) et d'Allemagne (DE ROND, 2001).
- ***Cephalonomia waterstoni*** GAHAN, 1931 : citée d'Angleterre (PERKINS, 1976)

- ***Glenosema bifoveatus*** (KIEFFER, 1906) : citée d'Espagne (CEBALLOS *et al*., 1956).
- ***Glenosema caprae*** (MASI, 1933) : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Plastanoxus chittendenii*** (ASHMEAD, 1893) : citée d'Angleterre (PERKINS, 1976).
- ***Plastanoxus munroi*** RICHARDS, 1939 : citée d'Angleterre (PERKINS, 1976).
- ***Plastanoxus wetwoodi*** (KIEFFER, 1914) : citée d'Italie (OLMI, 1994) et d'Angleterre (PERKINS, 1976).
- ***Sclerodermus cereicollis*** KIEFFER, 1904 : citée d'Italie (OLMI, 1994).
- ***Sclerodermus fuscus*** WESTWOOD, 1839 : citée d'Allemagne (DE ROND, 2001).
- ***Sclerodermus rufescens*** (NEES, 1834) : citée d'Allemagne (DE ROND, 2001).

DISCUSSION

Sans faire l'objet de révisions ou de faunes complètes, la plupart des pays limitrophes à la France ont fait – ou sont sur le point de faire – l'objet de listes taxonomiques plus récentes que la *Faune de France* de BERLAND (1928) : Espagne (CEBALLOS *et al*., 1956), Italie (OLMI, 1994), Allemagne (DE ROND, 2001), Royaume-Uni (PERKINS, 1976) et Belgique (PAULY *et al*., *in prep*.). La comparaison de ces listes avec celle du présent document (tableau II) permet de conclure à une diversité spécifique des Bethylidae français proche de celle des espèces italiennes.

Cette liste est loin d'être définitive et, en comparaison à d'autres régions du globe, la faune des Bethylidae d'Europe est encore particulièrement mal connue (AZEVEDO, *comm. pers*.), notamment pour la région méditerranéenne où seule la sous-famille des Mesitiinae a été traitée de manière globale par des auteurs tels que PICARD (1932), ARGAMAN (2003) et MÓCZÁR (1970a, 1970b, 1971). Plusieurs espèces signalées des pays voisins pourraient être présentes en France. En outre, plusieurs spécimens capturés en France par BERNARD (1935a, 1939) et d'autres spécimens contenus dans les collections du MNHN (Paris) semblent appartenir à des espèces nouvelles pour la science qui mériteraient d'être décrites.

Tableau II. Nombre d'espèces de Bethylidae connues dans quelques pays d'Europe de l'Ouest.

Pays	Nombre d'espèces
Belgique (PAULY *et al*., *in prep*.)	15
Royaume-Unis (PERKINS, 1976)	20
Allemagne (DE ROND, 2001)	36
Espagne (CEBALLOS *et al*., 1956)	43
France (ce travail)	76
Italie (OLMI, 1994)	80

REMERCIEMENTS

Je remercie les différentes personnes et organismes qui m'ont transmis leurs spécimens de Bethylidae pour étude : Michel BERTRAND (Oise, France), Roxanne MAHAUT (Eure-et-Loir, France), Jean-Luc VAGO (Nord, France), Paul VIGNAC (Seine-Maritime, France) que je remercie aussi pour les photographies des spécimens, Damien TOP (Conservatoire d'Espaces Naturels Hauts-de-France, France), Élodie LE SOUCHU et Aurélien SALLÉ (Université d'Orléans, France). Je remercie aussi Bernardo SANTOS et Agnièle TOURET-ALBY du MNHN (Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris, France) de m'avoir guidé lors de ma première visite des collections de Bethylidae du Muséum. Merci aussi à Jérôme CARMINATI (Doubs, France) pour sa relecture attentive. Je tiens à remercier particulièrement Jeroen DE ROND (Lelystad, Pays-Bas) qui m'accompagne depuis mes débuts dans l'étude des Bethylidae de France et a accepté de réviser cet article. Enfin, j'adresse ma gratitude à Massimo OLMI (Université de Tuscie, Viterbe, Italie) pour sa relecture et ses encouragements, et à Tanguy JEAN (Ille-et-Vilaine, France) pour ses conseils et son aide dans l'amélioration du manuscrit.

RÉFÉRENCES

ARLÉ, R., (1929). Note sur quelques Béthylides (Hym.) capturés aux environs d'Auxerre (Yonne), avec la description d'une espèce nouvelle du genre *Bethylus* LATR. *Bulletin de la Société entomologique de France*, **34**(4): 61–63. https://doi.org/10.3406/bsef.1929.28105

ARGAMAN, Q., J. OROUSSET & J. CASEVITZ-WEULERSSE (1991 ["1990"]). New Pristocerine species for the fauna of France (Hym. Bethylidae Pristocerinae). *Entomologica Gallica*, **2**(3): 151–153.

ARGAMAN, Q. (2003). Generic synopsis of Mesitinae KIEFFER, 1914 (Hymenoptera: Bethylidae). *Entomofauna*, **24**(4): 61–96. https://www.zobodat.at/pdf/ENT_0024_0061-0095.pdf [accessed 15 October 2021]

AZEVEDO, C. O., I. D. C. C. ALENCAR, M. S. RAMOS, D. N. BARBAROSA, W. D. COLOMBO, J. M. R. VARGAS & J. LIM (2018). Global guide of the flat wasps (Hymenoptera, Bethylidae). *Zootaxa*, **4489**(1): 1–294. https://doi.org/10.11646/zootaxa.4489.1.1

BALDOCK, D. (2019). *Farnham Heath RSPB reserve, Tilford, Surrey. The full species list of aculeates recorded from June 2015 to July 2019 plus six specimens recorded previously*. Manuscript of the author. *Bees, Wasps & Ants Recording Society*, Midhurst, UK. https://bwars.com/sites/www.bwars.com/files/diary_downloads/Farnham%20Heath%20species%20list.pdf [accessed 15 October 2021]

BERLAND, L. (1928). *Faune de France* ***19***. *Hyménoptères vespiformes II*. Lechevalier, Paris, 208 pp. https://faunedefrance.org/bibliotheque/docs/L.BERLAND(FdeFr19)Hym.vespiformes2.pdf [accessed 15 October 2021]

BERLAND, L. (1976). *Atlas des Hyménoptères de France Belgique, Suisse. Tome I. Tenthrèdes, parasites, porte-aiguillon (Béthylides)*. Boubée, Paris. 157 pp.

BERNARD, F. (1934). Hyménoptères nouveaux ou peu connus rencontrés à Fréjus (Var). Renseignements sur quelques Aculéates peu répandus. *Bulletin de la Société entomologique de France*, **39**(4): 58–62. https://doi.org/10.3406/bsef.1934.14690

BERNARD, F. (1935a). Hyménoptères nouveaux ou peu connus rencontrés à Fréjus (Var) (3e note). Bethyloïdes nouveaux pour la France, avec la description d'un Dryinide *Chelothelius Berlandi*, n. sp. *Bulletin de la Société entomologique de France*, **40**(1): 40–42. https://doi.org/10.3406/bsef.1935.14829

BERNARD, F. (1935b). Hyménoptères prédateurs des environs de Fréjus. *Annales de la Société entomologique de France*, **104**(1): 31–72. https://gallica.bnf.fr/ark:/12148/bpt6k5458710m/f37.item [accessed 15 October 2021]

BERNARD, F. (1936). Hyménoptères nouveaux ou peu connus en France (5e note). Remarques sur la faune des étangs méditerranéens littoraux. *Bulletin de la Société entomologique de France*, **41**(17): 285–290. https://doi.org/10.3406/bsef.1936.15052

BERNARD, F. (1939). Hyménoptères nouveaux ou peu connus en France (6e Note). Béthylides et Sphecoïdes du littoral méditerranéen. Bulletin de la Société entomologique de France. **44**(11–12): 164–167. https://doi.org/10.3406/bsef.1939.15386

CEBALLOS G., J. M. DUMSET Y ALONSO & J. JUNCO Y REYES (1956). *Catálogo de los Himenópteros de España*. Trabajos del Instituto Español de Entomologia, 554 pp.

COLOMBO, W. D. & C. O. AZEVEDO (2020). Revalidation of the polymorphic genus *Acephalonomia* (Hymenoptera: Bethylidae) and description of a new species from Micronesia. *European Journal of Entomology*, **117**: 235–242. https://doi.org/10.14411/eje.2020.025

DUCHAUSSOY, A. (1916). Description d'un nouveau Béthylide (Hyménoptères) de la France méridionale. *Miscellanea Entomologica*, **26**: 34–37.

FÖRSTER, A. (1851). Eine Centurie neuer Hymenopteren, beschrieben von Arn. FÖRSTER in Aachen. Vierte und fünfte Dekade. *Decheniana, Verhandlungen des Naturhistorisches Vereins der Rheinlande und Westfalens*, **8**: 1–42.

GIARD, A. (1898). Sur les *Cephalonomia* (Hymén. Proctotryp.) parasites des larves de Ptinides. *Bulletin de la Société entomologique de France*, **3**(4): 50–52. https://doi.org/10.3406/bsef.1898.28588

GORDH, G. & L. MÓCZÁR (1990). A catalog of the world Bethylidae (Hymenoptera: Aculeata). *Memoirs of the American Entomological Institute*, **46**: 1–364.

HEDQVIST, K.-J. (1975). Notes on Embolemidae and Bethylidae in Sweden with descriptions of a new genus and species (Hym., Bethyloidea). *Entomologisk Tidskrift*, **96**(3–4): 121–132. https://www.sef.nu/download/entomologisk_tidskrift/et_vol_96_1975/ET-1975-121-132o.pdf [accessed 15 October 2021]

HEITMANS, W. R. B. (1998). *Laelius pedatus*: een nieuwe, exotische platwesp uit gebouwen in Nederland. *Bzzz/HymenoVaria*, **8**(1): 36–39. https://natuurtijdschriften.nl/pub/563506 [accessed 15 October 2021]

KIEFFER, J.-J. (1908). Description de quelques nouveaux Serphides. *Bulletin de la Société d'Histoire naturelle de Metz*, **25**: 1–7. https://lorraine-entomologie.org/webobs/biblio/docpdf/Kieffer1906-1149.pdf [accessed 15 October 2021]

KIEFFER, J.-J. (1910). Description de nouveaux Béthylides [Hymén.] *Annales de la Société entomologique de France*, **79**(1): 31–56. https://gallica.bnf.fr/ark:/12148/bpt6k54944358/f33.item [accessed 15 October 2021]

KIEFFER J.-J., (1914). *Das Tierreich* ***41***. *Hymenoptera Bethylidae*. R. Friedländer und Sohn, Berlin, 595 pp. https://doi.org/10.5962/bhl.title.1095

KIEFFER J.-J., & T. A. MARSHALL (1904-1906). Proctotrypides. pp. 289–551. *In*: E. ANDRÉ (ed.). *Species des Hyménopterès d'Europe & d'Algérie. Tome neuvième*. A. Hermann, Paris, 551 pp. + pls. I-XXI. https://doi.org/10.5962/bhl.title.10281

MANEVAL, H. (1930). Description et mœurs de l'adulte et de larve d'une espèce nouvelle du genre *Parascleroderma* [Hym. Bethylidae]. *Bulletin de la Société entomologique de France*, **35**(4): 53–61. https://doi.org/10.3406/bsef.1930.28253

MANEVAL, H. (1932). Notes recueillies sur les Hyménoptères. *Annales de la Société entomologique de France*, **101**(2): 85–110. https://gallica.bnf.fr/ark:/12148/bpt6k5458763r/f3.item [accessed 15 October 2021]

MANEVAL H., (1935). Béthylides, Dryinides et Embolemides nouveaux ou peu connus. *Annales de la Société entomologique de France*, **104**(1): 1–10. https://gallica.bnf.fr/ark:/12148/bpt6k5458710m/f7.item [accessed 15 October 2021]

MARSHALL, T. A. (1874). Description of a new European species of Bethylidae (Hymenoptera: *Oxyura*). *Entomologist's Monthly Magazine*, **10**: 222–223.

MÓCZÁR, L. (1969). New *Mesitius* species (Hymenoptera: Bethylidae). *Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae*, **15**(3–4): 371–377.

MÓCZÁR, L. (1970a). Mesitinae of world with new genera and species. I. (Hymenoptera: Bethylidae). *Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae*, **16**(1–2): 175–203.

MÓCZÁR, L. (1970b). Mesitinae of world, genera *Sulcomesitius* MÓCZÁR and *Metrionotus* MÓCZÁR. II. (Hymenoptera: Bethylidae). *Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae*, **16**(3–4): 409–451.

MÓCZÁR, L. (1971). Mestinae of world, genera "*Mesitius spinola*", *Pilomesitius* MÓCZÁR, *Parvoculus* MÓCZÁR, *Pycnomesitius* MÓCZÁR and *Heterocoelia* DAHLBOM. III. (Hymenoptera: Bethylidae). *Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae*, **17**(3–4): 295–332.

NAGY, C. G. (1969). Sur la sous-famille Mesitinae BERLAND (Hym., Bethylidae). *Lucrarile Stațiunea Zoologică Marină Agigea Romania*, **3**: 275–300.

NAGY, C. G. (1970). Contribution toward a revision of the European species of the genus *Epyris* WESTW. (Hym., Bethylidae). *Mitteilungen aus dem Museum für Naturkunde in Berlin*, **46**: 265–272. https://doi.org/10.1002/mmnz.19700460204

Notton, D. G. (2016). IPM News: The parasitic wasp *Laelius pedatus*, a parasitoid of museum beetles, is now established at the Natural History Museum, London. *NatSCA Notes & Comments*, **4**: 1–3. http://www.natsca.org/article/2296 [accessed 15 October 2021]

Notton, D. G., O. A. Popovici, C. Van Achterberg, J. de Rond & J. T. Burn (2014). Parasitoid wasps new to Britain (Hymenoptera: Platygastridae, Eurytomidae, Braconidae & Bethylidae). *European Journal of Taxonomy*, **99**: 1–20. https://doi.org/10.5852/ejt.2014.99

Olmi, M. (1994). Hymenoptera Bethylidae, Dryinidae, Sclerogibbidae, Embolemidae. *In*: A. Minelli, S. Ruffo & S. La Posta (ed.). *Checklist delle specie della fauna italiana*, **100**. Calderini, Bologna (Italia), 7 pp.

Pauly, A., J.-Y. Baugnée, M. Olmi & J. de Rond (*in prep.*). Nouvelle contribution à la connaissance des Bethylidae et Dryinidae de Belgique et des régions limitrophes (Hymenoptera). http://www.atlashymenoptera.net/page.aspx?id=109 [accessed 15 October 2021]

Perkins, J. F. (1976). *Handbooks for the Identification of British insects. Vol **VI**. Part 3(a). Hymenoptera Bethyloidea (excluding Chrysididae)*. Royal Entomological Society of London, London, 38 pp.

Picard, F. (1919). Contribution à l'étude du peuplement d'un végétal : la faune entomologique du figuier. *Annales de Service des Épiphyties*, **6**: 34–174.

Picard, F. (1932). Contribution à l'étude des *Mesitius* du bassin méditerranéen (Hymenoptera Bethylidae). *In*: Société Entomologique de France, *Livre du Centenaire*, pp. 403–414.

Rasplus, J.-Y., C. Villemant, M. R. Paiva, G. Delvare & A. Roques (2010). Hymenoptera. Chapter 12. *In*: A. Roques, M. Kenis, C. Lopez-Vaamonde, W. Rabitsch, J.-Y. Rasplus & D. Roy (ed.). *Arthropod invasions in Europe. BioRisk*, **4**(2): 669–676. https://doi.org/10.3897/biorisk.4.55

Richards, O. W. (1939). The British Bethylidae (s.l.) (Hymenoptera). *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, **89**(8): 185–344. https://doi.org/10.1111/j.1365-2311.1939.tb00740.x

Rond, J. de (2001). Entomofauna Germanica. 4. Verzeichnis der Hautflügler Deutschlands. Bethylidae. *Entomologische Nachrichten und Berichte*, **7**: 117–119. https://www.researchgate.net/publication/247777684_de_Rond_J_2001_Bethylidae_Entomofauna_Germanica_Band_4_Verzeichnis_der_Hautflugler_Deutschlands_Entomologische_Nachrichten_und_Berichte_Beiheft_7_117-119 [accessed 15 October 2021]

Rond, J. de (2004). Bethylidae. pp. 158–170. *In*: T. M J. Peteers, C. van Achterberg, W. R. B. Heitmans, W. F. Klein, V. Lefeber, A. J. van Loon, A. A. Mabelis, H. Nieuwen-Huijsen, M. Reemer, J. de Rond, J. Smit, H. H. W. Velthuis. *Nederlandse Fauna **6**. De Wespen en Mieren van Nederland (Hymenoptera Aculeata)*. Nationaal Natuurhistorisch Museum Naturalis, KNNV Uitgeverij, Leiden & European Invertebrate Survey, Leiden, The Netherlands, 507 pp. https://www.naturalmedia.nl/docs/Rond_J_de_2004_Wespen_en_mieren_van_Nederland_Chrysidoidea.pdf [accessed 15 October 2021]

Rond, J. de (2019). De platkopwesp *Cephalonomia mycetophila* nieuw voor de Nederlandse fauna (Hymenoptera: Bethylidae). *Nederlandse Faunistische Mededelingen*, **52**: 55–58. https://www.bestuivers.nl/Portals/5/Publicaties/Wespen_en_mieren_hoofdstukken/NederlandseFauna6_compleet.pdf [accessed 15 October 2021]

Tussac, H. & M. Tussac (2005). Contribution à l'étude du genre *Glenosema* et description d'une nouvelle espèce : *G. occitanica* (Hymenoptera, Bethylidae). *Bulletin de la Société entomologique de France*, **110**(4–5) : 435–437. https://doi.org/10.3406/bsef.2005.16265

Vance A. M., & H. L. Parker (1932). *Laelius anthrenivorus* Trani, an interesting bethylid parasite of *Anthrenus verbasci* L. in France. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, **34**: 1–7.

Vikberg V., & M. Koponen (2005). Contribution to the taxonomy of the Palaearctic species of the genus *Laelius* Ashmead, mainly from Finland and Sweden (Hymenoptera: Chrysidoidea: Bethylidae). *Entomologica Fennica*, **16**(1): 23–50. https://doi.org/10.33338/ef.84235

Vincent, A., P. Tillier, C. Vincent-Barbaroux, C. Bouget & A. Sallé (2020). Influence of forest decline on the abundance and diversity of Raphidioptera and Mecoptera species dwelling in oak canopies. *European Journal of Entomology*, **117**: 372–379. https://doi.org/10.14411/eje.2020.041

Westwood, J. O. (1839). XXXII. Monograph upon the hymenopterous genus *Scleroderma*. *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, **2**(3): 164–172. https://doi.org/10.1111/j.1365-2311.1836.tb00317.x

Westwood, J. O. (1881). VIII. Observations on the Hymenopterous genus *Scleroderma*, Klug, and some allied groups. *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, **29**(1): 117–140, pls. IV-VII. https://doi.org/10.1111/j.1365-2311.1881.tb01536.x

OSMIA
ISSN 2727-3806

Revue d'Hyménoptérologie
Journal of Hymenopterology
https://doi.org/10.47446/OSMIA

Volume 10
2022

ARTICLE

Soda maker for field anesthesia as a step towards a non-lethal identification of wild bees and other flower visitors

Megan TOULZAC[1] • **Mériem METHLOUTHI**[2] • **Adrien PERRARD**[3]

TOULZAC, M., M. METHLOUTHI & A. PERRARD (2022). Soda maker for field anesthesia as a step towards a non-lethal identification of wild bees and other flower visitors. *Osmia*, **10**: 25–34. https://doi.org/10.47446/OSMIA10.3

Abstract
Species identification is currently a strong limitation to wild pollinator studies. It requires killing specimens for laboratory analyses, which can pose ethical issues in some programs of conservation biology and citizen science. The recent development of image-based identification tools using machine learning could challenge the current paradigm of required specimen euthanasia for species identification. However, to be accurate, these new methods call for standardized images or images of precise characters that are difficult or even impossible to obtain on live specimens. To facilitate the acquisition of these pictures, we tested two *in-situ* CO_2 anesthesia protocols using material easily available, even in citizen science programs. We measured the time of anesthesia of 196 flower visitors belonging to the Hymenoptera and Diptera orders. The most efficient protocol enabled us to anesthetize 90 % of the specimens for more than a minute with a marginal mortality (1.5 %). Anesthesia time increased with specimen size in Hymenoptera and decreased with air temperature. Diptera were less sensitive to anesthesia. Further analyses would be required to investigate the potential sublethal effects of these anesthesia. These preliminary results suggest nonetheless that CO_2-based anesthesia could help the development of non-lethal methods of wild pollinator identifications.

Keywords | anesthesia duration • pollinators • Hymenoptera • Diptera • CO_2 • citizen science

L'anesthésie sur le terrain par machine à soda, un moyen de faciliter le développement de méthodes non létales d'identification des abeilles sauvages et autres visiteurs floraux

Résumé
L'une des limites actuelles à l'étude des pollinisateurs sauvages est la difficulté d'identifier ces insectes au niveau de l'espèce. Le développement d'outils d'identification sur images par intelligence artificielle ouvre de nouvelles perspectives par rapport au paradigme actuel d'euthanasie des spécimens pour les identifier en laboratoire. Cependant, l'obtention d'images de référence standardisées ou de caractères morpho-anatomiques précis nécessaires à ces outils est difficile, voire impossible sur un spécimen actif. Pour faciliter l'obtention de ces photos, nous avons testé deux protocoles d'anesthésie au CO_2 de spécimens sur le terrain avec un matériel accessible au grand public. Nous avons mesuré le temps d'anesthésie sur 196 visiteurs de fleurs, hyménoptères et diptères. Avec le protocole le plus performant, 90 % des insectes étaient anesthésiés pendant plus d'une minute. La mortalité due au traitement était marginale (1,5 %). La durée de l'anesthésie augmentait avec la température de l'air, ainsi qu'avec la taille des spécimens chez les hyménoptères. Les diptères étaient moins sensibles à l'anesthésie que les hyménoptères. Des études complémentaires seraient nécessaires pour appréhender les effets sublétaux potentiels de ces anesthésies. Néanmoins, l'anesthésie au CO_2 sur le terrain pourrait faciliter le développement de méthodes non-létales d'identification des pollinisateurs.

Mots-clefs | durée d'anesthésie • pollinisateurs • Hymenoptera • Diptera • CO_2 • science participative

Reçu • Received | 04 November 2021 || **Accepté • Accepted** | 06 June 2022 || **Publié (en ligne) • Published (online)** | 08 June 2022
Reviewers | J.-F. ODOUX • A. MICHELOT-ANTALIK || http://www.zoobank.org/5BBFDFCF-8E9B-4313-A291-FAC99BAF6466

Supplementary materials (on the website of the journal + archived in *Zenodo*) [https://doi.org/10.47446/OSMIA10.3]
Table S1. Data of specimens studied [saved at https://doi.org/10.5281/zenodo.6581063]
Table S2. Anesthesia duration for specimens exposed more than 60 seconds to the CO_2 [saved at https://doi.org/10.5281/zenodo.6581110]

[1] [MT] Institut d'Écologie et des Sciences de l'Environnement de Paris (iEES Paris) – UMR 7618 [Sorbonne Université, CNRS, INRAE, IRD, UPEC], 4 place Jussieu, F – 75005 Paris, France & Université Paris Cité, 85 boulevard Saint-Germain, F – 75006 Paris, France • https://iees-paris.fr • toulzac.megan@gmail.com
https://orcid.org/0000-0003-4429-4138 • ZooBank http://www.zoobank.org/1B64B729-B931-41A7-90D6-BD59944706E3
[2] [MM] Institut d'Écologie et des Sciences de l'Environnement de Paris (iEES Paris) – UMR 7618 [Sorbonne Université, CNRS, INRAE, IRD, UPEC], 4 place Jussieu, F – 75005 Paris, France & Université Paris Cité, 85 boulevard Saint-Germain, F – 75006 Paris, France • https://iees-paris.fr • meriemmethlouthi@yahoo.fr
https://orcid.org/0000-0001-6299-490X • ZooBank http://www.zoobank.org/A0825EE2-811C-4FE7-BE87-58B3B68BF1C3
[3] [AP] Institut d'Écologie et des Sciences de l'Environnement de Paris (iEES Paris) – UMR 7618 [Sorbonne Université, CNRS, INRAE, IRD, UPEC], 4 place Jussieu, F – 75005 Paris, France & Université Paris Cité, 85 boulevard Saint-Germain, F – 75006 Paris, France • https://iees-paris.fr • adrien.perrard@univ-paris-diderot.fr [*Corresponding author*]
https://orcid.org/0000-0002-4279-9987 • ZooBank http://www.zoobank.org/50C1FFB9-2895-4D99-A2B8-6F13DDD9A1A2

Osmia est une revue en libre accès publiée par l'Observatoire des Abeilles (France) sous licence Creative Commons Attribution International CC BY 4.0 qui autorise la reproduction et la diffusion du document, à condition que la source soit explicitement citée.

Osmia is an open-access journal published by the Observatory of Bees (France) under Creative Commons Attribution International License CC BY 4.0 which allows the reproduction and distribution of the document, provided the source is explicitly cited.

INTRODUCTION

Insect identification is of paramount importance in many fields of study and applications such as the monitoring of ecosystem status. The identification of flower visitors in particular is key to understand the population trends of these ecosystem service providers in a context of global decline (OLLERTON *et al.*, 2011; POTTS *et al.*, 2016). Such data are required to develop the legislative tools in reaction to these declines and to apply them and build efficient conservation actions. Species identification is also crucial to build accurate plant-pollinator networks and to identify the levels of specialization and maintenance of these networks (SOARES *et al.*, 2017). Currently, species identification of flower visitors often requires the sacrifice of the specimens. The minute diagnostic criteria to distinguish the species force people to collect the specimens, to kill them and to mount them on a pin so that they can be studied under a microscope (GILL *et al.*, 2016). The current necessity to kill specimens for identification through microscopic observations is not trivial. While there is currently no known effect of lethal sampling on pollinator communities (GEZON *et al.*, 2015), it raises ethical issues when developing citizen science programs aimed at environmental awareness and conservation at large scales (*e.g. Spipoll*; see DEGUINES *et al.*, 2012). The advent of DNA barcoding and environmental DNA could provide a non-lethal option (SCHMIDT *et al.*, 2015; THOMSEN & SIGSGAARD, 2019). However, while the technology is improving at a high pace, the method is still too costly to be applied outside of dedicated programs of restricted sizes (*e.g.* VILLALTA *et al.*, 2021), and it still requires the development of complete reference databases for all pollinator species. Image analysis provides a more accessible solution for the public.

Image-based automated identification of live insects can be developed using deep learning through convolutional neural networks (WÄLDCHEN & MÄDER, 2018; HØYE *et al.*, 2021). Such methods have been boosted by citizen science programs providing hundreds of thousands of *in situ* habitus images or annotations to train such algorithms (HORN *et al.*, 2018). For wild bees, these methods are still limited. They require a lot of images, and their efficiency can be impaired by the morphological similarity of many species. This limit can be circumvented by using more standardized pictures of diagnostic characters, such as that of the wing venation (BUSCHBACHER *et al.*, 2020). However, it is almost impossible to take standardized pictures of minute structures such as wings on live insects in the field. A potential solution could be to anesthetize the specimens for the time of the pictures, directly in the field. Insect anesthesia through high carbon dioxide (CO_2) exposure is a common practice for many laboratories manipulating insects for surgery, injections, sexing and specimen identification of flying insects, ranging from cockroaches to flies, including honey bees (*e.g.* NICOLAS & SILLANS, 1989, KOYWIWATTRAKUL *et al.*, 2005). However, it is still not widely used by field ecologists and citizen scientists. One possible explanation could be the lack of access to the necessary material for anesthesia. In this study, we test the use of a cheap and widely available source of CO_2 for anesthesia of flower visitors in field conditions.

Insect anesthesia using carbon dioxide has a long history in entomology. A strong increase in ambient CO_2 from a gas source or using dry ice, puts many insects to a state of immobility (TUTUN *et al.*, 2020; EBADI *et al.*, 1980; COOPER, 2011; BAHNEY, 1996). Such methods have been used both for precise imaging using CT-scan (POINAPEN *et al.*, 2017) and on flower visitors such as honeybees (KOYWIWATTRAKUL *et al.*, 2005). Unlike freezing, another insect anesthesia method which can be difficult to control in field conditions, CO_2 can easily be transported and applied directly in the field. A low-cost and widely available source of CO_2 is soda makers such as *Sodastream* (KILLICK-KENDRICK, 1993). While originally used to kill the specimens and considered cumbersome for transport in the field (KILLICK-KENDRICK, 1993), its format can be transported and it contains enough CO_2 for repeated anesthesia of dozens of bumblebees (MARTIN *et al.*, 2006).

However, it has not been tested yet in field conditions, nor on a wide diversity of flower visitors (figure 1). The objective of this study is to evaluate whether a soda-maker could be used for a non-lethal identification system of flower visitors based on pictures.

Our first question is whether CO_2 anesthesia can be performed in a standardized way in the field without killing specimens. Fieldwork induces a variation of many factors likely to affect the anesthesia duration and effects. Our hypothesis is that CO_2 specimen anesthesia can be safely performed in the field for long enough to take pictures of flower visitors with a standardized CO_2 injection protocol. In particular, temperature is known to affect insect mobility and could interact with CO_2 induced anesthesia in field conditions (ALINIAZEE, 1971; NICOLAS & SILLANS, 1989). Is the CO_2 anesthesia impacted by the air temperature? We suggest that anesthesia is more efficient at lower temperature, where insects are already chilled out.

Finally, the system has been used on bumblebees, but flower visitor species vary drastically in terms of size and physiology. Do size and taxonomic differences affect the anesthesia duration? We think that not every species will react the same to the anesthesia, with smaller species more sensitive to the CO_2 saturation.

To test these hypotheses, we anesthetized flower-visitors using a soda-maker under field conditions following two ways of injecting the CO_2 in the jar. We then measured the duration and lethality of these anesthesia, and we tested the influences of the air temperature, the specimen size and the taxonomic order on these measurements.

MATERIAL AND METHOD

Data acquisition

Insect specimens were collected in three localities between March 1st and April 16th 2021: the Faculté de Pharmacie (48.8439 °N, 2.3366 °E), the Jardin des Plantes in Paris (48.8442 °N, 2.3619 °E), and the Station d'Écologie forestière

de Fontainebleau Avon (48.4213 °N, 2.7287 °E). They were captured while visiting flowers with an insect sweep net and locked into jars with a screened opening on the lid. In order to expose them to carbon dioxide, we used a soda maker (*Spirit* model of the *Sodastream* brand – Israel), a common, affordable and transportable CO_2 source. The CO_2 dispenser of the soda maker was connected to the screen opening of the jars using a plastic pipe to facilitate handling (figure 1).

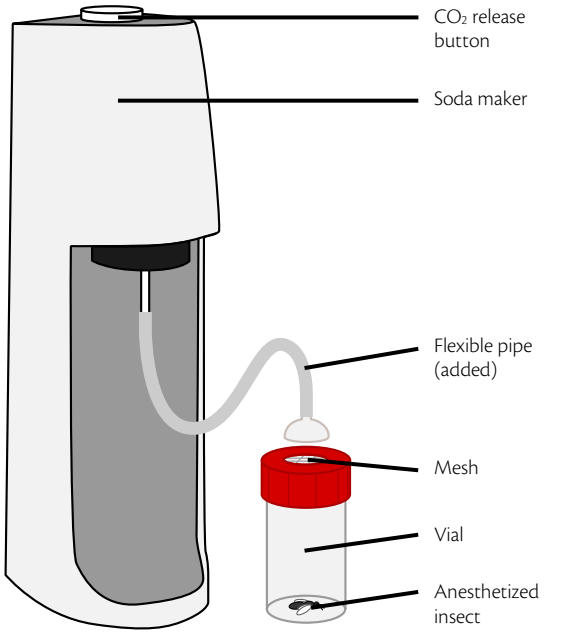


Figure 1. Device used for anesthesia. The soda maker was expanded with a pipe to facilitate the manipulation. The cap of the vial was pierced with a glued mesh to let the gas in with no risk of insect escaping.

The CO_2 was injected using two different protocols. In "protocol 1", we applied a single full pressure on the *Sodastream* machine's button. As this pressure created an abrupt release of gas which projected some of the specimens on the walls of the jars, we tested a second protocol using a seven-seconds one softer pressure, pressing the button only up to the point that we could hear the sound of the gas, hereafter "protocol 2".

In order to increase the volume of CO_2 breathed by the insect, and thereby, its anesthesia duration, we let it rest one minute in the jar with the screened opening clogged after CO_2 injection to avoid leaks. After one minute, we could remove the insect from the jar to stop the CO_2 exposure and to measure its anesthesia duration. To simulate a stimulation of the specimen as it would happen during the process of taking a standardized wing picture, we grabbed one of its wings with a tweezer (figure 2).

The anesthesia duration of every individual was measured with a stopwatch and was bounded between 0 and 301 seconds. The 300-seconds limit was selected to optimize the number of specimens that can be processed in one fieldwork session, considering that 300 seconds is more than enough to take standardized pictures. Any immobilization longer than 300 seconds was therefore recorded as "301 seconds". Specimens still immobilized after this time were put back in ventilated jars.

Specimen awakening was estimated using either one of the two following criteria for the specimens who slept less than 300 seconds: wing flapping or leg movements trying to get rid of the tweezer. If one of this behavior occurred, the stopwatch was stopped and the insect was put back in a ventilated jar. To estimate the lethality of the anesthesia, we verified that specimens were able to fly in their jar. If specimens were only able to stand or walk, they were considered dead as they would not have been able to survive long if released.

Other parameters were measured in order to test their influence on anesthesia duration. We measured the air temperature during every anesthesia with a liquid thermometer.

Specimens were subsequently killed using ethyl acetate, then mounted for identification. Hymenoptera identification to the morphospecies was performed using a stereomicroscope and identification guides (FALK, 2019; MICHEZ *et al.*, 2019; PAULY, 2019). The identification of Diptera to the genus level was made with the help of an online community of naturalists (*iNaturalist*). Specimen size was estimated on pinned specimens by the ITD (inter-tegular distance, an estimator of dry weight and classically used to estimate size of bees). We measured the ITD of every specimen in the lab using an optical microscope associated with a digital imagery system and *ZEN* software (Oberkochen, Germany).

Analyses

Flower visitor anesthesia in field conditions

To determine whether the tested protocols could be used to anesthetize specimens long enough to take standardized pictures, we looked at the proportion of specimens which slept at least 60 seconds. This threshold was considered a sufficient time, given some practice, to take minute or

Figure 2. Some field images during the study (with M. TOULZAC). **a.** General view. **b.** Anesthetized *Osmia*. **c.** Anesthetized *Bombus*. Photos M. BRAULT [a, c] & M. TOULZAC [b].

standardized picture of insects, such as standardized pictures of the wing venation used in previous accurate image-based species identification studies. Since the Diptera sample size was low and its anesthesia duration did not follow a normal distribution, we tested the anesthesia duration difference between Diptera and Hymenoptera with a WILCOXON test. We also compared the anesthesia duration obtained with protocols 1 and 2 for Diptera and Hymenoptera specimens separately using a STUDENT's *t*-test for Hymenoptera (n = 179) and a WILCOXON test for Diptera (n = 17).

Effects of specimen size, taxonomy and air temperature on anesthesia duration

In order to understand the origin of variation in anesthesia duration observed, we tested the influence of parameters that could affect the anesthesia: specimen taxonomic group, specimen size (estimated by the ITD) and air temperature at the time of the anesthesia. Since our data were double-bounded temporal data, we used COX regressions from survival analyses in order to test for the influence of ITD and temperature over anesthesia duration (ANDERSEN & GILL, 1982) using the *coxph* function of the *Survminer R package* (KASSAMBARA *et. al*, 2021). We then checked the three main assumptions for using this test. The proportional hazard assumption was tested using a chi-square test on scaled SCHOENFELD residuals. The linearity of the covariates was visually assessed using plots of the martingale residuals against the null cox proportional hazards model. The absence of influential data was also visually assessed using the *dfbeta* values which quantifies the amount of regression coefficient changes when the datapoint is removed from the model.

The regression was applied on the entire dataset obtained using protocol 2 to understand the influence of these factors on the most efficient protocol. Temperature data were log-transformed to improve their linearity for the test. Since the proportional hazard assumption was not met for this regression, statistical results could not be interpreted. We therefore performed another regression on Hymenoptera data only to test the effects of temperature and specimen size with a simpler model that would meet the regression assumptions. Four data points appeared very influential in this second regression. Since it could have biased the statistical results, we verified that the results of the second regression were still significant when performing the regression without these four points.

Analyses and plot were made using the R software (R CORE TEAM, 2021) and *R package* "ggplot2" (WICKHAM, 2016). Statistical significance was assessed using a risk α = 5%.

RESULTS

Flower visitor anesthesia in field conditions for standardized pictures

We realized a total of 196 anesthesias in field conditions using a soda maker (115 using protocol 1 and 81 using protocol 2) on 196 different specimens (179 Hymenoptera and 17 Diptera) belonging to 23 genera. Overall, 86.2 % of the specimens slept at least 60 seconds (figure 3 + supplementary material, table S1). Diptera slept significantly less than Hymenoptera (mean anesthesia duration: Diptera = 90 ± 88 s; Hymenoptera = 175 ± 90s; W = 722.5, N = 196, p-value = $3.409 \cdot 10^{-4}$). Lethality amounted to three deaths over the 196 individuals anesthetized, for a death rate of 1.5 %.

Protocol 2 was slightly more efficient to immobilize flower visitors for at least 60 seconds (83.48 % for protocol 1 and 90.12 % for protocol 2). This difference is particularly obvious with the Diptera order (figure 4) with 20 % of anesthesia duration below 60 seconds for protocol 2 against 60 % for protocol 1. The WILCOXON test to compare the anesthesia duration between protocol in Diptera is not significant (W = 20.5, N = 17, p-value = 0.204), but it may be related to the extremely low sample size ($N_{protocole1}$ = 7 and $N_{protocole2}$ = 10). The difference of efficiency between protocols is less visible in the Hymenoptera order, and the STUDENT test shows that the difference is not significant (t = 0.245, N = 179, p-value = 0.807). However, a higher proportion of anesthesia lasted 60 seconds or more in Hymenoptera with protocol 2 (91.55 %) than with protocol 1 (87.04 %). In addition, the results of protocol 1 appeared influenced by the level of remaining CO_2 in the bottle.

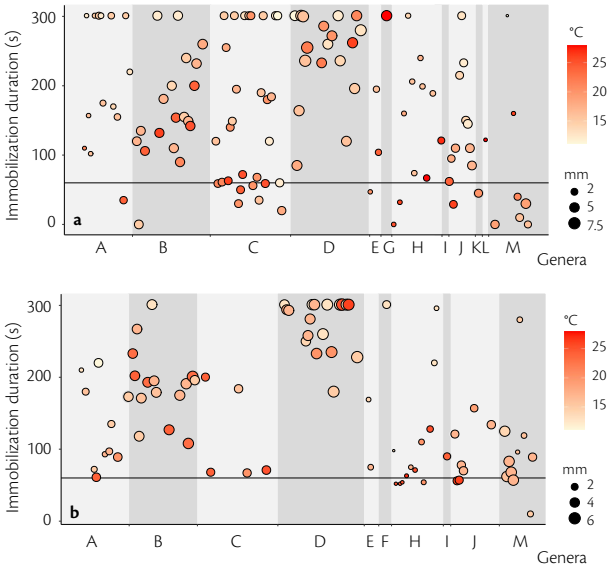


Figure 3. Immobilization duration (seconds) of anesthesias performed with protocol 1 (**a**) or with protocol 2 (**b**). Datapoints are sorted by taxon on the *X*-axis. A = *Andrena*. B = *Anthophora*. C = *Apis*. D = *Bombus*. E = *Nomada*. F = *Halictus*. G = *Xylocopa*. H = *Lasioglossum*. I = *Sphecodes*. J = *Osmia*. K = *Cynipoidea*. L = *Abia*. M = Diptera. Point color indicates air temperature (°C) at the moment of the anesthesia and point size indicates the size of the specimen (estimated by the intertegular distance, in mm).

Effects of specimen size, taxonomy and air temperature on anesthesia duration

Temperature had a significant negative effect and size a significant positive effect on the immobilization duration in the first model using protocol 2 data for Hymenoptera and

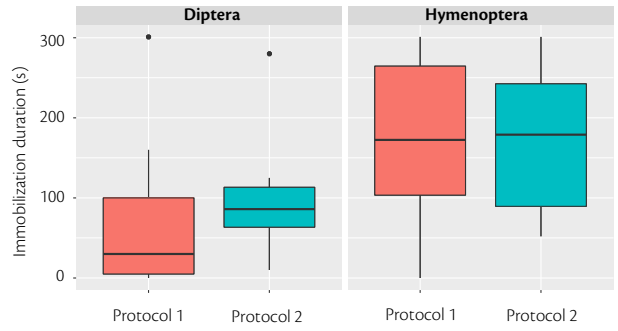


Figure 4. Immobilization duration (s) in Diptera and Hymenoptera orders, depending on protocol.

Diptera specimens combined (table I). The taxonomic order covariable did not have a significant *p*-value in the model, a surprising result considering the results of the STUDENT'S *t*-test (figure 4). However, this first model violated the proportional hazard assumption and three Diptera specimens had high *dfbeta* values.

The second COX regression model focusing on Hymenoptera data anesthetized with protocol 2 supported these results with ITD and temperature having significant effects, respectively positive and negative (table II). This model was in accordance with the proportional hazard assumptions for all factors, but four data points appeared to have high dfbeta values, indicating a strong influence of these points on the regression results. Another analysis without these specimens returned similar effects, confirming that temperature and individual size have a significant influence the immobilization time in Hymenoptera (figure 5).

Table I. Results of the COX Regression and the associated proportional hazards test on influences of taxonomic order, air temperature and insect size on immobilization duration. The data are from the dataset of Hymenoptera and Diptera immobilized using protocol 2. Temperature was estimated as the log-transformed air temperature (°C) and size was estimated by the ITD (mm). Sample size: $N = 81$. Likelihood ratio test: 47.52, $df = 3$, $p = 2.695 \cdot 10^{-10}$.

Variable	Cox regression				Proportional hazards assumption	
	Parameter estimate	Standard	*Z*-value	*p*-value	χ^2	*p*-value
Taxonomic order	– 0.610	0.377	– 1.619	0.106	4.224	0.040
Temperature	2.685	0.544	4.933	$8.09 \cdot 10^{-7}$	1.555	0.212
Size	– 0.390	0.076	– 5.140	$2.75 \cdot 10^{-7}$	0.506	0.477
Global	–	–	–	–	7.474	0.058

Table II. Results of the COX regression and the associated proportional hazards test on influences of taxonomic order, air temperature and insect size on immobilization duration. The data are from the dataster of Hymenoptera immobilized using protocol 2. Temperature was estimated as the log-transformed air temperature (°C) and size was estimated by the ITD (mm). Sample size: $N = 71$. Likelihood ratio test: 57.8, $df = 2$, $p = 2.815 \cdot 10^{-13}$.

Variable	Cox regression				Proportional hazards assumption	
	Parameter estimate	Standard error	*Z*-value	*p*-value	χ^2	*p*-value
Temperature	3.129	0.569	5.494	$3.93 \cdot 10^{-8}$	1.520	0.217
Size	– 0.550	0.084	– 6.584	$4.57 \cdot 10^{-11}$	1.980	0.159
Global	–	–	–	–	5.870	0.053

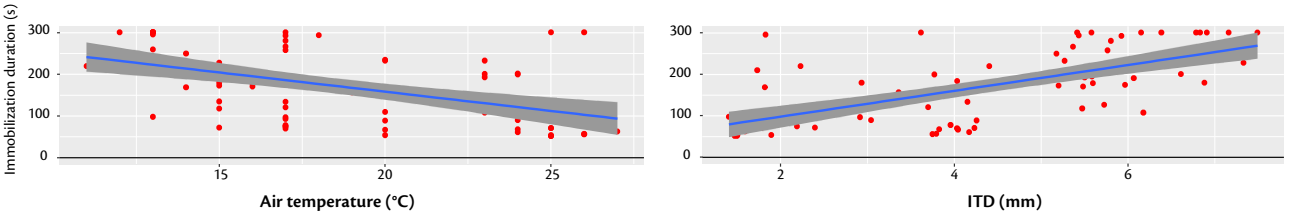


Figure 5. Immobilization duration of Hymenoptera relative to air temperature (°C) during the anesthesia, and to size estimated by the intertegular distance (ITD, in mm). Trends are represented by linear regressions in blue, with their 95 % confidence intervals in grey.

DISCUSSION

Flower visitor anesthesia in field conditions

We chose to use a soda maker as our CO_2 source because of its affordability, transportability (relatively light weight and not fragile) and simplicity of use in a standardized protocol. Previous studies already used soda makers on insects with success for global insect euthanasia or as a bumblebee anesthetic in laboratory conditions (KILLICK-KENDRICK, 1993; MARTIN *et al.*, 2006). Here, we tested its use as an anesthetic in field conditions on a more representative community of flower visitors including bumblebees, but also other wild bees and flies.

Our results show that most flower visitors can be immobilized for 60 seconds or more, in field conditions, using a largely available CO_2 source. The system appeared to be sufficient to anesthetize a wide array of flower visitors, our samples including 10 bee genera, two other Hymenoptera (one parasitoid wasp and one sawfly) and a few brachyceran Diptera, including Syrphid flies.

A progressive introduction of the gas into the jar enabled a more stable and reproducible anesthesia, especially for Diptera (figure 3b). We assume that the insects were exposed to less stress and that more carbon dioxide stayed into the jar with protocol 2. Another asset of protocol 2 over protocol 1 is that the gas pressure entering the jar did not depend on the level of gas remaining in the cylinder. Hence, protocol 2 seems a better option to anesthetize flower visitors for at least 60 seconds.

With only three deaths over 196 specimens tested, the protocols resulted in a very low direct lethality. In addition, these deaths may have resulted from mishandling rather than a direct effect of CO_2: the dead specimens were among the few specimens left in jars exposed to the sun when recovering from the anesthesia, which could have dehydrated them. Preliminary tests of the experiment (longer CO_2 exposure, see supplementary material, table S2) suggested that bees could also die following anesthesia if the temperature of recovery was below 12 °C. In case of a cold environment, warming the specimen or the jar once the manipulation is over could help minimize such fatalities.

Here, we made sure that the insects could recover and fly, but additional tests would be required to assess the safety of our protocol in the long term. Indirect lethality and sublethal effects are described in the literature (see NICOLAS & SILLANS, 1989) and include negative effects such as oviposition behavioral changes in Apidae, with the inhibition of ovary activation in honey bee workers (KOYWIWATTRAKUL *et al.*, 2005). Negative effects on long and short-term memory were noticed in honey bees (STEC & KUSZEWSKA, 2020), along with their ability at gathering pollen and their longevity (RIBBANDS, 1950; EBADI *et al.*, 1980; OLSZEWSKI *et al.*, 2012). Studies on *Drosophila melanogaster* also describe detrimental effects over insect mating behavior due to rough handling and CO_2 anesthesia (BARRON, 1999), along with impaired motor functions (COLINET & RENAULT, 2012; BARTHOLOMEW *et al.*, 2015). Positive effects of CO_2 treatments were also detected, such as the oviposition activation in virgin honeybee queens (MACKENSEN, 1947) or post-diapausing *Bombus terrestris* queens with higher and faster colony founding success and higher percentage of queens laying eggs (GUREL & KARSLI, 2013).

Our experimental design did not enable us to test for these additional effects of CO_2 anesthesia. Further observations would be required, but two points suggest that sublethal effects should be minimal in our case compared to the literature cited above. First, these studies showed an effect of exposure time (*e.g.* BARTHOLOMEW *et al.*, 2015) and were based on much higher exposures to CO_2 than our protocol (exposure to CO_2 saturated air from two to 30 minutes of exposure, against 60 seconds in our protocol). There was only one study using 60 seconds or less of CO_2 exposure (EBADI *et al.*, 1980). According to their experiments on honeybee workers, this level of CO_2 exposure induced no effect for orientation and mortality but an effect on the pollen collection frequency. Second, a mixture of air and CO_2 was found to diminish sub-lethal effects of the anesthesia (CZEKOŃSKA, 2009). Our system may benefit from a similar mixture, since the vial was not airtight. These sublethal effects could therefore be reduced in our protocol in comparison with these other studies.

Other anesthetics could be explored too as a replacement for CO_2. For example, nitrous oxide is also cheap and easy to find, and widely used in vertebrate anesthesia (BECKER & ROSENBERG, 2008). However, it has been much less studied in insects, and the rare studies demonstrate other sublethal effects than CO_2 such as a drastic increase of aborted egg production in cockroaches (*e.g.* BROOKS, 1965).

These potential sublethal effects also have to be contrasted with the current context, where the only alternative for accurate specimen identification is to kill the specimens.

Factors influencing the anesthesia duration

Our results show a clear influence of taxonomy, temperature and size over anesthesia duration of pollinators. Anesthesia lasted longer at colder temperatures and in larger insects. While some model assumptions were not validated when using the entire dataset, we could apply the model on Hymenoptera data and it confirmed the effects suggested by the first analysis. Flower visitors were immobilized for a shorter time at higher temperatures, a trend highly visible when illustrating the data with linear models (figure 5). This result is coherent with previous studies on Drosophila melanogaster (NICOLAS & SILLANS, 1989). Larger individuals were also immobilized for a longer time than smaller ones.

Our data also show that the two insect orders reacted differently to CO_2 and to its interaction with the other parameters. While we did not have enough data to test this among genera or species, our data suggested that the sensitivity to CO_2 varied between these genera. For example, *Lasioglossum* and *Osmia* specimens were immobilized for a shorter time than specimens of *Anthophora* and *Bombus* (figure 3). Unfortunately, our data were insufficient to disentangle these effects from other effects such as size or sociality, *Anthophora* and *Bombus* being larger than *Osmia* and *Lasioglossum*, and *Bombus* and some of the *Lasioglossum* living in underground colonies with different CO_2 conditions. In addition, the nature of the data, double-bounded at 0 s and at 301 s, makes it unsuitable to classical linear analyses that would enable a statistical test of these interactions. While the survival analysis enabled us to detect effects of some of the parameters on anesthesia time, other data, for example not bounded at 300 seconds, would be required to better assess the multifactorial nature of this anesthesia duration.

Other parameters such as whether the individual had already drunk nectar or its level of excitation before its anesthesia could affect these results. Flower nectar can contain pollinator stimulating molecules such as caffeine (COUVILLON *et al.*, 2015), or can have the opposite effect (STEVENSON *et al.*, 2017). The excitation level of the pollinator could also have a major effect on anesthesia duration, for example by influencing its ventilation and how much CO_2 enters its organism (EVEN *et al.*, 2012). Preliminary data on these factors, using a scale of specimen excitability and record of visited flowers, suggest non-significant tendencies, but our protocol was not designed to test these effects and these preliminary results would need further exploration. Stress may also be an important component in the differences in anesthesia times observed between the two protocols tested here. The first protocol strongly agitated

the specimens in the vials, certainly creating a highly stressful situation. This may have induced stress responses such as a closing of the stigma in some specimens, especially in Diptera. Such a response would explain why these insects were much less sensitive to the CO_2 with this protocol (figure 4).

Towards a non-lethal solution to the flower visitor identification problem

In a context of pollinator decline, we need long term data over large areas to monitor pollinator populations. Such programs require the support of the public and operators that can be reluctant to kill specimens, especially insects considered as beneficial (DRINKWATER *et al.*, 2019). Even though repeated massive collections appear to have minimal impacts on wild bee populations (GEZON *et al.*, 2015), euthanasia seems not sustainable for large-scale pollinator monitoring programs. The development of non-lethal species identification methods is therefore critical.

Being able to immobilize flower visitors for one minute tackles two challenges faced by picture-based solutions for non-lethal insect identifications: 1) the ability to take standardized pictures of specific criteria and 2) the ability to photograph live specimens in their environment then to capture them afterward to confirm their species identification.

Standardized pictures are necessary for methods such as species identification based on image analysis of wing venations. This criterion is known to be efficient to distinguish species and even populations (PERRARD *et al.*, 2014; BUSCHBACHER *et al.*, 2020). However, end-users need to be able to take the required pictures on live specimens if this is to become a non-lethal method of species identification. The affordability and the wide availability of the CO_2 source suggested here opens this solution to most potential end-users. Other sources of widely available compressed CO_2 could be explored, such as the smaller cartridges of CO_2 used for tire inflators. We chose soda makers because of the larger amount of CO_2 available in one bottle and of the ability to reuse the bottles, since smaller cartridges are designed for single use. Although the protocol of wing-picture has yet to be tested on anesthetized specimens in the field, the 60-seconds anesthesia is a promising advance. Standardized wing pictures are usually taken on cut wings (BUSCHBACHER *et al.*, 2020), but it can be obtained without removing the wings of specimens (HOULE *et al.*, 2003; PERRARD *et al.*, 2012). These wing preparations and pictures on entire specimens lasted less than a minute. So far, this process has been applied on live insects anesthetized with CO_2 only on *Drosophila* in laboratory conditions (HOULE *et al.*, 2003). Now that we know we can anesthetize wild pollinators in the field, the challenge is to translate the picture system into an easy-to-use, portable format that could be applied in the field by anyone.

The uses of our field anesthesia are going further than just non-invasive population monitoring by professionals. One of the main barriers in developing efficient automated species identification systems from regular flower visitor pictures is the training dataset deep learning requires. This reference database consists of pictures of identified specimens in situ. These pictures have to be taken preferably in situ, since collection specimens have a pin and a background that would be different from the pictures taken on live specimens. In addition, specimen appearance can be different between live and dead individuals due to post-mortem variations in eye colors, hairs and body position, further weakening the ability of the system to recognize live specimens based on collection ones.

Hundreds of *in situ* pictures can be required for each species to obtain an efficient system (SHAHINFAR *et al.*, 2020). It is already not easy to take a good photograph of a flower-visitor, but it is even rarer to be able to capture the specimen afterwards. By knocking out the specimens, anesthesia makes it much easier to photograph the specimens, then to capture them for reliable species identification.

It is nonetheless important to acknowledge that non-lethal sampling methods have limits and are not meant to replace specimen-based studies and collections. Non-lethal sampling can provide a testimony of the presence of a species at a time and date, and can dramatically increase the pace of collection of occurrence data by demanding less material and less time investment than specimen pinning. However, it provides only a partial testimony of the specimen (TROUDET *et al.*, 2018). Unlike specimens, pictures do not enable posterior measurements of molecular or morphological traits. Picture-based records are therefore much more limited for taxonomy, evolutionary or functional ecology studies than specimens (ROCHA *et al.*, 2014). It is therefore essential to keep collecting specimen-based occurrence data.

CONCLUSION

The non-lethal identification of flower visitors is an emerging concern for which picture-based solutions are promising but limited by the difficulty to obtain good pictures from live insects. Our results on 196 flower visitors show that soda makers can provide a cheap, accessible anesthesia device that can be applied in field conditions to a wide variety of flower visitors with low mortality. Our result show that this system performs best when the gas is injected slowly, without disturbing the captured insect, and that for a same dose, bees appear to stay anesthetized longer than flies, that larger bees are more sensitive than smaller bees, and that warmer conditions decrease the duration of the anesthesia.

Further studies are still needed to explore the potential sublethal effects that such an anesthesia can induce on flower visitor fitness, but the device could help to develop picture-based recognition systems. It could enable end-users to picture directly in the field minute details necessary for identification. It could also help entomologists to develop training datasets to develop deep-learning systems for insect identification that cannot be identified from pictures by a human eye. The development of such non-lethal options to study the diversity of pollinators could speed up our data acquisition by harnessing the full potential of citizen science programs.

ACKNOWLEDGEMENTS

We thank the two students Léa VÉLIA, for her major help in catching the flower visitors and in preparing them for identification, and Maxence BRAULT, for his help on the field and with the ITD measurements. We are particularly indebted to Cécile HIGNARD and Olivier BABIARD (Université Paris Cité), Philippe BARRÉ (Jardin des Plantes) and Éric MOTARD (iEES Paris) for their technical help with preparing and performing the fieldwork. We also thank Odile LOISON of the Station d'Écologie forestière of Fontainebleau-Avon, Frédéric ACHILLE of the Jardin des Plantes and Florence LECLERC of the Faculté de Pharmacie for giving us the authorizations to perform this study on the different sites. Finally, we are grateful for the constructive and helpful reviews provided by Alice MICHELOT-ANTALIK and Jean-François ODOUX to improve the manuscript.

REFERENCES

ALINIAZEE, M. T. (1971). Effect of carbon dioxide gas alone or in combinations on the mortality of *Tribolium castaneum* (Herbst) and *Tribolium confusum* du Val (Coleoptera, Tenebrionidae). *Journal of Stored Products Research*, **7**(4): 243–252. https://doi.org/10.1016/0022-474X(71)90022-1

ANDERSEN, P. K. & R. D. GILL (1982). COX's Regression Model for Counting Processes: A Large Sample Study. *The Annals of Statistics*, **10**(4): 1100–1120. https://doi.org/10.1214/aos/1176345976

BAHNEY, B. W. (1996). *Drosophila* Fly Anesthetic: A New Technique. *The American Biology Teacher*, **58**(4): 234–235. https://doi.org/10.2307/4450132

BARRON, A. B. (1999). Anaesthetising *Drosophila* for behavioural studies. *Journal of Insect Physiology*, **46**(4): 439–442. https://doi.org/10.1016/s0022-1910(99)00129-8

BARTHOLOMEW, N. R., J. M. BURDETT, J. M. VANDENBROOKS, M. C. QUINLAN & G. B. CALL (2015). Impaired climbing and flight behaviour in *Drosophila melanogaster* following carbon dioxide anaesthesia. *Scientific Reports*, **5**: 15298. https://doi.org/10.1038/srep15298

BUSCHBACHER, K., D. AHRENS, M. ESPELAND & V. STEINHAGE (2020). Image-based species identification of wild bees using convolutional neural networks. *Ecological informatics*, **55**: 101017. https://doi.org/10.1016/j.ecoinf.2019.101017

BECKER, D. E., & M. ROSENBERG (2008). Nitrous oxide and the inhalation anesthetics. *Anesthesia progress*, **55**(4): 124–131. https://doi.org/10.2344%2F0003-3006-55.4.124

BROOKS, M. A. (1965). The effects of repeated anesthesia on the biology of *Blatella germanica* (LINNAEUS). *Entomologia Experimentalis et Applicata*, **8**(1): 39–48. https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.1965.tb02341.x

COLINET, H. & D. RENAULT (2012). Metabolic effects of CO_2 anaesthesia in *Drosophila melanogaster*. *Biology Letters*, **8**(6): 1050–1054. https://doi.org/10.1098/rsbl.2012.0601

COOPER, J. E. (2011). Anesthesia, Analgesia, and Euthanasia of Invertebrates. *Institute for Laboratory Animal Research (ILAR) Journal*, **52**(2): 196–204. https://doi.org/10.1093/ilar.52.2.196

COUVILLON, M. J., H. AL TOUFAILIA, T. M. BUTTERFIELD, F. SCHRELL, F. L. W. RATNIEKS & R. SCHÜRCH (2015). Caffeinated forage tricks honeybees into increasing foraging and recruitment behaviors. *Current Biology*, **25**(2): 2815–2818. https://doi.org/10.1016/j.cub.2015.08.052

CZEKOŃSKA, K. (2009). The effect of different concentrations of carbon dioxide (CO_2) in a mixture with air or nitrogen upon the survival of the honey bee (*Apis mellifera*). *Journal of Apicultural Research*, **48**(1): 67–71. https://doi.org/10.3896/IBRA.1.48.1.13

DEGUINES, N., R. JULLIARD, M. DE FLORES & C. FONTAINE (2012). The Whereabouts of Flower Visitors: Contrasting Land-Use Preferences Revealed by a Country-Wide Survey Based on Citizen Science. *Public Library of Science (PLOS) One*, **7**(9): e45822. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0045822

DRINKWATER, E., E. J. H. ROBINSON & A. G. HART (2019). Keeping invertebrate research ethical in a landscape of shifting public opinion. *Methods in Ecology and Evolution*, **10**(8): 1265–1273. https://doi.org/10.1111/2041-210X.13208

EBADI, R., N. E. GARY & K. LORENZEN (1980). Effects of Carbon Dioxide and Low Temperature Narcosis on Honey Bees, *Apis mellifera*. *Environmental Entomology*, **9**(1): 144–150. https://doi.org/10.1093/ee/9.1.144

EVEN, N., J.-M. DEVAUD & A. B. BARRON (2012). General Stress Responses in the Honey Bee. *Insects*, **3**(4): 1271–1298. https://doi.org/10.3390/insects3041271

FALK, S. (2019). *Field Guide to the Bees of Great Britain and Ireland*. Bloomsbury Publishing, Londres, 432 pp.

GEZON, Z. J., E. S. WYMAN, J. S. ASCHER, D. W. INOUYE & R. E. IRWIN (2015). The effect of repeated, lethal sampling on wild bee abundance and diversity. *Methods in Ecology and Evolution*, **6**(9): 1044–1054. https://doi.org/10.1111/2041-210X.12375

GILL, R., K. BALDOCK, M. BROWN, J. CRESSWELL, L. DICKS, M. FOUNTAIN, M. GARRATT, L. GOUGH, M. HEARD, J. HOLLAND, J. OLLERTON, G. STONE, C. TANG, A. VANBERGEN, A. VOGLER, G. WOODWARD, A. ARCE, N. BOATMAN, R. BRAND-HARDY & S. POTTS (2016). Protecting an ecosystem service: approaches to understanding and mitigating threats to wild insect pollinators. *Advances in Ecological Research*, **54**(2): 135–206. https://doi.org/10.1016/bs.aecr.2015.10.007

GUREL, F. & B. KARSLI (2013). Effects of CO_2 Narcosis on the Onset of Oviposition and Colony Founding Success of Post Diapausing Bumblebee (*Bombus terrestris*) Queens. *Kafkas Universitesi Veteriner Fakultesi Dergisi*, **19**(2) 221–224. https://doi.org/10.9775/kvfd.2012.7576

HORN, G. V., O. M. AODHA, Y. SONG, Y. CUI, C. SUN, A. SHEPARD, H. ADAM, P. PERONA & S. BELONGIE (2018). The iNaturalist Species Classification and Detection Dataset. *2018 IEEE/CVF Conference on Computer Vision and Pattern Recognition*, 8769–8778. https://doi.org/10.1109/CVPR.2018.00914

HOULE, D., J. MEZEY, P. GALPERN & A. CARTER (2003). Automated measurement of *Drosophila* wings. *BMC Evolutionary Biology*, **3**: 25. https://doi.org/10.1186/1471-2148-3-25

HØYE, T. T., J. ÄRJE, K. BJERGE, O. L. P. HANSEN, A. IOSIFIDIS, F. LEESE, H. M. R. MANN, K. MEISSNER, C. MELVAD & J. RAITOHARJU (2021). Deep learning and computer vision will transform entomology. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, **118**(2): e2002545117. https://doi.org/10.1073/pnas.2002545117

KASSAMBARA, A., M. KOSINSKI & B. PRZEMYSLAW (2021). Survminer: Drawing Survival Curves using « ggplot2 », R package version 0.4.9. https://CRAN.R-project.org/package=survminer [accessed 15 September 2021]

KILLICK-KENDRICK, R. (1993). "Sodastream" CO_2 dispenser for killing insects. *Antenna*, 17(3): 115–116.

KOYWIWATTRAKUL, P., G. THOMPSON, S. SITTHIPRANEED, B. OLDROYD & R. MALESZKA (2005). Effects of carbon dioxide narcosis on ovary activation and gene expression in worker honeybees, *Apis mellifera*. *Journal of Insect Science (Online)*, **5**(1): 36. https://doi.org/10.1093/jis/5.1.36

MACKENSEN, O. (1947). Effect of Carbon Dioxide on Initial Oviposition of Artificially Inseminated and Virgin Queen Bees. *Journal of Economic Entomology*, **40**(1): 344–349. https://doi.org/10.1093/jee/40.3.344

MARTIN, A., N. CARRECK, J. SWAIN, D. GOULSON, M. KNIGHT, R. HALE, R. SANDERSON & J. OSBORNE (2006). A modular system for trapping and mass-marking bumblebees: Applications for studying food choice and foraging range. *Apidologie*, **37**(3): 341–350. https://doi.org/10.1051/apido:2006004

MICHEZ, D., P. RASMONT, M. TERZO, & N. VEREECKEN (2019). *Bees of Europe* NAP Éditions, Verrières-le-Buisson, France, 548 pp.

NICOLAS, G. & D. SILLANS (1989). Immediate and Latent Effects of Carbon Dioxide on Insects. *Annual Review of Entomology*, **34**(1): 97–116. https://doi.org/10.1146/annurev.en.34.010189.000525

OLLERTON, J., R. WINFREE & S. TARRANT (2011). How many flowering plants are pollinated by animals? *Oikos*, **120**(3): 321–326. https://doi.org/10.1111/j.1600-0706.2010.18644.x

OLSZEWSKI, K., B. GRZEGORZ, J. PALEOLOG, A. STRACHECKA & K. KASPEREK (2012). Influence of carbon dioxide anaesthesia on the length of worker life and food foraging in cage tests. *Medycyna weterynaryjna*, **68**(10): 615–617. http://www.medycynawet.edu.pl/images/stories/pdf/pdf2012/102012/201210615617.pdf [accessed 15 September 2021]

PAULY, A. (2019). *Abeilles de Belgique et des régions limitrophes (Insecta: Hymenoptera: Apoidea). Famille Halictidae.* Institut royal des sciences naturelles de Belgique, Bruxelles, 516 pp.

PERRARD, A., M. BAYLAC, J. M. CARPENTER & C. VILLEMANT (2014). Evolution of wing shape in hornets: why is the wing venation efficient for species identification? *Journal of Evolutionary Biology*, **27**(12): 2665–2675. https://doi.org/10.1111/jeb.12523

PERRARD, A., C. VILLEMANT, J. M. CARPENTER & M. BAYLAC (2012). Differences in caste dimorphism among three hornet species

(Hymenoptera: Vespidae): forewing size, shape and allometry. *Journal of Evolutionary Biology*, **25**(7): 1389–1398. https://doi.org/10.1111/j.1420-9101.2012.02527.x

POINAPEN, D., J. KONOPKA, J. UMOH, C. NORELY, J. MCNEIL & D. HOLDSWORTH (2017). Micro-CT imaging of live insects using carbon dioxide gas-induced hypoxia as anesthetic with minimal impact on certain subsequent life history traits. *BMC Zoology*, **2**: 9. https://doi.org/10.1186/s40850-017-0018-x

POTTS, S. G., V. IMPERATRIZ-FONSECA, H. T. NGO, M. A. AIZEN, J. C. BIESMEIJER, T. D. BREEZE, L. V. DICKS, L. A. GARIBALDI, R. HILL, J. SETTELE & A. J. VANBERGEN (2016). Safeguarding pollinators and their values to human well-being. *Nature*, **540**(7632): 220–229. https://doi.org/10.1038/nature20588

R CORE TEAM (2021). *R*: A language and environment for statistical computing. *R* Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. https://www.R-project.org/ [accessed 15 September 2021]

RIBBANDS, C. R. (1950). Changes in the Behaviour of Honey-Bees Following Their Recovery from Anaesthesia. *Journal of Experimental Biology*, **27**(3): 302–310. https://doi.org/10.1242/jeb.27.3.302

ROCHA, L. A., A. ALEIXO, G. ALLEN, F. ALMEDA, C. C. BALDWIN, M. V. L. BARCLAY, J. M. BATES, A. M. BAUER, F. BENZONI, C. M. BERNS, M. L. BERUMEN, D. C. BLACKBURN, S. BLUM, F. BOLAÑOS, R. C. K. BOWIE, R. BRITZ, R. M. BROWN, C. D. CADENA, K. CARPENTER, L. M. CERÍACO, P. CHAKRABARTY, G. CHAVES, J. H. CHOAT, K. D. CLEMENTS, B. B. COLLETTE, A. COLLINS, J. COYNE, J. CRACRAFT, T. DANIEL, M. R. DE CARVALHO, K. DE QUEIROZ, F. DI DARIO, R. DREWES, J. P. DUMBACHER, A. ENGILIS JR, M. V. ERDMANN, W. ESCHMEYER, C. R. FELDMAN, B. L. FISHER, J. FJELDSÅ, P. W. FRITSCH, J. FUCHS, A. GETAHUN, A. GILL, M. GOMON, T. GOSLINER, G. R. GRAVES, C. E. GRISWOLD, R. GURALNICK, K. HARTEL, K. M. HELGEN, H. HO, D. T. ISKANDAR, T. IWAMOTO, Z. JAAFAR, H. F. JAMES, D. JOHNSON, D. KAVANAUGH, N. KNOWLTON, E. LACEY, H. K. LARSON, P. LAST, J. M. LEIS, H. LESSIOS, J. LIEBHERR, M. LOWMAN, D. L. MAHLER, V. MAMONEKENE, K. MATSUURA, G. C. MAYER, H. MAYS, JR., J. MCCOSKER, R. W. MCDIARMID, J. MCGUIRE, M. J. MILLER, R. MOOI, R. D. MOOI, C. MORITZ, P. MYERS, M. W. NACHMAN, R. A. NUSSBAUM, D. Ó FOIGHIL, L. R. PARENTI, J. F. PARHAM, E. PAUL, G. PAULAY, J. PÉREZ-EMÁN, A. PÉREZ-MATUS, S. POE, J. POGONOSKI, D. L. RABOSKY, J. E. RANDALL, J. D. REIMER, D. R. ROBERTSON, M.-O. RÖDEL, M. T. RODRIGUES, P. ROOPNARINE, L. RÜBER, M. J. RYAN, F. SHELDON, G. SHINOHARA, A. SHORT, W. B. SIMISON, W. F. SMITH-VANIZ, V. G. SPRINGER, M. STIASSNY, J. G. TELLO, C. W. THOMPSON, T. TRNSKI, P. TUCKER, T. VALQUI, M. VECCHIONE, E. VERHEYEN, P. C. WAINWRIGHT, T. A. WHEELER, W. T. WHITE, K. WILL, J. T. WILLIAMS, G. WILLIAMS, E. O. WILSON, K. WINKER, R. WINTERBOTTOM & C. C. WITT (2014). Specimen collection: An essential tool. *Science*, **344**(6186): 814–815. https://doi.org/10.1126/science.344.6186.814

SCHMIDT, S., C. SCHMID-EGGER, J. MORINIÈRE, G. HASZPRUNAR & P. D. N. HEBERT (2015). DNA barcoding largely supports 250 years of classical taxonomy: identifications for Central European bees (Hymenoptera, Apoidea partim). *Molecular Ecology Resources*, **15**(4): 985–1000. https://doi.org/10.1111/1755-0998.12363

SHAHINFAR, S., P. MEEK & G. FALZON (2020). "How many images do I need?" Understanding how sample size per class affects deep learning model performance metrics for balanced designs in autonomous wildlife monitoring. *Ecological Informatics*, **57**(1): 101085. https://doi.org/10.1016/j.ecoinf.2020.101085

SOARES, R. G. S., P. A. FERREIRA, & L. E. LOPES (2017). Can plant-pollinator network metrics indicate environmental quality? *Ecological Indicators*, **78**: 361–370. https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2017.03.037

STEC, D. & K. KUSZEWSKA (2020). CO_2 narcosis influences the memory of honey bees. *Journal of Apicultural Research*, **59**(4): 663–668. https://doi.org/10.1080/00218839.2019.1710028

STEVENSON, P. C., S. W. NICOLSON & G. A. WRIGHT (2017). Plant secondary metabolites in nectar: impacts on pollinators and ecological functions. *Functional Ecology*, **31**(1): 65–75. https://doi.org/10.1111/1365-2435.12761

THOMSEN, P. F. & E. E. SIGSGAARD (2019). Environmental DNA metabarcoding of wild flowers reveals diverse communities of terrestrial arthropods. *Ecology and Evolution*, **9**(4): 1665–1679. https://doi.org/10.1002/ece3.4809

TROUDET, J., R. VIGNES-LEBBE, P. GRANDCOLAS & F. LEGENDRE (2018). The Increasing Disconnection of Primary Biodiversity Data from Specimens: How Does It Happen and How to Handle It? *Systematic biology*, **67**(6): 1110–1119. https://doi.org/10.1093/sysbio/syy044

TUTUN, H., S. SEVIN & B. ÇETINTAV (2020). Effects of different chilling procedures on honey bees (*Apis mellifera*) for anesthesia. *Ankara Üniversitesi Veteriner Fakültesi Dergisi*, **67**(3): 289–294. https://doi.org/10.33988/auvfd.641831

VILLALTA, I., R. LEDET, M. BAUDE, D. GENOUD, C. BOUGET, M. CORNILLON, S. MOREAU, B. COURTIAL & C. LOPEZ VAAMONDE (2021). A DNA barcode-based survey of wild urban bees in the Loire Valley, France. *Scientific Reports*, **11**(1): 1–10. https://doi.org/10.1038/s41598-021-83631-0

WÄLDCHEN, J. & P. MÄDER (2018). Machine learning for image based species identification. *Methods in Ecology and Evolution*, **9**(11): 2216–2225. https://doi.org/10.1111/2041-210X.13075

WICKHAM, H. (2021). ggplot2: Elegant Graphics for Data Analysis. Springer-Verlag New York. ISBN 978-3-319-24277-4 https://ggplot2.tidyverse.org [accessed 15 September 2021]

OSMIA
ISSN 2727-3806

Revue d'Hyménoptérologie
Journal of Hymenopterology
https://doi.org/10.47446/OSMIA

Volume 10
2022

ARTICLE

The previous concept of the cosmopolitan pest ant *Tapinoma melanocephalum* (FABRICIUS, 1793) includes two species (Hymenoptera: Formicidae: *Tapinoma*)

Bernhard SEIFERT[1]

SEIFERT, B. (2022). The previous concept of the cosmopolitan pest ant *Tapinoma melanocephalum* (FABRICIUS, 1793) includes two species (Hymenoptera: Formicidae: *Tapinoma*). *Osmia*, **10**: 35–44. https://doi.org/10.47446/OSMIA10.4

Abstract

Tapinoma melanocephalum (FABRICIUS, 1793), known under the vernacular name Ghost Ant and being a widely distributed cosmopolitan tramp species with significant pest status, has been considered long-since to represent a single species. Yet, investigation of 83 worker samples from the whole globe provided evidence that the Ghost Ant consists of two species: 8.4 % of the samples belonged to the new species *T. pithecorum* sp. nov. whereas 91.6 % were classified as *T. melanocephalum*. Absence of mixed samples indicates that *T. melanocephalum* and *T. pithecorum* sp. nov. do not represent morphs of the same species. *T. pithecorum* sp. nov. is known from a greenhouse finding in Germany and outdoor populations from the south of the Arabian Peninsula, Pakistan, India, Malaysia and the Fiji and Christmas Islands. The phenotypical separation of the new species from other minute *Tapinoma* species of Orientalic, Indo-Australian and Australasian origin is very clear, allowing identification even by evaluation of z-stack photos. A detailed argumentation is presented that *Tapinoma pellucida* (SMITH, 1857), *T. coronatum* (FOREL, 1908), *T. malesianum* (FOREL, 1913), *T. australis* (SANTSCHI, 1928), *T. australe* (SANTSCHI, 1928), *T. luffae* (KURIAN, 1955), *T. wallacei* (GUERRERO, 2018) and *T. jerdoni* nom. nov. should be considered as synonyms of *T. melanocephalum*. Synomymies of *T. melanocephalum* and *T. pithecorum* sp. nov. with *T. indicum* (FOREL, 1895) and *Tapinoma minutum* (MAYR, 1862) are clearly excluded by morphometric data. Diagrams of principal component analyses, photos, a key as well as a morphometric table to separate these four species are presented. In a concluding section, is argued that the true number of species related to these four species is much larger than presently known and a warning is given regarding careless use of pigmentation characters in ant identification.

Keywords | Ghost Ant • sister species • tramp species • numeric morphology-based alpha-taxonomy • stereomicroscopy • photo evaluation • color polymorphism • *Tapinoma pithecorum* sp. nov. • *Tapinoma jerdoni* nom. nov.

La précédente conception de la fourmi ravageuse cosmopolite *Tapinoma melanocephalum* (FABRICIUS, 1793) comprend deux espèces (Hyménoptères : Formicidae : *Tapinoma*)

Résumé

Tapinoma melanocephalum (FABRICIUS, 1793), une espèce cosmopolite connue sous le nom vernaculaire de fourmi fantôme, au statut de ravageur et largement distribuée, a longtemps été considérée comme n'étant qu'une seule espèce. Pourtant, une enquête sur 83 échantillons d'ouvrières du monde entier a fourni la preuve que la fourmi fantôme se compose de deux espèces : 8,4 % des échantillons appartenaient à la nouvelle espèce *T. pithecorum* sp. nov. tandis que 91,6 % ont été classés comme *T. melanocephalum*. L'absence de spécimens intermédiaires indique que *T. melanocephalum* et *T. pithecorum* sp. nov. ne représentent pas des morphes de la même espèce. *T. pithecorum* sp. nov. est connue d'une serre située en Allemagne et par des populations vivant en extérieur du sud de la péninsule arabique, du Pakistan, de l'Inde, de la Malaisie et des îles Fidji et Christmas. La séparation phénotypique de la nouvelle espèce des autres espèces de *Tapinoma* d'origine orientale, indo-australienne et australasienne est très claire. Une argumentation est présentée au sujet de *Tapinoma pellucida* (SMITH, 1857), *T. coronatum* (FOREL, 1908), *T. malesianum* (FOREL, 1913), *T. australis* (SANTSCHI, 1928), *T. australe* (SANTSCHI, 1928), *T. luffae* (KURIAN, 1955), *T. wallacei* (GUERRERO, 2018) et *T. jerdoni* nom. nov. qui doivent être considérées comme des synonymes de *T. melanocephalum*. Les synomymies de *T. melanocephalum* et *T. pithecorum* sp. nov. avec *T. indicum* (FOREL, 1895) et *Tapinoma minutum* (MAYR, 1862) ont été exclues par les données morphométriques. Dans une partie conclusive, il est soutenu que le nombre réel d'espèces en lien avec ces quatre espèces est beaucoup plus grand que ce que l'on connaît actuellement et un avertissement est donné au sujet de l'utilisation des caractères de pigmentation dans l'identification des fourmis.

Mots-clefs | fourmi fantôme • espèces-sœurs • alpha-taxonomie numérique à base morphologique • stéréomicroscopie • analyse d'image • polymorphisme de couleur• *Tapinoma pithecorum* sp. nov. • *Tapinoma jerdoni* nom. nov.

Reçu • Received | 19 December 2021 || **Accepté • Accepted** | 13 June 2022 || **Publié (en ligne) • Published (online)** | 17 June 2022
Reviewers | H. JOURDAN • H. WAGNER || https://zoobank.org/AFFD232F-08FD-4823-9E0C-570C52D868B7

[1] [BS] Senckenberg Museum of Natural History, Am Museum 1, D – 02826 Görlitz, Germany • bernhard.seifert@senckenberg.de
http://orcid.org/0000-0003-3850-8048 • ZooBank http://zoobank.org/DF2B0B4D-D931-405C-844D-C91BBD6647ED

Osmia est une revue en libre accès publiée par l'Observatoire des Abeilles (France) sous licence Creative Commons Attribution International CC BY 4.0 qui autorise la reproduction et la diffusion du document, à condition que la source soit explicitement citée.

Osmia is an open-access journal published by the Observatory of Bees (France) under Creative Commons Attribution International License CC BY 4.0 which allows the reproduction and distribution of the document, provided the source is explicitly cited.

INTRODUCTION

The dolichoderine ant *Tapinoma melanocephalum* (FABRICIUS, 1793) is a globally distributed tramp species that is adapted to tropical or subtropical climate and is not frost-resistant. At latitudes greater than 30°, it is confined to greenhouses and other heated buildings providing the high temperature and humidity needed for the survival. At more southern latitudes, outdoor colonies may persist circannually and are, within the introduction range, more frequently found in anthropogenically disturbed areas (WETTERER, 2009). Workers of *T. melanocephalum* are easily recognized by minute size, very rapid, erratic movements and translucent body parts giving them their vernacular name Ghost Ant. Further basic features are intranidal mating, colony formation *via* budding and supercoloniality (BUSTOS & CHERIX, 1998). Both indoor and outdoor colonies of this polyphagous ant are considered a major pest by promoting mealybugs and scale insects, by exploiting food sources appointed for animals in human custody or by being a major nuisance when occurring in homes (KLOTZ *et al.*,1995; LEE *et al.*, 2002; KAMURA *et al.*, 2007). As a vector of pathogenic microorganisms and comparable to the situation in *Monomorium pharaonis* (LINNAEUS, 1758), *T. melanocephalum* is also a major threat to public health and hospital hygiene (MOREIRA *et al.*, 2005; OLIVEIRA *et al.*, 2017). This immediate concern for humans is reflected by a search in the *Web of Science* conducted 27 October 2021 which revealed 90 papers dealing with this ant alone for the last two decades.

In a small taxonomic revision, GUERRERO (2018) synonymized seven taxa with *Tapinoma melanocephalum* (FABRICIUS, 1793): *Tapinoma nana* (JERDON, 1851), *Tapinoma pellucida* (SMITH, 1857), *Tapinoma familiaris* (SMITH, 1860b), *Tapinoma melanocephalum coronatum* (FOREL, 1908), *Tapinoma melanocephalum malesianum* (FOREL, 1913), *Tapinoma australis* (SANTSCHI, 1928) and *Tapinoma luffae* (KURIAN, 1955). After examining z-stack photos of type specimens presented in www.antweb.org and by GUERRERO (2018), these synonymizations appeared reasonable to me in five taxa. In the two remaining taxa, *T. nana* and *T. luffae*, no counterevidence to GUERRERO's statements is possible because of missing type specimens and insufficient original description in the former taxon and presence of only slides of dissected male type specimens in the latter one (SINGH *et al.*, 2021).

Does all that has been written above on the Ghost Ant refer to a single species? A deviating worker sample collected in the primate house of the Hannover Zoo (Germany) prompted me to have a closer look on the problem in a survey considering 83 worker samples from the whole globe. Seven samples, or 8.4 % of the total, turned out to represent the new species *Tapinoma pithecorum* sp. nov. In addition to the Hannover greenhouse finding, the new species is known in outdoor habitats from south of the Arabian Peninsula, Pakistan, India, Malaysia and the Fiji and Christmas Islands. The survey also showed that the phenotypic separation from *T. melanocephalum* and other minute species of Orientalic, Indo-Australian and Australasian origin is very clear, does not need elaborate multivariate analyses and allows an identification even from photos. This will be reported here.

MATERIAL

A total of 89 worker samples was classified. This divided into 33 samples investigated by direct stereomicroscopic morphometry, 23 samples classified by subjective stereomicroscopic inspection and 33 samples classified by photo evaluation. The photo files included 6 samples of *Tapinoma indicum* and *T. minutum*. The basis for morphometric evaluation of pictures were z-stack photographs of workers provided by www.antweb.org and one photo in GUERRERO (2018). Photo evaluation, which inevitably has a lower precision than direct stereomicroscopy, appeared promising because all four species considered here appeared easily separable. With the first number in brackets referring to samples classified by stereomicroscopic morphometry, the second number referring to samples classified by non-metric stereomicroscopic inspection, and the third number referring to samples classified by photo evaluation, this material originated from the following countries.

Australia (1–0–1), Austria (4–0–0), Brazil (0–1–0), Colombia (0–0–1), Costa Rica (1–4–1), Cuba (1–0–1), Ecuador (0–0–1), Equatorial Guinea (0–2–0), Fiji (1–0–2), Florida (0–1–3), French Polynesia: Moorea (0–0–1), Germany (4–0–0), Ghana (0–0–1), Grenadines (1–0–0), Guinea (1–0–0), India (1–1–2), Indonesia (7–1–1), Ivory Coast (0–1–0), Island (3–0–0), Japan (1–0–0), Madagascar (0–1–3), Malaysia (1-4-0), Myanmar (0-1-0), New Caledonia (0–1–2), Oman (1–0–1), Pakistan (1–0–0), Paraguay (0–0–1), Philippines (1–0–1), Reunion (0–0–1), Saudi Arabia (0–0–1), Samoa (1–0–1), Sao Thome & Principe (0-3-0), Seychelles (0–0–2), Singapore (0–0–2), Sri Lanka (0–0–1), Switzerland (1–0–0), Taiwan (3–0–0), United Arab Emirates (0–2–0), Vanuatu (1–0–2), Yemen (1–0–0).

Detailed data on geographic origin and morphology of morphometrically investigated samples are given in the digital supplementary information SI1 and data on the photographed specimens are given in the digital supplementary information SI2.

METHODS

Photo evaluation: equipment and measurement procedures

Digital photos were assessed in the standard viewing positions head in dorsal view, whole ant in dorsal view and whole ant in lateral view. This allowed a selection of photos for the condition that measurements under the two-dimensional representation of body parts did not deviate substantially from measurements expected under stereomicroscopic measuring of the real specimen in the

three-dimensional space. When a small tilt of a measuring line under an angle α was indicated by a photo from another, orthogonal viewing position, a correction to the real value was done under use of the cosinus function:

real value = apparent value / cos α

For measuring, the photos were zoomed on the computer screen to a sufficient size and measurements were read directly under use of a transparent ruler.

Direct stereomicroscopy: equipment and measurement procedures

A pin-holding stage, permitting full rotations around *X*, *Y*, and *Z* axes and a *Leica M165C* high-performance stereomicroscope equipped with a 2.0 × planapochromatic objective (resolution 1050 lines / mm) was used for spatial adjustment of specimens at magnifications of 150–360 ×. The mean relative measuring error over all magnifications was 0.2 %. A *Schott KL 1500* cold-light source equipped with two flexible, focally mounted light-cables, providing 30°-inclined light from variable directions, allowed sufficient illumination over the full magnification range and a clear visualization of silhouette lines. A *Schott KL 2500* LCD cold-light source in combination with a *Leica* coaxial polarized-light illuminator provided optimal resolution of tiny structures and microsculpture at highest magnifications. Simultaneous or alternative use of the cold-light sources depending upon the required illumination regime was quickly provided by regulating voltage up and down. In order to achieve a sharp visualization of contour lines of cuticle, transmitted-light conditions were generated by directing the light stream of a light-cable on a white reflector plane at the base of the pin-holding stage. A *Leica* cross-scaled ocular micrometer with 120 graduation marks ranging over 52 % of the visual field was used. To avoid the parallax error, its measuring line was constantly kept vertical within the visual field.

Direct stereomicroscopy: the morphometric characters

Sixteen phenotypic characters were investigated: CL, CW, dAN, EL, ExCly, ExClyW, ExOcc, Fu2, Fu3, Fu2W, MpGr, ML, MW, nExCly, PoOc and SL. All measurements were made on mounted and fully dried specimens. Measurements of body parts always refer to real cuticular surface and not to the diffuse pubescence surface. The reproducibility of data recording in general is strongly dependent from carefully considering the character definitions. In very small structures (such as Fu2) the resolution of the microscope and illumination of the object are also important. The characters are as follows:

CL. Maximum cephalic length measured between points A and B. A is the posteromedian margin point of head capsule. B is an imagined median point situated at the same transversal level as the most anterior points of clypeus left and right of clypeal excision. Bilateral asymmetries are averaged.
CS. Cephalic size. Arithmetic mean of CL and CW.
CW. Maximum cephalic width.
dAN. Minimum distance of the inner (centripetal) margins of antennal socket rings which is best measurable in dorsofrontal view (figure 1).
EL. Eye length: maximum diameter of the compound eye over all structurally defined ommatidiae. Bilateral mean.
ExCly. Maximum depth of anteromedian clypeal excision as it appears in frontodorsal view and with median line of head positioned perpendicular in the visual field. Bilateral asymmetries are averaged (figure 1).
ExClyW. Width of clypeal excision at the level of the base centers of the two most apical and largest setae. Note: This is a well-measurable standard character in a majority of *Tapinoma* species (figure 1). Yet, due to the very shallow shape or even complete absence of clypeal excision in the species group considered here, ExClyW is difficult to be measured or, when ExCly = 0, not defined. To circumvent this problem, the distance between the base centers of the two most apical and largest setae was taken as substitute data.
ExOcc. Depth of excavation of posterior vertex. Procedure: adjust head in measuring position for CL, focus both posterior corners of vertex until they form a sharp contour, adjust them to equal horizontal level within the visual field and superimpose the corners with the horizontal line of the cross-scale. Change the focal level until the median part of posterior vertex forms a sharp contour. Read the depth.
Fu2. Median length of second funiculus segment in dorsal view. Dorsal view is given when the swiveling plane of 1st funiculus segment is positioned in the visual plane). Take care to really measure median length (the segment's sides have unequal length!) and to recognize the real distal margin of the segment. The latter has a very thin cuticle, frequently producing a narrow, shining ribbon that seems to be, by optical impression, demarcated from the rest of the segment. The median line of the segment is visualized by center of the patch reflecting the coaxial light.
Fu2W. Median width of second funiculus segment in dorsal view. Use of transmitted-light is important visualize the real cuticular surface.
IFu2. Index Fu2 / Fu2W.
ML. Mesosoma length from the caudalmost point of lateral metapleuron (posterior measuring point) to rear margin of anterior pronotal fringe (anterior measuring point). This character is often not measurable because the anterior measuring point is concealed by the head. In this case, with mesosoma in estimated adjustment for measuring a correct ML, the distance from posterior measuring point to dorsal point of pronotal-mesonotal border is measured and this value multiplied by 1.3422 (n = 9).
MPGr. Depth of metanotal groove / depression in lateral view. The upper reference line extends between the highest points of mesonotum and propodeum perpendicular to which depth measuring is performed.
MW. Maximum pronotal width.
nExCly. Bilateral sum of pubescence hairs and smaller setae protruding at a few micron across margin of clypeal excision. The two setae at the lateral margin of the excision are not counted.
PoOc. Postocular distance: distance from the transversal level of posterior eye margin to hind margin of head measured in median line. Bilateral asymmetries are averaged.
SL. Scape length excluding articulatory condyle.

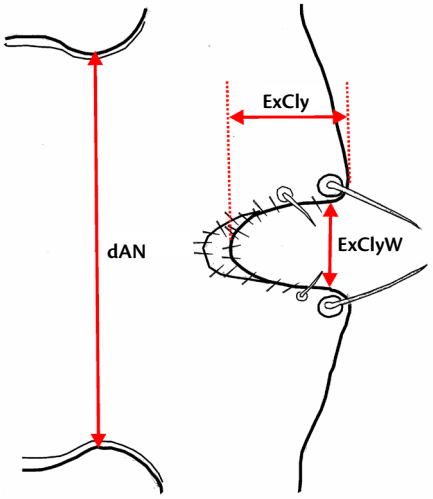


Figure 1. Measuring of the characters dAN, ExCly and ExClyW.

Photo evaluation: the morphometric characters

The characters were the same as in direct stereomicroscopy under exclusion of dAN, EL, ExClyW, ML and nExCly which could not be recorded in the photos with an acceptable error.

Data evaluation

Linear discriminant analysis (LDA), principal component analysis (PCA) and the one-tailed ANOVA test were run with the SPSS 16.0 software package.

RESULTS AND DISCUSSION

In this section, I firstly present a commented account of the synonymies of *Tapinoma melanocephalum* (FABRICIUS, 1793) and of *incertae sedis* presumed in the past to be synonyms of this species. A brief statement by which means a particular taxon has been identified and synonymized is given in square brackets after the original name. After this account, I formally describe the new species *Tapinoma pithecorum* sp. nov., followed by an argumentation for heterospecificity of the four species *Tapinoma melanocephalum*, *T. pithecorum* sp. nov., *T. minutum* and *T. indicum*.

Tapinoma melanocephalum (FABRICIUS, 1793)

Formica melanocephala (FABRICIUS, 1793)
[evaluation of neotype photo]

This taxon has been described from Cayenne in French Guiana. The original description does not allow allocating this name to a certain ant species and in the absence of original material it is unclear on the basis of which arguments later revisers have done this. To stabilize a long naming tradition, GUERRERO (2018) has fixed a neotype in a worker from Calabazo in Colombia. The photo of the neotype given by Guerrero shows the long scape and long funiculus segments that is diagnostic for the cluster named here as *T. melanocephalum* and excludes a synonymy with *Tapinoma pithecorum* sp. nov. (figure 2 and argumentation given below).

Tapinoma pellucida (SMITH, 1857)

Myrmica pellucida (SMITH, 1857)
[evaluation of type photos]

This taxon has been described from Singapore on material collected by A. R. WALLACE. WALLACE noted in a message to SMITH: "House-ant: transparent abdomen: very active, but not destructive." Examined were photos of syntypes from the collections of NHM London (specimen CASENT0903062 in www.antweb.org) and Oxford University Museum (specimen CASENT0901925 in www.antweb.org). The former specimen was assessed to have CL 452 µm, SL 443 µm, PoOc 220 µm, MW 253 µm and the latter one to have CL 496 µm, SL 482 µm, Fu3 56 µm, MW 277 µm. Run as wild-card in a 2-class LDA comparing *T. melanocephalum* and *T. pithecorum* sp. nov. and using these reduced character sets, both the London and the Oxford specimen are allocated to the *T. melanocephalum* cluster with p = 1.000.

Tapinoma coronatum (FOREL, 1908)

Tapinoma melanocephalum var. *coronatum* (FOREL, 1908)
[evaluation of type specimen]

This taxon has been described from Punta Arenas (Costa Rica). Investigated was a type worker from NHM Basel labeled "Costa Rica Bioley" (label of SANTSCHI), "*Tapinoma melanocephalum* v. *coronatum* Costa Rica Bioley (Type)" (FOREL's handwriting). If run as wild-card in a LDA considering the first four factors of a principal component analysis of all characters, the specimen is allocated to the *T. melanocephalum* cluster with p = 1.000. The evaluation of the photo of the type specimen CASENT0909775 provided by www.antweb.org confirmed this synonymization (see also figures 2–3).

Tapinoma malesianum (FOREL, 1913)

Tapinoma melanocephalum var. *malesiana* (FOREL, 1913)
[evaluation of type specimen]

This taxon has been described from Soengei Bamban (Sumatra) [3.12°S, 114.74°E]. Investigated was a damaged type worker from NHM Basel labeled "N° 403 fv *T. melanocephalum* FABR. v. *malesiana* FOR.", "Soengei Bambon", and "Cotype". Morphometric data measurable in this specimen were: EL 103.9, ExCly 6.1, dAN 146.8, SL 472.8, Fu2 38.5, Fu2W 41.3, Fu3L 52.7. Run as wild-card in a LDA using these data, the specimen is allocated to the *T. melanocephalum* cluster with p = 1.000. The evaluation of the photo of another type specimen in www.antweb.org (CASENT0909776) confirmed this synonymization (see also figure 2).

Tapinoma australis (SANTSCHI, 1928)

Tapinoma melanocephalum var. *australis* (SANTSCHI, 1928a)
[evaluation of type specimen]

This taxon has been described from Samoa. The different names and different type localities demand that *T. australis* (SANTSCHI, 1928a) must be treated separate from *T. australe* (SANTSCHI, 1928b) – even if SANTSCHI most probably meant the same species. Investigated was 1 type worker from NHM Basel, labeled "*Tapinoma melanocephalum* var. *australis* SANTSCHI *det.* 19", "Amauli 9-6-23", "SWEZEY & WILDER"; "Tutuila Samoa". If run as wild-card in a LDA considering the first four factors of a principal component analysis of all characters, the specimen is allocated to the *T. melanocephalum* cluster with p =1.000 (figure 3).

Tapinoma australe (SANTSCHI, 1928)

Tapinoma melanocephalum var. *australe* (SANTSCHI, 1928e)
[evaluation of type specimens]

This taxon has been described from Santo Island (Vanuatu). Evaluated was one type worker from a series of six workers from NHM Basel, labeled "*Tapinoma melanocephalum* var. *australis* SANTSCHI *det.* 1927", "NEW HEBRIDES Santo Island,

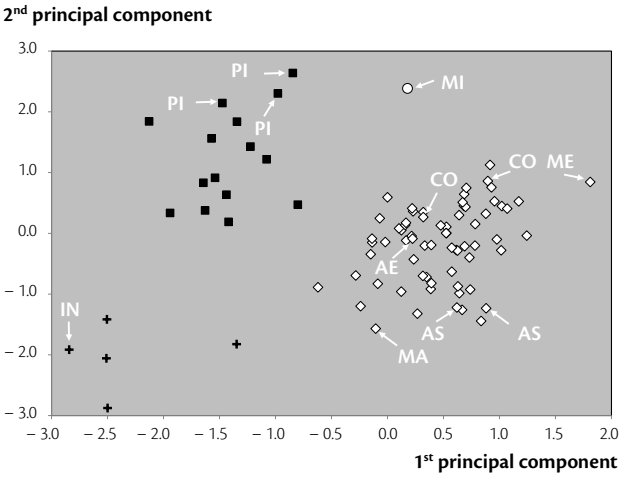


Figure. 2. Principal component analysis of worker specimens using the characters CS, CL / CW, ExCly / CS, ExOcc / CS, PoOc / CL, SL / CS, MpGr / CS, MW / CS, Fu2 / CS, IFu2, and Fu3 / CS, and pooling data from direct stereomicroscopy and photo evaluation.
T. minutum: white dot, only photo evaluation. *T. indicum*: black crosses, only photo evaluation. *T. melanocephalum*: white rhombs, mixed data source. *T. pithecorum* sp. nov.: black squares, mixed data source.
The type specimens have the following abreviations:
ME *T. melanocephalum*. **AE** *T. australe*. **CO** *T. coronatum*. **IN** *T. indicum*. **MA**. *T. malesianum*. **MI** *T. minutum*. **PI** *T. pithecorum* sp. nov.

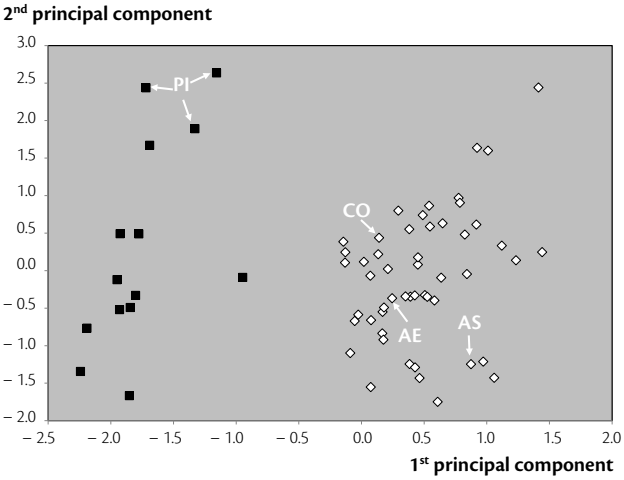


Figure 3. Principal component analysis of 17 stereomicroscopically recorded phenotypic characters in 65 worker specimens of *Tapinoma pithecorum* sp. nov. (black squares) and *T. melanocepahlum* (white rhombs). Abreviations of type specimens: **AE** type of *T. australe* (SANTSCHI 1928). **AS** type of *T. australis* (SANTSCHI 1928). **CO** type of *T. coronatum* (FOREL 1908). **PI** holotype series of *T. pithecorum* sp. nov.

Hog Harbour 8.VIII.1925, P.A. BUXTON, N.H. 8.A", "Type", and ANTWEB CASENT 0911572. If run as wild-card in a LDA considering the first four factors of a principal component analysis of all characters, the specimen is allocated to the *T. melanocephalum* cluster with p = 1.000 (figure 3). The evaluation of the photos of the type specimens CASENT0911572 and CASENT0903063 provided by www.antweb.org confirmed this synonymization (figure 2).

Tapinoma luffae (KURIAN, 1955)

Neoclystopsenella luffae (KURIAN, 1955)
[abundance and missing counterevidence]

This taxon has been described as a Bethylidae wasp from Delhi (India). Only microscopic slides of the dissected holotype and paratype males exist but no specimen of a female caste (SINGH *et al.*, 2021). In the absence of a broad study of male characters in the four species considered here no direct conclusions on species identity are possible. The synonymization with *T. melanocephalum* proposed here is only based on the fact that it is by far the most abundant species of the group and known from India.

Tapinoma wallacei (GUERRERO, 2018)

Formica familiaris (SMITH, 1861b)
[description and missing counterevidence]

Tapinoma wallacei was introduced by GUERRERO (2018) as replacement name for *Formica familiaris* (SMITH, 1861b) that is a primary homonym of *Formica familiaris* (SMITH, 1861a). The type locality of *T. wallacei* is Bacan Island (Indonesia) and the material was collected by Alfred R. WALLACE. The original description reads as follows: "Worker. Length 3/4 line (= 1.59 mm). Pale testaceous, semi-transparent; the thorax at the sides, and behind, more or less dusky; the head dark fuscous, with the mandibles white. Hab. Bachian. This minute Ant is found in houses. Mr. WALLACE says that, when living, its body, legs, and antennae are transparent." This description obviously refers to one of the two known species of the Ghost Ant. The taxon is synonymized here with *T. melanocephalum* alone by the fact that is the most abundant species and that counterevidence is not possible due to the absence of types of *T. wallacei*. The description of *Formica familiaris* (SMITH, 1861a), based on a winged gyne and stating a total length of 4 $^1/_4$ lines (= 9.01 mm), makes clear that it cannot belong to the minute *Tapinoma* species considered here. It probably belongs to the genus *Pseudolasius* (EMERY, 1887).

Tapinoma jerdoni nom. nov.

ZooBank https://zoobank.org/0AA93B7D-D64F-4EE2-9002-8A61054F5216

Formica nana (JERDON, 1851)
[description and missing counterevidence]

Tapinoma jerdoni is proposed here as new replacement name for *Formica nana* (JERDON, 1851) that is a junior primary homonym of *Formica nana* (LATREILLE, 1802) that belongs to the subfamily Myrmicinae. *Formica nana* JERDON has been described from Mysore (India). Its original description reads as follows: "Worker, length not 1/12 inch (= 2.1 mm); eyes anterior, thorax wide; abdomen long, elliptical; head and thorax brown; antennae legs, and abdomen pale whity brown. This very minute species is found in all parts of India and is very abundant in Mysore; from its very small size is noticed with difficulty. It feeds on flowers and vegetable secretion." This description strongly suggests that *Tapinoma jerdoni* nom. nov. belongs to one of the two species of the Ghost Ant. Its synonymization with *T. melanocephalum* proposed here is based on the fact that it is globally by far the most abundant species, that it is known from India and that no counterevidence is possible due to the absence of types.

Tapinoma pithecorum sp. nov.

ZooBank https://zoobank.org/02C0A98F-87D1-4F97-8EF7-402F57A17F87

Etymology

Meaning "belonging to the apes" referring to finding of the

Figure 4. Head of a paratype worker of *Tapinoma pithecorum* sp. nov. from Oman. Photo www.antbase.org (CASENT0922866).

Figure 5. Head of a *Tapinoma melanocephalum* worker. Photo www.antbase.org (CASENT0766218).

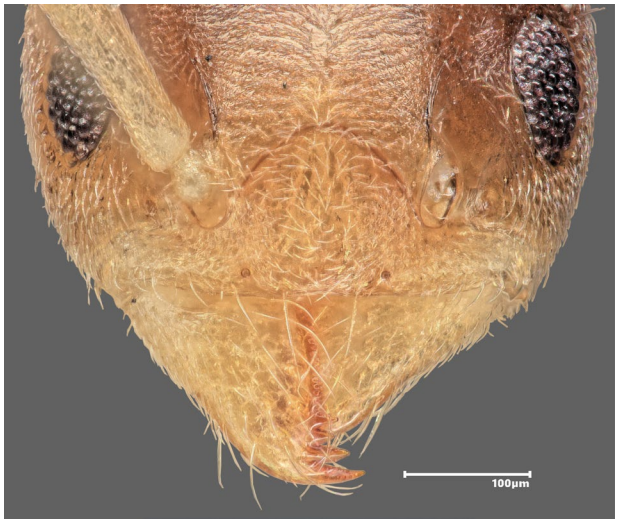


Figure 6. Anterior head and clypeus of the holotype worker of *Tapinoma pithecorum* sp. nov. from Hannover. Photo R. SCHULTZ.

Figure 7. Dorsal aspect of a paratype worker of *Tapinoma pithecorum* sp. nov. from Oman. Photo www.antbase.org (CASENT0922866).

Figure 8. Dorsal aspect of a *Tapinoma melanocephalum* worker. Photo www.antbase.org (CASENT0766218).

Figure 9. Distal scape and basal funiculus of the holotype worker of *Tapinoma pithecorum* sp. nov. from Hannover. Photo R. SCHULTZ.

first sample in the ape house of the Hannover Zoo.

Type material

Holotype plus two paratype workers labeled "GER: Hannover, Zoo, Affenhaus, Nest in Rindenmulch, *leg.* STELLMACHER 2002.09.05"; depository SMN Görlitz. Eight paratype workers labeled "INDIAN OCEAN: Christmas Is. I–IV. 1933."; depositories SDEI Müncheberg (6 paratypes) and

SMN Görlitz (2 paratypes). One paratype worker labeled "INDIA: M. P. KHALGHAT, 200 m 1–13–62" and "Collectors: E. S. ROSS, D. Q. CAVAGNARO"; depository NHM Basel. One paratype worker labeled "Balakot 3500', Kagan Valley 24. V." and "Pakistan 1974, C. BARONI URBANI"; depository NHM Basel. One paratype worker labeled "Penang 5.III.27.", "Dr. EIDMANN *legit*" and "Nat.Hist.Mus Basel–1972. coll. H. EIDMANN"; depository NHM Basel. One paratype worker labeled "Oman, Dhofar, Salalah, 18.XI.2017, 9 m, M. R. SHARAF" and "ANTWEB CASENT 0922866"; depository CAS San Francisco. One paratype worker labeled "CASENT0095240 ANTC2676", "WEST MALAYSIA: Cameron Highlands 500 m below Tana Rana 6.X.–.XXII.2001 Traps A & B O.P. CHOO" depository CAS San Francisco.

Geographic range

Tropical to subtropical species of apparently Orientalic, Indo-Australian and Australasian origin with probably weak tramp species potential and globally much rarer than *T. melanocephalum* (7 against 76 samples). Outdoor populations are known so far from Oman: Salalah [17.02°N, 54.11°E, 9 m], Pakistan: Balakot [34.55°N, 73.35°E, 1070 m], India: Khalgat [22.16°N, 74.45°E, 200 m], Australia: Christmas Island [10.48°S, 105.65°E, 120 m], Fiji: Penang [17.364°S, 178.161°E, 36 m] and Malaysia: Cameron Highlands [4.47°N, 101.37°E, 1400 m]. Greenhouse populations in the temperate zone are so far only known from Germany: Hannover [52.381°N, 9.771°E, 58 m].

Description

Worker (table I, figures 4, 6, 7 and 9). Minute, mean CS=451 µm. Head elongated, CL / CW 1.142. Postocular index larger than in *T. melanocephalum*, PoOc / CL 0.497. Hind margin of vertex usually slightly excavated, ExOcc / CS 0.66 % (compare figures 4 and 5). Anterior clypeal margin in contrast to *T. melanocephalum* not or only very slightly excavated, ExCly / CS 0.44 % (figure 6). Minimum distance of the inner margins of antennal socket rings smaller than in *T. melanocephalum*, dAN / CS 0.324. Scape and 3nd segment of antennal funiculus much shorter than in *T. melanocephalum*, SL / CS 0.846, Fu3 / CS 9.69 % (figure 9). Second funiculus segment very short, always shorter than wide, Fu2 / CS 7.36 %, IFu2 0.759. Maximum eye diameter notably smaller than in *T. melanocephalum*, EL / CS 0.247. Mesosoma more compact, with a larger width and shorter length than in *T. melanocephalum*, MW / CS 0.667, ML / CS 1.158. Pubescence hairs on all body surfaces longer and shaggier than in *T. melanocephalum* but of similar density (figures 4–5). Head and mesosoma medium to blackish brown. Gaster, antennae and legs always notably lighter, in dried specimens very pale yellowish or very pale brownish. Accordingly, it shows basically the same light-dark contrasts as *T. melanocephalum* but it is as a whole darker (figures 7–8). It appears unlikely that gaster and appendages are translucent in living ants as it is observed in *T. melanocephalum* but this remains to be studied.

Differential diagnosis

T. pithecorum sp. nov. is easily separable from other nanitic tropical *Tapinoma* species – both morphometrically (table I) and by subjective visual inspection. It differs from *T. melanocephalum* by a larger postocular index, a shorter scape and 3rd funiculus segment as well as smaller eye length and smaller or absent clypeal excavation. With all measurements in mm, a simple discriminant D(2) = 152.56 × PoOc – 56.444 × SL – 12.5 offers a perfect separation – with 98.5 % of the 65 specimens classified with posterior probabilities of $p > 0.90$ (figure 10). D(2) is – 3.095 ± 1.014 [– 5.434, – 0.608] in 51 workers of *T. melanocephalum* and 2.419 ± 0.945 [0.608, 3.692] in 14 workers of *T. pithecorum* sp. nov. According to photo evaluation (table I) it differs from five specimens of *T. indicum* (FOREL, 1895) by longer scape and funiculus segments, shorter postocular distance, absence of clypeal excavation and the color contrast between mesosoma and gaster. These specimens of *T. indicum* included the type specimen from Poona (India) (www.antweb.org: CASENT0909774). A synonymy with *Tapinoma minutum* (MAYR, 1862) is also excluded. The type specimen of homogenously colored *T. minutum* from Sydney (Australia) (www.antweb.org: CASENT0915549) has according to photo evaluation a much longer scape and a much smaller postocular index (table I) and it shows no color contrast on whole body. The clear separation of the four species is summarized by a principal component analysis (figure 2).

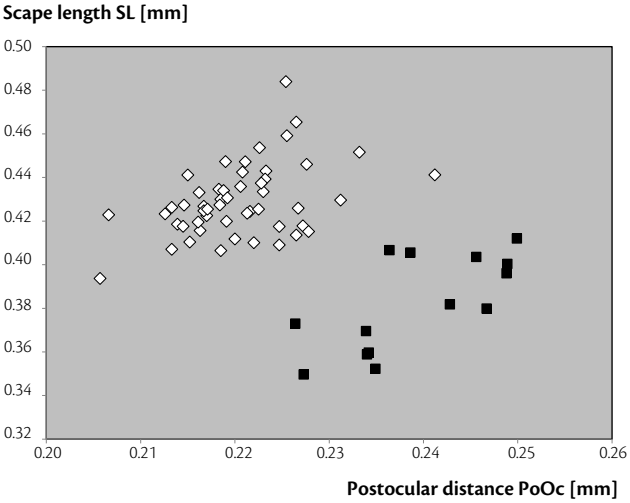


Figure. 10. Plotting of scape length against postocular distance in 14 workers of *Tapinoma pithecorum* sp. nov. (black squares) and 51 workers of *Tapinoma melanocephalum* (white rhombs).

In the argumentation presented above, *Tapinoma pellucida* (SMITH, 1857) was excluded from synonymy with *T. pithecorum* sp. nov. and considered as a junior synonym of *T. melanocephalum*. Yet, can we exclude a senior synonymy of *T. pellucida* with *T. minutum* (MAYR, 1862) and *T. indicum* (FOREL, 1895) based on evaluation of photos of two badly mounted type specimens of *T. pellucida*? The answer is that the photos provide enough information in some key characters. A synonymy of *T. pellucida* with the other two taxa is most unlikely as the *T. pellucida* types have a much larger relative length of the 3rd segment of antennal funiculus and show the characteristic Ghost Ant pigmentation. Defining an absolute size indicator SIZE as geometric mean of CL and MW, the index Fu3/SIZE is 0.1509 in the *T. pellucida* type but 0.1042 ± 0.0061 [0.0962, 0.1134] in the six *T. indicum* and *T. minutum* specimens which included the types of the latter two taxa (CASENT0909774, CASENT0915549; see also table I). In contrast, the value of the *T. pellucida* type corresponds very well to the data of 51 stereomicroscopically evaluated specimens of

Table I. Arithmetic mean, standard deviation, upper and lower extreme of morphometric data of four *Tapinoma* species. The column with *F* and *p*-values of a one-tailed ANOVA test is placed between the columns of the species compared. The most separating characters are indicated by *F* values in red heavy type. Photo evaluation was restricted to characters extractable with acceptable error.

	Direct stereomicroscopy			Photo evaluation			
	T. melanocephalum (n = 51)	ANOVA $F_{1,58}$, p	***T. pithecorum*** (n = 14)	***T. melanocephalum*** (n = 17)	***T. pithecorum*** (n = 1)	***T. indicum*** (n = 5)	***T. minutum*** type (n = 1)
CS	438 ± 15 [409, 493]	7.07 0.010	451 ± 21 [422, 484]	415 ± 35 [352, 472]	420	**398** ± 47 [315, 431]	505
CL / CW	1.161 ± 0.027 [1.103, 1.213]	6.06 0.017	1.142 ± 0.018 [1.101, 1.169]	1.133 ± 0.043 [1.106, 1.200]	1.143	1.103 ± 0.041 [1.032, 1.135]	1.142
SL / CS	0.981 ± 0.023 [0.907, 1.025]	**368.51** 0.000	0.846 ± 0.022 [0.812, 0.907]	0.987 ± 0.022 [0.939, 1.030]	0.845	**0.815** ± 0.025 [0.780, 0.851]	**0.949**
ExOcc / CS [%]	0.21 ± 0.30 [0.00, 1.39]	16.18 0.000	0.66 ± 0.58 [0.00, 1.74]	0.16 ± 0.26 [0.00, 0.98]	1.67	0.23 ± 0.32 [0.00, 0.61]	0
ExCly / CS [%]	1.51 ± 0.49 [0.64, 2.94]	60.03 0.000	0.44 ± 0.30 [0.00, 1.17]	1.23 ± 0.42 [0.58, 2.49]	0	1.99 ± 0.38 [1.70, 2.65]	0
ExClyW / CS [%]	12.66 ± 1.45 [9.80, 15.49]	7.41 0.008	11.52 ± 1.05 [10.30, 13.44]	no data	no data	no data	no data
ExClyL / W [%]	0.119 ± 0.036 [0.05,0.23]	61.25 0.000	0.039 ± 0.025 [0.00, 0.09]	no data	no data	no data	no data
nExCly	1.88 ± 1.11 [0.0, 5.0]	1.36 n.s.	2.36 ± 2.02 [0.0, 6.0]	no data	no data	no data	no data
dAN / CS	0.339 ± 0.008 [0.318, 0.358]	46.05 0.000	0.324 ± 0.008 [0.313, 0.341]	no data	no data	no data	no data
PoOc / CL	0.469 ± 0.011 [0.434, 0.488]	**67.38** 0.000	0.497 ± 0.012 [0.476, 0.518]	0.475 ± 0.013 [0.446, 0.495]	0.486	**0.536** ± 0.013 [0.522, 0.557]	**0.453**
EL / CS	0.274 ± 0.010 [0.255, 0.307]	**92.39** 0.000	0.247 ± 0.008 [0.234, 0.260]	no data	no data	no data	no data
MGr / CS [%]	2.23 ± 0.80 [1.19, 4.52]	15.40 0.000	1.32 ± 0.63 [0.20, 2.35]	2.60 ± 1.07 [0.00, 5.54]	1.35	2.24 ±1.51 [0.00, 3.65]	2.95
MW / CS	0.635 ± 0.018 [0.594, 0.676]	37.92 0.000	0.667 ± 0.015 [0.650, 0.707]	0.641 ± 0.045 [0.519, 0.702]	0.693	0.640 ± 0.027 [0.610, 0.669]	0.642
ML / CS	1.240 ± 0.040 [1.119, 1.320]	48.05 0.000	1.158 ± 0.034 [1.094, 1.214]	no data	no data	no data	no data
Fu2 / CS [%]	8.60 ± 0.38 [7.62, 9.35]	**106.87** 0.000	7.36 ± 0.46 [6.58, 8.28]	8.42 ± 0.93 [7.11, 10.17]	6.19	5.20 ± 0605 [4.82, 6.22]	7.73
Fu3 / CS [%]	12.42 ± 0.73 [10.83, 13.77]	**158.02** 0.000	9.69 ± 0.67 [9.16, 11.42]	12.22 ± 1.39 [9.98, 15.74]	8.80	8.51 ± 0.65 [7.93, 9.47]	8.77
IFu2	0.873 ± 0.046 [0.775, 0.963]	56.16 0.000	0.759 ± 0.063 [0.671, 0.899]	0.843 ± 0.108 [0.683, 1.123]	0.659	0.631 ± 0.088 [0.556, 0.731]	1.003

T. melanocephalum with Fu3/SIZE 0.1505 ± 0.0098 [0.1295, 0.1668].

Comment on biodiversity in the minute tropical *Tapinoma* species

Introducing here *Tapinoma pithecorum* sp. nov. represents a low risk for production of a synonym as the new species is an outstanding entity in its combination of shape and surface structure characters. However, the taxonomic situation within the nanitic tropical species near to *T. melanocephalum*, *T. indicum* or *T. minutum* is far from sufficiently known. A moderate extension of the scope by investigating few samples of other nanitic tropical *Tapinoma* ants near to *Tapinoma wilsoni*, *T. atriceps* and *T. aberrans*, some of these hidden in loans of "*T. melanocephalum*" material, confirmed this view. The resulting total of only about 100 worker samples apparently included at least seven different species. Three of these, putatively undescribed species with extreme characters, were represented by only a single worker specimen. One may build up from these findings a vague idea which biodiversity would be revealed after thoroughly investigating hundreds of samples under a broad geographic coverage. I refrain from doing broad revisionary work as there is no working capacity remaining to do this in a thorough way and I also refrain from describing new *Tapinoma* species based on single specimens.

Comment on the value of simple pigmentation characters in ant determination

Considering what has been written in the previous section, a warning has to be given about the careless use of simple pigmentation characters in ant classification as it is frequently seen in determination keys. Very simple pigmentation patterns, such as variation of light *vs*. dark, red *vs*. brown or red *vs*. black on whole body or certain body parts are frequently unreliable taxonomic characters in insects and other animals. This is because already a point mutation may change pigmentation profoundly whereas complex morphological structures are less easily changed. There are lots of textbook examples demonstrating a rather simple pigmentation genetics (*e.g.* LUS, 1932; BARRION & SAXENA, 1987; MAJERUS, 1998; ANDRÈS & CORDERO, 1999 and MAJUMDAR *et al.* 2008). The occasional loss of the remarkable ghost ant pigmentation in *Tapinoma melanocephalum* observed in material of the presented study is supposed to represent a mutation. In two out of 76 samples (= 2.6 %) of *T. melanocephalum*, mesosoma, petiole and gaster showed a lot of dark pigment, giving these specimens a nearly homogenous coloration and perfect opaqueness in living condition. The morphometric data of these dark color morphs were close to the mean values of *T. melanocephalum* in any of the 17 characters recorded and they were placed by a PCA near the cluster center of this species. Hence there is

no reason to suppose heterospecificity. Taxonomic failures or pitfalls due to pigmentation characters in ants have been repeatedly reported. SEIFERT (1997, p. 6) and SEIFERT (2018, p. 138) described color dimorphism superimposed by allometric change in species of the *Formica rufibarbis* group. Intraspecific color polymorphism superimposed by geographic clines has been shown for species of the *Formica cinerea* group (SEIFERT, 2003a, pp. 254, 258). Furthermore, extreme intraspecific color polymorphism is documented by SEIFERT (2003b, p. 213) and SEIFERT *et al.* (2017, pp. 340, 348) in several species of *Cardiocondyla*. Furthermore, SEIFERT (2019, pp. 11–12) pointed to taxonomic errors due to color polymorphism in *Camponotus* and finally SEIFERT (2020, p. 22) described color polymorphism superimposed by allometric trends in *Lasius*.

Provisional key to the Orientalic and Australian-Polynesian species

Considering the statements in the two forgoing sections, (a) underrecording of true species numbers and (b) misclassifications by intraspecific color polymorphism, the following key separating four minute *Tapinoma* species of Orientalic and Australasian-Polynesian origin has to be considered as provisional.

1. Heterogenously pigmented, at least parts of mesosoma and/or gaster notably lighter than head **2**
– Homogenously pigmented **3**

2. Scape long.
With measurements in mm, discriminant 152.56 × PoOc – 56.444 × SL – 12.5 < 0 [error 0 % in 51 worker specimens].
Anterior clypeal margin slightly excavated.
3rd funiculus segment long.
ExCly / CS > 0.7 %, Fu3 / CS >11 %
..... ***T. melanocephalum***
– Scape short.
With measurements in mm, discriminant > 0 [error 0 % in 14 worker specimens].
Anterior clypeal margin not excavated.
3rd funiculus segment short.
ExCly / CS < 0.7 %, Fu3 / CS < 11 %.
..... ***T. pithecorum* sp. nov.**

3. Postocular index very large.
Scape and 2nd funiculus segment very short.
PoOc / CL > 0.490, SL / CS < 0.88, Fu2 / CS < 6.8 %.
..... ***T. indicum***
– Postocular index small.
Scape and 2nd funiculus segment long.
PoOc / CL < 0.490, SL / CS > 0.88, Fu2 / CS > 6.8 %.
..... ***T. minutum***

ACKNOWLEDGEMENTS

This paper was co-financed by tax money on the basis of the state budget passed by the Saxon Landtag. I wish to thank Isabelle ZÜRCHER (NHM Basel, Switzerland), Andrew LISTON (SDEI Müncheberg, Germany) and Brian FISHER (CAS San Francisco, California, USA) for kindly arranging loans of collection material, Roland SCHULTZ (Senckenberg Museum of Natural History, Görlitz, Germany) for producing z-stack photos and Herbert WAGNER (Graz, Austria) as well as Hervé JOURDAN (IRD – IMBE, Marseille, France) for meticulous reading the draft of the manuscript.

REFERENCES

ANDRÉS, J. A. & A. CORDERO (1999). The inheritance of female color morphs in the damselfly *Ceriagrion tenellum* (Odonata, Coenagrionidae). *Heredity*, **82**(3): 328–335. https://doi.org/10.1038/sj.hdy.6884930

BARION, A. A. & R. C. SAXENA (1987). Inheritance of body color in the brown planthopper, *Nilaparvata lugens*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, **43**(3): 267–270. https://doi.org/10.1111/j.1570-7458.1987.tb02220.x

BUSTOS, X. & D. CHERIX (1998). Contribution à la biologie de *Tapinoma melanocephalum* (FABRICIUS) (Hymenoptera, Formicidae). *Actes des Colloques Insectes Sociaux*, **11**: 95–101. https://cataglyphis.fr/Actes-SF-UIEIS/ACTES-COLLOQUES-INSECTES-SOCIAUX-VOL-11-1998/Actes-Colloques-Sf-UIEIS-Vol11-Bustos-Cherix.pdf [accessed 01 June 2022]

GUERRERO, R. J. (2018). Taxonomic identity of the ghost ant, *Tapinoma melanocephalum* (FABRICIUS, 1793) (Formicidae: Dolichoderinae). *Zootaxa*, **4410**(3): 497–510. https://doi.org/10.11646/zootaxa.4410.3.4

KAMURA, C. M., M. S. C. MORINI, C. J. FIGUEIREDO, O. C. BUENOO & A. E. DE C. CAMPOS-FARINHA (2007). Ant communities (Hymenoptera: Formicidae) in an urban ecosystem near the Atlantic Rainforest. *Brazilian Journal of Biology*, **67**(4): 635–641. https://doi.org/10.1590/S1519-69842007000400007

KLOTZ, J. H, J. R. MANGOLD, K. M. VAIL, L. R. DAVIS & R. S. PATTERSON (1995). A Survey of the Urban Pest Ants (Hymenoptera: Formicidae) of Peninsular Florida. *The Florida Entomologist*, **78**(1):109–118. https://doi.org/10.2307/3495674

LEE, C. Y., C. Y. LIM & I. DARAH (2002). Survey on structure-infesting ants (Hymenoptera: Formicidae) in food preparative outlets. *Tropical Biomedicine*, **19**(1–2): 21–26. http://www.chowyang.com/uploads/2/4/3/5/24359966/041.pdf

LUS, J. J. (1932). An analysis of the dominance phenomenon in the inheritance of the elytra and pronotum color in *Adalia bipunctata*. *Trudy Laboratorii Genetiki, Leningrad*, **9:** 135–162.

MAJERUS, M. E. N. (1998). *Melanism: evolution in action*. Oxford (UK), xiii + 338 pp.

MAJUMDAR, K. C., K. NASURUDDIN & K. RAVINDER (2008). Pink body color in *Tilapia* shows single gene inheritance. *Aquaculture Research*, **28**(8): 581–589. https://doi.org/10.1046/j.1365-2109.1997.00898.x

MOREIRA, D. D. O., V. DE MORAIS, O. VEIRA-DA-MOTTA, A. E. DE C. CAMPOS-FARINHA & A. TONHASCA Jr. (2005). Ants as carriers of antibiotic-resistant bacteria in hospitals. *Neotropical Entomology*, **34**(6): 999–1006. https://doi.org/10.1590/S1519-566X2005000600017

OLIVEIRA, B. R. M., L. FERREIRA DE SOUSA, R. C. SOARES, T. C. NASCIMENTO, M. S. MADUREIRA & J. L. FORTUNA (2017). Ants as Vectors of Bacteria in Hospital Environments. *Journal of Microbiology Research*, **7**(1): 1–7. https://doi.org/10.5923/j.microbiology.20170701.01

SANTSCHI, F. (1928a). Chapter « Formicidae ». *Insects of Samoa and other Samoan Terrestrial Arthropoda Part V. Hymenoptera. Fasc. 1*. British Museum, London, 41–58.

SANTSCHI, F. (1928b). Nouvelles fourmis d'Australie. *Bulletin de la Société Vaudoise des Sciences Naturelles*, **56**(221): 465–483. https://www.antwiki.org/wiki/images/e/e4/Santschi_1928e.pdf [accessed 01 June 2022]

SEIFERT, B. (1997). *Formica lusatica* n. sp. – a sympatric sibling species of *Formica cunicularia* and *Formica rufibarbis* (Hymenoptera Formicidae). *Abhandlungen und Berichte des Naturkundemuseums Görlitz*, **69**(5): 3–16. https://www.antcat.org/references/132275 [accessed 01 June 2022]

SEIFERT, B. (2002). A taxonomic revision of the *Formica cinerea* group (Hymenoptera: Formicidae). *Abhandlungen und Berichte des Naturkundemuseums Görlitz*, **74**(2): 245–272. https://www.antcat.org/references/132267 [accessed 01 June 2022]

SEIFERT, B. (2003). The ant genus *Cardiocondyla* (Insecta: Hymenoptera: Formicidae) a taxonomic revision of the *C. elegans*, *C. bulgarica*, *C. batesii*, *C. nuda*, *C. shuckardi*, *C. stambuloffii*, *C. wroughtonii*, *C. emeryi*, and *C. minutior* species groups. *Annalen des Naturhistorischen Museums Wien, Serie B*, **104**: 203–338. https://www.antcat.org/references/132283 [accessed 01 June 2022]

SEIFERT, B. (2018). *The Ants of Central and North Europe*. Lutra Verlags- und Vertriebsgesellschaft, Tauer (Germany), 408 pp.

SEIFERT, B. (2019). A taxonomic revision of the members of the *Camponotus lateralis* species group (Hymenoptera: Formicidae) from Europe, Asia Minor and Caucasia. *Soil Organisms*, **91**(1):7–32. https://doi.org/10.25674/so-91-1-02

SEIFERT, B. (2020). A taxonomic revision of the Palaearctic members of the subgenus *Lasius* s. str. (Hymenoptera, Formicidae). *Soil Organisms*, **92**(1): 15–94. https://doi.org/10.25674/so92iss1pp15

SEIFERT, B, I. OKITA & J. HEINZE (2017). A taxonomic revision of the *Cardiocondyla nuda* group (Hymenoptera: Formicidae). *Zootaxa*, **4290**(2): 324–356. https://doi.org/10.11646/zootaxa.4290.2.4

SINGH, S., W. COLOMBO, S. SHREEVIHAR, M. FAISAL, V. P. PANDEY & C. M. TRIBULL (2021). Rediscovery of Kurian's types of Hymenoptera at Forest Research Institute, Dehradun, India with notes on Indian bethylid fauna. *Zootaxa,* **5019**(1): 1–90. https://doi.org/10.11646/zootaxa.5019.1.1

SMITH, F. (1860a). Descriptions of new species of hymenopterous insects collected by Mr. A. R. WALLACE at Celebes. *Journal of the Proceedings of the Linnean Society, Zoology*, **5**(s1): 57–93. https://doi.org/10.1111/j.1096-3642.1860.tb01021.x

SMITH, F. (1860b). Catalogue of Hymenopterous Insects collected by Mr. A. R. WALLACE in the Islands of Bachiao, Kaisaa, Amboyna, Gilolo, and at Dory in New Guinea. *Journal of the Proceedings of the Linnean Society, Zoology*, **5**(s1): 93–143. https://doi.org/10.1111/j.1096-3642.1860.tb01022.x

WETTERER, J.K. (2009). Worldwide spread of the ghost ant, *Tapinoma melanocephalum* (Hymenoptera: Formicidae). *Myrmecological News*, **12**: 23–33. https://myrmecologicalnews.org/cms/index.php?option=com_content&view=category&id=349&Itemid=356 [accessed 01 June 2022]

OSMIA
ISSN 2727-3806

Revue d'Hyménoptérologie
Journal of Hymenopterology
https://doi.org/10.47446/OSMIA

Volume 10
2022

ARTICLE

Monitoring of parasites in bumblebee colonies developed from controlled nesting of wild queens (Hymenoptera: Apidae: *Bombus*)

Antoine Gekière[1] • **Jean Habay**[2] • **Denis Michez**[3]

Gekière, A., J. Habay & D. Michez (2022). Monitoring of parasites in bumblebee colonies developed from controlled nesting of wild queens (Hymenoptera: Apidae: *Bombus*). *Osmia*, **10**: 45–54. https://doi.org/10.47446/OSMIA10.5

Abstract
Bumblebees (Apidae: *Bombus* spp.) are a major group of wild and domesticated bees that provide crucial ecosystem services through wildflower and crop pollination. However, most of bee populations, including bumblebees, are declining worldwide, partly because of parasite spill-over and spill-back between bumblebee commercial colonies and wild populations. Breeders have to cope with invasions by a vast array of bumblebees' parasites, and techniques need to be developed to prevent such invasions to support breeders and wild bee populations. Our 10-year study is based on 327 nests of seven bumblebee species (*B. humilis*, *B. hypnorum*, *B. lapidarius*, *B. lucorum*, *B. pascuorum*, *B. sylvarum*, *B. terrestris*) reared in outdoor boxes. Some boxes were equipped with parasite-preventing techniques, namely (i) an airlock (n = 2) or (ii) an additional chamber with natural fragrances (n = 74). We recorded the invasion of the nests by the wax moth *Aphomia sociella*, the eulophid *Melittobia acasta* and the cuckoo bumblebees *Bombus* subgenus *Psithyrus* spp. Overall, 8.26 %, 1.53 % and 3.67 % of the colonies were invaded by *A. sociella*, *M. acasta* and *Psithyrus* spp., respectively, without coinfection. Neither the airlock nor the additional chamber with natural fragrances prevented *A. sociella* infestation. Despite that no nest equipped with an airlock or an additional chamber with natural fragrances was invaded by *M. acasta* or *Psithyrus* spp., we lacked replicates to properly demonstrate the efficiency of these techniques. Nest inspection remains a time-consuming but powerful technique to reduce artificial nest spoilage by parasites, yet it is inefficient against tiny invaders (< 1 mm) that are left unnoticed. We therefore encourage further studies to actively seek for parasite-preventing techniques to reduce artificial nest spoilage and to mitigate spill-over towards wild populations.

Keywords | *Aphomia sociella* • *Melittobia acasta* • *Psithyrus* spp. • *Bombus* spp. • parasite-preventing techniques

Surveillance des parasites dans les colonies de bourdons issues de la nidification contrôlée de reines sauvages (Hymenoptera : Apidae : *Bombus*)

Résumé
Les bourdons (Apidae : *Bombus* spp.) représentent un groupe important d'abeilles sauvages et domestiquées qui fournissent des services écosystémiques cruciaux à travers la pollinisation de fleurs sauvages et de cultures. Toutefois, la plupart des populations d'abeilles, bourdons inclus, sont en déclin à l'échelle mondiale, en partie à cause du transfert de parasites entre les colonies domestiquées de bourdons et les populations sauvages. Les éleveurs doivent faire face à l'invasion de nombreux parasites de bourdons, et des techniques doivent être développées pour empêcher de telles invasions afin de soutenir les éleveurs et protéger les populations d'abeilles sauvages. Notre étude s'étend sur 10 ans et se base sur 327 colonies de sept espèces de bourdons (*B. humilis*, *B. hypnorum*, *B. lapidarius*, *B. lucorum*, *B. pascuorum*, *B. sylvarum* et *B. terrestris*) élevées dans des boîtes placées à l'extérieur. Certaines boites étaient équipées de mécanismes permettant d'empêcher l'invasion de parasites, à savoir (i) un sas (n = 2) ou (ii) une chambre additionnelle avec des odeurs naturelles (n = 74). Nous avons enregistré l'invasion de ces colonies par la pyrale du bourdon *Aphomia sociella*, l'eulophide *Melittobia acasta* et les bourdons cleptoparasites *Bombus* sous-genre *Psithyrus* spp. Au total, 8,26 %, 1,53 % et 3,67 % des colonies furent envahies par *A. sociella*, *M. acasta* et *Psithyrus* spp., respectivement, sans trace de co-infection. Ni l'utilisation du sas ni l'utilisation d'une chambre additionnelle avec des odeurs naturelles n'ont empêché l'invasion par *A. sociella*. Bien qu'aucune des colonies équipées d'un sas ou d'une chambre additionnelle avec des odeurs naturelles n'ait été envahie par *M. acasta* ou *Psithyrus* spp., nous manquons de réplicas pour démontrer l'efficacité significative de ces techniques. L'inspection des colonies reste une technique chronophage mais efficace pour réduire la perte de colonies domestiques par des parasites, quoique cette méthode reste inefficace face aux petits envahisseurs (< 1 mm) qui ne peuvent être

[1] [AG] Zoology Lab, Research institute for Biosciences, University of Mons, Place du Parc 23, B – 7000 Mons, Belgium • antoine.gekiere@umons.ac.be
https://orcid.org/0000-0001-5337-1305 • ZooBank https://zoobank.org/41991EC2-37AD-4D31-82D7-9B30C14A8270
[2] [JH] Independant researcher, rue de Clairefontaine, L – 8460 Eischen, Grand Duchy of Luxembourg • jean.habay@outlook.com
https://orcid.org/0000-0002-9081-0407 • ZooBank https://zoobank.org/298BCE3F-A109-4F2E-96F4-56C2693E3312
[3] [DM] Zoology Lab, Research institute for Biosciences, University of Mons, Place du Parc 23, B – 7000 Mons, Belgium • denis.michez@umons.ac.be
https://orcid.org/0000-0001-8880-1838 • ZooBank https://zoobank.org/8B04585A-FE00-4D9A-AFD6-1BD2A1584CFA

Osmia est une revue en libre accès publiée par l'Observatoire des Abeilles (France) sous licence Creative Commons Attribution International CC BY 4.0 qui autorise la reproduction et la diffusion du document, à condition que la source soit explicitement citée.

Osmia is an open-access journal published by the Observatory of Bees (France) under Creative Commons Attribution International License CC BY 4.0 which allows the reproduction and distribution of the document, provided the source is explicitly cited.

remarqués. Nous encourageons ainsi de futures études à chercher activement des techniques pour faire face aux parasites afin de réduire la perte de colonies domestiques et atténuer le transfert de parasites vers les populations sauvages.

Mots-clefs | *Aphomia sociella* • *Melittobia acasta* • *Psithyrus* spp. • *Bombus* spp. • techniques préventives contre les parasites

Reçu • Received | 06 December 2021 || **Accepté • Accepted** | 25 August 2022 || **Publié (en ligne) • Published (online)** | 31 August 2022
Reviewers | C. ALAUX • I. DAJOZ || https://zoobank.org/C5C00473-CD4B-4784-913B-F1952579D493

INTRODUCTION

Bees are key animals to preserve in the context of global changes (POTTS *et al.*, 2016). They are direct and indirect drivers of human well-being through the cultural value and the ecosystem services they provide by pollinating ~ 75% of globally important crop types and ~ 87% of wildflower species (KLEIN *et al.*, 2007; OLLERTON *et al.*, 2011; HRISTOV *et al.*, 2020). Among more than 20,000 bee species (MICHEZ *et al.*, 2019), the bumblebees (Hymenoptera: Apidae: *Bombus* spp. LATREILLE, 1802) represent a moderately large genus comprising around 265 species showing social behaviours (GOULSON, 2003; WILLIAMS *et al.*, 2008; CAMERON & SADD, 2020). Bumblebees have been increasingly studied in the last few years due to their easy rearing and efficiency in the pollination of greenhouses and outdoor crops (VELTHUIS & VAN DOORN, 2006; KLEIJN *et al.*, 2015). Annually, individual species of wild bumblebees are estimated to contribute to over $ 5000 per hectare of crop flowers (KLEIJN *et al.*, 2015). Along with the domestication of roughly 50 other bee species that are used for crop pollination, including solitary bees (*e.g.*, *Megachile rotundata* FABRICIUS, 1787), honeybees (*Apis mellifera* LINNAEUS, 1758) and stingless bees (Meliponini LEPELETIER, 1836) (KLEIN *et al.*, 2007; OSTERMAN *et al.*, 2021), bumblebee domestication has expanded into a worldwide mass rearing industry with millions of colonies shipped annually around the world (VELTHUIS & VAN DOORN, 2006). Six species have been commercially reared but *B. terrestris* LINNAEUS, 1758 and *B. impatiens* CRESSON, 1863 remain the most common ones in Europe and North America, respectively (VELTHUIS & VAN DOORN, 2006; OWEN, 2016; OSTERMAN *et al.*, 2021).

Although some bumblebee species are expanding (e.g., *B. terrestris*; GHISBAIN *et al.*, 2021), about one third of the species appears to be declining (GOULSON *et al.*, 2008, ARBETMAN *et al.*, 2017). Several anthropogenic drivers of decline have been highlighted including for instance habitat degradation, pesticide use and, to a lesser extent, parasite spread (GOULSON *et al.*, 2015; DICKS *et al.*, 2021). Bumblebees suffer from a broad range of parasites such as viruses, bacteria, mites, protozoans, nematodes, and even other insects, with a high degree of diversity in their virulence and transmission mode (POUVREAU, 1993; MACFARLANE *et al.*, 1995; MEEUS *et al.*, 2011; GOULSON *et al.*, 2018; PLISCHUK *et al.*, 2017). These parasites have coexisted with bumblebees for millions of years and have therefore represented a 'natural' pressure in bumblebee populations. However, an anthropogenic pressure occurs when infected commercially reared bumblebee colonies are carried throughout the globe, and it leads to bee-damaging parasite 'spill-over' and 'spill-back' between commercial colonies and wild populations (COLLA *et al.*, 2006; OTTERSTATTER & THOMSON, 2008; CAMERON *et al.*, 2016; MARTIN *et al.*, 2021). For commercial colony owners (such as farmers), bumblebee breeders and wild bee populations, it is thus crucial to implement mitigating strategies to detect and cure infected managed bumblebee colonies (GOULSON & HUGHES, 2015).

We here expose qualitative field observations recorded in bumblebee colonies visited by the larvae of the kleptoparasite and predatory wax moth *Aphomia sociella* LINNAEUS, 1758 (Lepidoptera: Pyralidae), the ectoparasite and parasitoid eulophid *Melittobia acasta* WALKER, 1839 (Hymenoptera: Eulophidae) and the inquiline cuckoo bumblebees *Bombus* subgenus *Psithyrus* spp. LEPELETIER, 1832 (Hymenoptera: Apidae: Bombini; hereinafter '*Psithyrus* spp.'). These are parasites very likely to invade bumblebee breeders' colonies placed in the field. Additionally, we present quantitative observations around several techniques that could be used to prevent bumblebee colonies to be visited by the hereinabove parasites.

MATERIALS AND METHODS

Colony implementation

Seven bumblebee species were observed in this study, consisting of four subgenera, namely the subgenus *Bombus* (*B. terrestris*, *B. lucorum*), the subgenus *Pyrobombus* (*B. hypnorum*), the subgenus *Melanobombus* (*B. lapidarius*) and the subgenus *Thoracobombus* (*B. pascuorum*, *B. sylvarum*, *B. humilis*) (MICHEZ *et al.*, 2019). Gravid wild bumblebee queens were captured (private garden; Sterpenich, Belgium) and colonies were initiated following a method such as described in PRZYBYLA *et al.* (under review). The queen and its brood were then gently placed in small (25 cm × 25 cm × 20 cm; subgenus *Thoracobombus*) or in large (40 cm × 30 cm × 30 cm without additional chamber; 50 cm × 30 cm × 30 cm with additional chamber; subgenera *Bombus*, *Pyrobombus*, *Melanobombus*) wooden boxes with sawdust and wadding as litter (see below for details about the additional chamber). Colonies were placed annually in private gardens (figure 1a) in Sterpenich (Belgium) and Eischen (Grand Duchy of Luxembourg) between 2011 and 2021. Species of the subgenera *Bombus*, *Pyrobombus* and *Melanobombus* were left from March to July while species of the subgenus *Thoracobombus* were left from May to October. Wooden boxes were frequently opened (*i.e.*, weekly the first month and then bimonthly) and colonies were visually checked to examine the symptoms of any parasite invasion. Any colony infested upon inspection was removed off the site. Overall, 327 colonies were examined in this study.

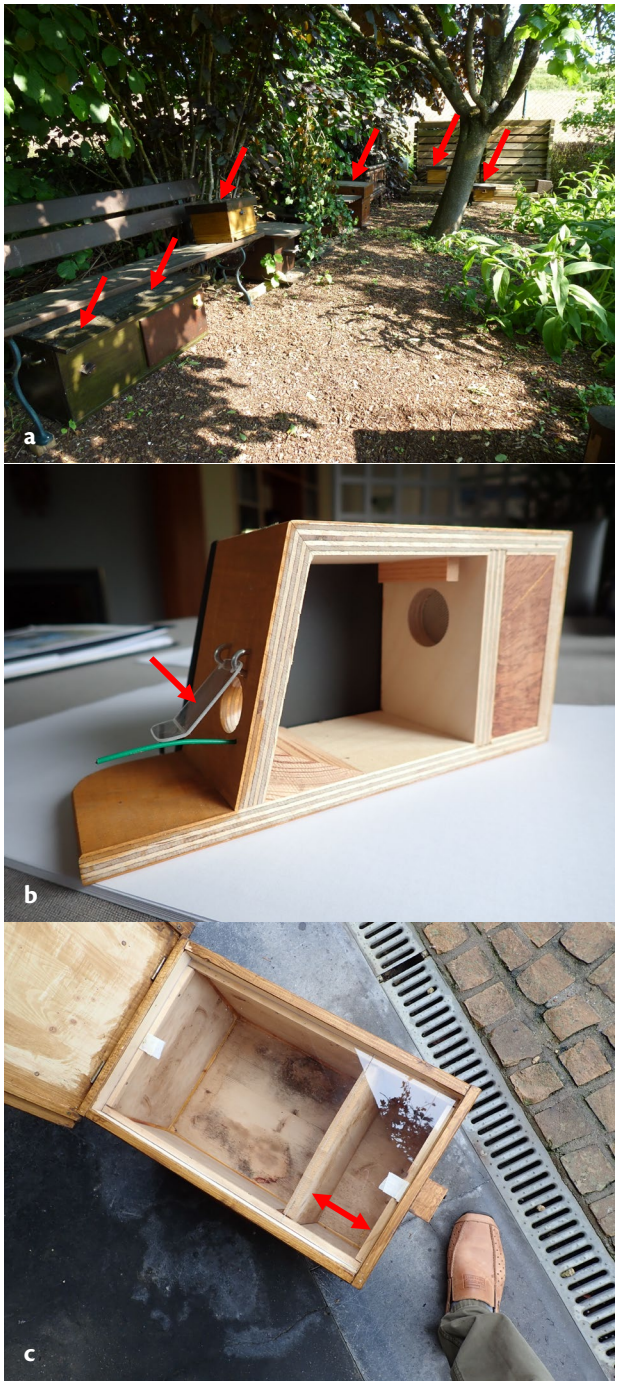


Figure 1. Photos of experimental setups. **a.** Wooden boxes with bumblebee nests (arrows) in a garden. **b.** Airlock apparatus with its plastic lid (arrow) covering the 'exit'. **c.** Empty wooden box with an additional chamber (arrow). Photos J. HABAY.

Parasite-preventing techniques

First technique: airlock

This technique was only tested in 2019 in two large colonies of *B. terrestris*. The apparatuses were purchased from Hummeltischler® that year (GUBISCH, 2021). The airlock consisted of two openings facing each other at the ends of a cube-shaped compartment: one opening was adjacent to the original flight opening of the colony while the other opening (hereafter referred as to 'exit') was closed by a mobile plastic lid (figure 1b). When the lid was raised, bumblebees could freely go inside and outside the nest while when the lid covered the exit, bumblebees could still freely go outside but had to lift the lid to go inside. For bumblebees to learn this maneuver, we left the lid raised for a few days and then progressively lowered it every day until it completely covered the exit. Bumblebees learnt they had to slip under the lid to reach their nest. Within days, bumblebees were eventually able to lift the lid and enter the wooden box. This technique is expected to prevent parasites from entering the nest by flying or walking through the lid-covered exit.

Second technique: additional chamber and natural fragrances

Assuming that animal parasites find a bumblebee colony to infest relying on olfactory cues emitted by the nest (AYASSE & JARAU, 2014), some colonies were concealed with olfactory cue-masking fragrances. From 2014 to 2021, 32 large wooden boxes were equipped with an additional chamber (10 cm × 30 cm × 30 cm) (figure 1c) containing wadding soaked with three drops of lavandin oil (*Lavandula* × *intermedia*, Lamiaceae; PRANARÔM INTERNATIONAL SA, 2021) as well as some fresh leaves of *Pelargonium citronellum* VAN DER WALT, 1983 (Geraniaceae). The opening of the additional chamber and the opening leading to the nest were shifted from each other. From 2019 to 2021, 42 small wooden boxes were provided with lavandin oil and *P. citronellum* leaves but these fragrances were directly placed on the litter around the nest. Because these small wooden boxes housed bumblebee species with longer life cycles (*i.e.*, subgenus *Thoracobombus*), the fragrances were replaced in July. Placing these two natural fragrances in the colonies did not lead to any unusual behaviour displayed by the bumblebee individuals (J. HABAY, *pers. obs.*).

Statistical analyses

For *A. sociella* data, we recorded the year, the box size and the presence of natural fragrances of every infested colony (we did not record the bumblebee species). *A. sociella* infestation was assessed using a generalised linear model with a binomial distribution and logit link function, with wooden box size, the presence of natural fragrances and their interaction as explanatory variables. Box size is confounded with bumblebee species but it is not an issue for the model since bumblebee species is not considered as an explanatory variable. For *Psithyrus* spp. and *M. acasta* data, we recorded the year and the presence of natural fragrances of every infested colony (we did not record the bumblebee species and the box size). *Psithyrus* spp. and *M. acasta* infestations were assessed using a generalised linear model with a binomial distribution and logit link function with the presence of natural fragrances as explanatory variable. In all models, significance of individual terms was tested with Wald chi-square tests, after checking for overdispersion. We did not include 'year' in the models since the first years of experiment lacked replicates. Because airlock apparatuses were only tested for two colonies, we could not run any statistical analysis to assess their efficacy. All data visualisations and analyses were conducted in R 4.0.3 (R DEVELOPMENT CORE TEAM).

RESULTS

Infestation prevalence and symptoms

When considering the full set of observations (i.e., all years, all bumblebee species, all box sizes and all parasite-preventing techniques), 8.26 %, 1.53 % and 3.67 % of the colonies were visited by *Aphomia sociella*, *Melittobia acasta* and *Psithyrus* spp., respectively.

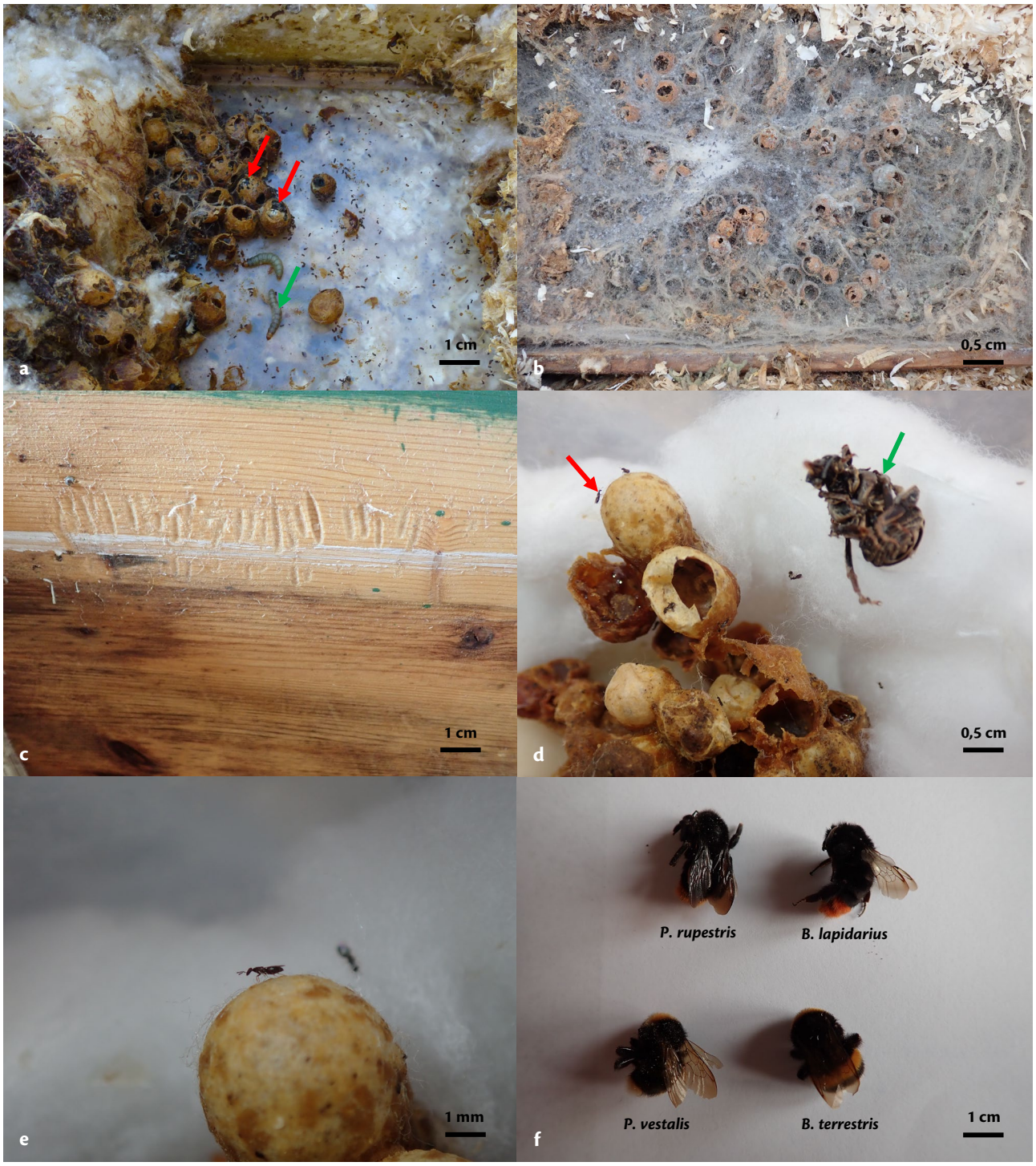


Figure 2. Photos of *A. sociella* (**a–c**), *M. acasta* (**d–e**) and *Psithyrus* spp. (**f**). **a.** Combs destroyed by *A. sociella* larvae (green arrow) and dead non-emerged bumblebees (red arrows). **b.** Web of silk and frass produced by *A. sociella* larvae. **c.** Wooden box gnawed by *A. sociella* larvae. **d.** *M. acasta* adults on bumblebee combs (red arrow) and decaying bumblebee pupae (green arrow) extracted from its *M. acasta* larvae-infested comb. **e.** *M. acasta* female on a bumblebee comb. **f.** *Bombus* spp. queens and their associate *Psithyrus* spp. female inquilines. Photos J. Habay.

A. sociella infestation was easily determined by the presence of dozens of *A. sociella* larvae and their associated hard-wearing web of silk and their frass (figures 2a–b). These larvae were observed to feed from nectar, pollen and wax as well as bumblebee larvae and pupae, thereby destroying the whole nest architecture and the brood (figure 2a). *A. sociella* larvae were also found to feed from adult bumblebees that presented perforated abdomens, but our observations did not enable to determine if these adults were already dead or if *A. sociella* larvae actually killed them. We also noted that

these larvae gnawed the wooden boxes (figure 2c). Most of *A. sociella* infestations were observed in May–June and concerned well-developed colonies.

M. acasta infestation were easily determined by the presence of hundreds of *M. acasta* adults inside the nest, the presence of damaged combs and the presence of hundreds of *M. acasta* larvae inside these combs, specifically on bumblebee pupae and prepupae. The latter were generally decaying or totally decayed (figures 2d–e). *M. acasta* was quicker to contaminate adjacent colonies than A. sociella (J. HABAY, *pers. obs.*). Colonies infected by *A. sociella* or *M. acasta* were completely wiped out within 4–6 weeks.

Psithyrus spp. infestation (figure 2f) was suspected when the host queen or an increasing number of dead workers were found on the litter around the nest. During our regular nest inspection, we captured *Psithyrus* females before they usurped the host queen. A *Psithyrus* female laid eggs the next day in the plastic cup it was caged in, but this behaviour was only observed once. *Psithyrus* females could survive a week in the plastic cup without any food supply. When the *Psithyrus* females were left inside the nests, they started laying eggs within 2–3 days. Most of time, the host queen was found dead, but it happened that the host and the *Psithyrus* females coexisted in the colony. In the latter case, the host queen was clearly subdued (no aggressive behaviour, no egg laying). All *Psithyrus* infestations occurred before June in middle-sized colonies. We also noted that the nest could be subdued by a queen of the same species and that the symptoms were the same as the ones displayed in *Psithyrus*-infested nests. Usurpation by a queen of the same species was yet much rarer than *Psithyrus* infestation.

Parasite-preventing technique efficacy

Statistical tests showed that neither box size, the presence of natural fragrance nor the interaction of these two variables had significant effect on *A. sociella* infestation (figure 3a) (GLM binomial; box size: $\chi^2 = 1.93$, $df = 1$, $p = 0.16$; fragrance: $\chi^2 = 1.17$, $df = 1$, $p = 0.28$; box size × fragrance: $\chi^2 = 0.58$, $df = 1$, $p = 0.45$). Likewise, the presence of natural fragrances did not have any significant effect on *M. acasta* (figure 3b) (GLM binomial; fragrance: $\chi^2 < 0.001$, $df = 1$, $p = 0.99$) or *Psithyrus* spp. (figure 3c) (GLM binomial; fragrance: $\chi^2 < 0.001$, $df = 1$, $p = 0.99$) infestations. Moreover, one of the two boxes equipped with an airlock got infested by *A. sociella* but none of them got infested by *M. acasta* or *Psithyrus* spp.

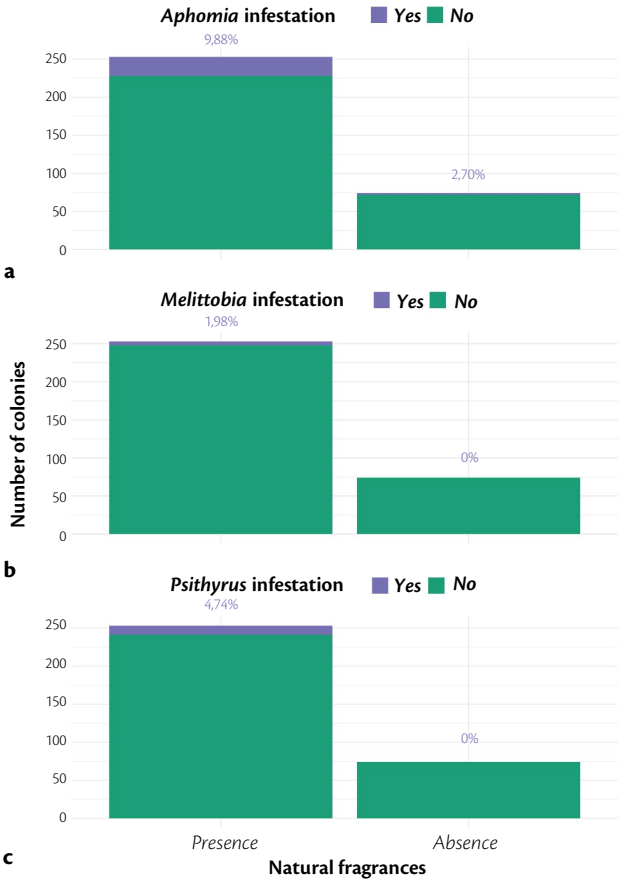


Figure 3. Number of bumblebee colonies infested by parasites. The parasite prevalence (in percent) in the presence (left) or absence (right) of natural fragrances (i.e., lavandin oil and *P. citronellum* leaves) is shown above each barplot. **a.** Infestation by the wax moth *A. sociella*. **b.** Infestation by the eupholid *M. acasta*. **c.** Infestation by the cuckoo bumblebees *Psithyrus* spp.

DISCUSSION

The wax moth *A. sociella* is a very specialist parasite of bumblebees and has been suggested as one of the most important natural enemies of bumblebee colonies (ALFORD, 1975). In addition to limiting colony growth by consuming all the provisions, broods and combs (SCHWEIGER *et al.*, 2022), it seems that wax moth larvae induce a non-feeding behaviour in bumblebee queens and workers (KWON *et al.*, 2003). *A. sociella* is univoltine, i.e. the cocoon spinning occurs within the colony and adults emerge the next year after hibernation (POUVREAU, 1988). Here, *A. sociella* infestation was observed in roughly 8 % of the colonies. In previous studies, *A. sociella* was found in eight out of 30 (26 %; GOULSON *et al.*, 2018) and 73 out of 133 wild nests (55 %; GOULSON *et al.*, 2018). In commercial nests placed in the field, GERVAIS *et al.* (2020) found a prevalence of 36 %. Recently, SHARMA *et al.* (2021) showed that *A. sociella* was responsible for 10 % of *B. haemorrhoidalis* queen death out of the 139 dead queens they examined. *A. sociella* prevalence is likely explained by several environmental factors as higher prevalence has been found in suburban areas and gardens than farmlands (GOULSON *et al.*, 2002; GERVAIS *et al.*, 2020). Although, it is worth noting that SHARMA *et al.* (2021) observed no correlation between *A. sociella* prevalence and temperature as well as relative humidity. Besides, no correlation was observed between *A. sociella* prevalence and landscape composition (GERVAIS *et al.*, 2020; SCHWEIGER *et al.*, 2022). Recently, SCHWEIGER *et al.* (2022) showed that colonies collecting higher pollen diversity had a reduced *A. sociella* depredation. *A. sociella* prevalence also seems bumblebee species-specific. GOULSON *et al.* (2018) found a significant difference in the proportion of infested nests between *B. pascuorum*, *B. pratorum*, *B. terrestris*, *B. lapidarius* and *B. hypnorum*, the two latter being the most frequently infested. The low prevalence observed here remains intriguing as our artificial nests were placed in gardens, and as we further assume that artificial nest boxes should be

more easily detected by *A. sociella* than natural bumblebee nests, which are usually concealed underground (GOULSON *et al.*, 2002). Rather, as proposed by GOULSON *et al.* (2002), we suggest that *A. sociella* prevalence is also dependant of the density of bumblebee nests surrounding the experimental sites, which was an uncontrolled factor in our experiment. Besides, as we removed infested nests upon inspection, we prevented *A. sociella* offspring to hibernate and infest new colonies the next year, and therefore we likely influenced *A. sociella* invasion prevalence over the years.

The parasitic wasp *M. acasta* is a serious generalist parasite of bumblebee colonies as well as other bees and insects (SCHMID-HEMPEL, 1998). While the larvae develop on the hosts' prepupae and pupae, *M. acasta* female adults puncture the hosts' exocuticle with their ovipositor and feed from the oozing haemolymph (KWON *et al.*, 2012). *M. acasta* is multivoltine: dozens of generations are produced each year (MATTHEWS *et al.*, 2009), which enables this parasite to largely spread among adjacent colonies. Here, *M. acasta* infestation was observed in roughly 1.5 % of the colonies. In *B. hortorum*, MACFARLANE & DONOVAN (1989) showed that *M. acasta* ranged from 0 to 13 % in the field but could reached 31 % under laboratory conditions. As outlined by KUMAR *et al.* (2015) who studied four species of megachilids, *Melittobia* spp. can be highly prevalent in nests that are placed in clusters since it is easier for the parasitic wasp to detect and contaminate adjacent nests. The prevalence would have definitely been higher in our study if we had not removed infested nest upon inspection.

After hibernation, the cuckoo bumblebee females (*Psithyrus* spp.) typically invade early nests prior to the emergence of the second brood of workers. While some *Psithyrus* species are specialised on a single bumblebee host, some others can invade bumblebee species from different subgenera (WILLIAMS, 2008). They kill or subdue the host queen, lay eggs and exploit the host workers that will rear a new generation of *Psithyrus* gynes and males. *Psythirus* spp. are univoltine, since mated queens of the new generation will hibernate and invade a new host the next year (BENTON, 2006; LHOMME & HINES, 2019). Worldwide, 27 cuckoo bumblebee species have been described (WILLIAM, 1998) and given our host species, six *Psithyrus* species are concerned here (RASMONT *et al.*, 2021). It is worth noting that many *Psithyrus* species are declining (ARBETMAN *et al.*, 2017) because of the decline of their hosts (SUHONEN *et al.*, 2015). We found that around 3.5 % of our colonies were usurped by *Psithyrus* females. Based on wild colonies, GOULSON *et al.* (2017) observed that one out of 47 nests (2.13 %) had been invaded by a cuckoo bumblebee female over the two years they studied while, over 100 failed nests, GOULSON *et al.* (2018) observed that three of them (3 %) had been usurped by a *Psithyrus* female. By contrast, studies using reared commercial colonies placed in the field found higher prevalence of invasion by cuckoo bumblebees, ranging from 25 to 80 % (MÜLLER & SCHMID-HEMPEL, 1992; CARVELL *et al.*, 2008), probably because the nests were not concealed underground. In a molecular study, ERLER & LATTORFF (2010) found a prevalence of 42 % in wild populations. Given these numbers and our method relying on aboveground artificial nests, the low prevalence of *Psithyrus* invasion we recorded is intriguing. Besides, by capturing dozens of *Psithyrus* females near the entrances of the nests every year, we likely influenced *Psithyrus* invasion prevalence over the years.

Originally, we postulated that bumblebee nest-seeking parasites should rely on olfactory cues to locate and infest a nest. First, it has been shown that cuckoo bumblebees recognise and locate the nests of their hosts through species-specific scents; the invading female may even be able to acquire the chemical profile of its host after intrusion, thereby performing chemical camouflage (reviewed in AYASSE & JARAU, 2014). The new offspring then produces specific semiochemicals to evade host worker attack and rejection (LHOMME *et al.*, 2015). Second, the parasitic wasps *Melittobia* spp. are polyphagous (MATTHEWS *et al.*, 2009). Every *Melittobia* species displays variation in terms of behavioural responses towards the semiochemicals emitted by their associated hosts, stressing that *Melittobia* spp. exploit and differentiate the semiochemicals when seeking for a specific host (GONZÁLEZ *et al.*, 2018). Yet, to our knowledge, no study has ever tackled the behavioural response of *M. acasta* towards *Bombus*-associated olfactory cues. Third, *A. sociella* is also a polyphagous parasite, invading several bumblebee species nests (GOULSON *et al.*, 2018). It has been shown that *A. sociella* rely on chemical cues for its mating behaviours (KINDL *et al.*, 2012), but its nest-invading mechanism remains hitherto unstudied. It is however likely to assume that nest invasion by *A. sociella* is based on host-emitted olfactory cues. Our study showed that neither lavandin oil nor *P. citronellum* leaves significantly prevented the bumblebee nests from being invaded by *A. sociella*. We propose three rationales: (i) the natural fragrances we used did not conceal the odours emitted by the nests (possibly because they were applied in too small concentrations); (ii) the natural fragrances we used masked the odours emitted by the nests but these natural fragrances were also appealing for the wax moths, even though the natural fragrances did not significantly increase the number of invasions; and (iii) we lacked replicates – and thus increased our β error – to demonstrate the potential effects of these natural fragrances. We also note that the additional chamber was inefficient to prevent *A. sociella* invasion. Even though no nest equipped with natural fragrances was invaded by *M. acasta* or *Psithyrus* spp., we lacked replicates to determine if this method is efficient against these parasites. Using lavandin oil, *P. citronellum* leaves or other natural fragrances to prevent *A. sociella*, *M. acasta* or *Psithyrus* spp. invasion warrants further investigations. Despite that we only equipped two nests with an airlock, we observed an *A. sociella* invasion in one of them, suggesting that the airlock may not be efficient against wax moth infestation. We postulate that *A. sociella* was able to enter the nest during the learning period (the exit was not completely covered for a few days), and we suggest that other parasites may be able to enter during this period as well. If that is the case, the airlock would render the nest vulnerable during the learning phase, thereby casting doubt over its efficiency. Even though airlocks were only provided to *B. terrestris* nest, this issue is unlikely species-specific.

Overall, the nests we placed in gardens got infected by *A. sociella*, *M. acasta* and *Psithyrus* spp. The natural fragrances did not prevent *A. sociella* invasion but we encourage further large-scale experiments to test the effects of natural fragrances on *A. sociella*, *M. acasta* and *Psithyrus* spp. invasion. Besides, while our studies did not discriminate

among bumblebee species, we recommend that further studies consider interspecific variations. By contrast to natural fragrances, we suggest that an airlock at the entrance of the nests may not be efficient against parasite infestation since the nests remain vulnerable as long as the bumblebees do not manage to lift the lid and that the entrance is kept open. Nests that were infected upon inspection were immediately destroyed to avoid contamination of adjacent colonies, which could explain the seeming lower infestation prevalence in our study in comparison with the literature. Frequent and systemic nest inspection remains a very powerful but laborious technique to reduce artificial nest spoilage by parasites. For example, a daily checking enables to prevent *Psithyrus* spp. usurpation since the invading cuckoo bumblebee female can be removed before it kills the host queen. However, visual inspection reaches its limits when looking for small parasites, typically parasitoid wasps usually smaller than 1 mm. Developing parasite-preventing techniques is an outstanding area of research that is crucial to support bumblebee colony owners and reduce parasite spill-over towards wild bee populations.

ACKNOWLEDGEMENTS

We would like to thank J.-L. RENNESON and P. RASMONT for their help in *M. acasta* identification. We are grateful to the people and companies that housed our boxes in their gardens over the years. Many thanks also to K. PRZYBYLA for her explanations concerning the rearing methods and to G. GHISBAIN for his comments concerning the cuckoo bumblebees. This work was partly supported by the 'Fonds de la Recherche Scientifique(FNRS)' and the Research Foundation-Flanders (FWO) under EOS Project CLIPS (n° 3094785). A. G. is supported by a FRS–FNRS PhD grant "Aspirant".

REFERENCES

Alford, D. V. (1975). *Bumblebees*. Davis-Poynter, London, 352 pp.

Arbetman, M. P., G. Gleiser, C. L. Morales, P. Williams & M. A. Aizen (2017). Global decline of bumblebees is phylogenetically structured and inversely related to species range size and pathogen incidence. *Proceedings of the Royal Society B*, **284**(1859): 20170204. http://doi.org/10.1098/rspb.2017.0204

Ayasse, M. & S. Jarau (2014). Chemical Ecology of Bumble Bees. *Annual Review of Entomology*, **59**(1): 299–319. https://doi.org/10.1146/annurev-ento-011613-161949

Kumar, V., V. V. Belavadi & A. Gupta (2015). Parasitisation of leaf-cutter bees (Megachilidae: Apoidea) by *Melittobia*. *Entomon*, **40**(2): 103-110. http://entomon.in/index.php/Entomon/article/view/69

Benton, T. (2006). *Bumblebees*. Harper Collins, London, 589 pp.

Cameron, S. A., H. C. Lim, J. D. Lozier, M. A. Duennes & R. Thorp (2016). Test of the invasive pathogen hypothesis of bumble bee decline in North America. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, **113**(16): 4386–4391. https://doi.org/10.1073/pnas.1525266113

Cameron, S. A. & B. M. Sadd (2020). Global trends in bumble bee health. *Annual Review of Entomology*, **65**: 209–232. https://doi.org/10.1146/annurev-ento-011118-111847

Carvell, C., P. Rothery, R. F. Pywell & M. S. Heard (2008). Effects of resource availability and social parasite invasion on field colonies of *Bombus terrestris*. *Ecological Entomology*, **33**(3): 321–327. https://doi.org/10.1111/j.1365-2311.2007.00961.x

Colla, S. R., M. C. Otterstatter, R. J. Gegear & J. D. Thomson (2006). Plight of the bumble bee: Pathogen spillover from commercial to wild populations. *Biological conservation*, **129**(4): 461–467. https://doi.org/10.1016/j.biocon.2005.11.013

Dicks, L. V., T. D. Breeze, H. T. Ngo, D. Senapathi, J. An, M. A. Aizen, P. Basu, D. Buchori, L. Galetto, L. A. Garibaldi, B. Gemmill-Herren, B. G. Howlett, V. L. Imperatriz-Fonseca, S. D. Johnson, A. Kovács-Hostyánszki, Y. J. Kwon, H. M. G. Lattorff, T. Lungharwo, C. L. Seymour, A. J. Vanbergen & S. G. Potts (2021). A global-scale expert assessment of drivers and risks associated with pollinator decline. *Nature Ecology & Evolution*, **5**: 1453–1461. https://doi.org/10.1038/s41559-021-01534-9

Erler, S. & H. M. G. Lattorff (2010). The degree of parasitism of the bumblebee (*Bombus terrestris*) by cuckoo bumblebees (*Bombus* (*Psithyrus*) *vestalis*). *Insectes Sociaux*, **57**(4): 371–377. https://doi.org/10.1007/s00040-010-0093-2

Gervais, A., V. Fournier & M. Bélisle (2020). Agricultural landscape composition affects the development and life expectancy of colonies of *Bombus impatiens*. *Ecosphere*, **11**(7): e03142. https://doi.org/10.1002/ecs2.3142

Ghisbain, G., M. Gérard, T. J. Wood, H. M. Hines & D. Michez (2021). Expanding insect pollinators in the Anthropocene. *Biological Reviews*, **96**(6): 2755–2770. https://doi.org/10.1111/brv.12777

González, J. M., D. Camino, S. Simon & A. Cusumano (2018). Semiochemical Exploitation of Host-Associated Cues by Seven *Melittobia* Parasitoid Species: Behavioral and Phylogenetic Implications. *Frontiers in Ecology and Evolution*, **5**: 172. https://doi.org/10.3389/fevo.2017.00172

Goulson, D., W. Hughes, L. Derwent & J. C. Stout (2002). Colony growth of the bumblebee, *Bombus terrestris*, in improved and conventional agricultural and suburban habitats. *Oecologia*, **130**(2): 267–273. https://doi.org/10.1007/s004420100803

Goulson, D. (2003). *Bumblebees: behaviour and ecology*. Oxford University Press, Oxford (UK), 235 pp.

Goulson, D., G. C. Lye & B. Darvill (2008). Decline and Conservation of Bumble Bees. *Annual Review of Entomology*, **53**: 191–208. https://doi.org/10.1146/annurev.ento.53.103106.093454

Goulson, D. & W. O. H. Hughes (2015). Mitigating the anthropogenic spread of bee parasites to protect wild pollinators. *Biological Conservation*, **191**: 10–19. https://doi.org/10.1016/j.biocon.2015.06.023

Goulson, D., E. Nicholls, C. Botías & E. L. Rotheray (2015). Bee declines driven by combined stress from parasites, pesticides, and lack of flowers. *Science*, **347**(6229): 1255957. https://doi.org/10.1126/science.1255957

Gouslon, D., S. O'Connor & K. J. Park (2018). The impacts of predators and parasites on wild bumblebee colonies. *Ecological Entomology*, **43**(2): 168–181. https://doi.org/10.1111/een.12482

Gubisch, J. (2021). *Hummeltischler*. Personal website, Germany. https://hummeltischler.de [accessed 06 December 2021]

Hristov, P., B. Neov, R. Shumkova & N. Palova (2020). Significance of Apoidea as Main Pollinators. Ecological and Economic Impact and Implications for Human Nutrition. *Diversity*, **12**(7): 280. https://doi.org/10.3390/d12070280

Kindl, J., P. Jiroš, B. Kalinová, P. Žáček & I. Valterová (2012). Females of the Bumblebee Parasite, *Aphomia sociella*, Excite Males Using a Courtship Pheromone. *Journal of Chemical Ecology*, **38**(4): 400–407. https://doi.org/10.1007/s10886-012-0100-3

Kleijn, D., R. Winfree, I. Bartomeus, L. G. Carvalheiro, M. Henry, R. Isaacs, A.-M. Klein, C. Kremen, L. K. M'Gonigle, R. Rader, T. H. Ricketts, N. M. Williams, N. L. Adamson, J. S. Ascher, A. Báldi, P. Batáry, F. Benjamin, J. C. Biesmeijer, E. J. Blitzer, R. Bommarco, M. R. Brand, V. Bretagnolle, L. Button, D. P. Cariveau, R. Chifflet, J. F. Colville, B. N. Danforth, E. Elle, M. P. D. Garratt, F. Herzog, A. Holzschuh, B. G. Howlett, F. Jauker, S. Jha, E. Knop, K. M. Krewenka, V. Le Féon, Y. Mandelik, E. A. May, M. G. Park, G. Pisanty, M. Reemer, V. Riedinger, O. Rollin, M. Rundlöf , H. S. Sardiñas, J. Scheper, A. R. Sciligo, H. G. Smith, I. Steffan-Dewenter, R. Thorp, T. Tscharntke, J. Verhulst, B. F. Viana, B. E. Vaissière, R. Veldtman, K. L. Ward, C. Westphal & S. G. Potts (2015). Delivery of crop pollination services is an insufficient argument for wild pollinator conservation. *Nature Communications*, **6**:7414. https://doi.org/10.1038/ncomms8414

Klein, A. M., B. E. Vaissière, J. H. Cane, I. Steffan-Dewenter, S. A. Cunningham, C. Kremen & T. Tscharntke (2007). Importance of pollinators in changing landscapes for world crops. *Proceedings of the Royal Society B*, **274**(1608): 303–313. http://doi.org/10.1098/rspb.2006.3721

Kwon, Y. J., S. Saeed & M. J. Duchateau (2003). Control of *Plodai interpunctella* (Lepidoptera: Pyralidae), a pest in *Bombus terrestris* colonies. *The Canadian Entomologist*, **135**(6): 893–902. http://doi.org/10.4039/n03-013

Kwon, Y. J., M. R. Amin & N. S. L. Inn (2012). Morphological features, development and reproduction of *Melittobia acasta* on *Bombus terrestris*. *Entomological Research*, **42**(2): 73–78. https://doi.org/10.1111/j.1748-5967.2011.00360.x

Lhomme, P., M. Ayasse, I. Valterová, T. Lecocq & P. Rasmont (2015). A scent shield to survive: identification of the repellent compounds secreted by the male offspring of the cuckoo bumblebee *Bombus vestalis*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, **157**(3): 263–270. https://doi.org/10.1111/eea.12366

Lhomme, P. & H. M. Hines (2019). Ecology and Evolution of Cuckoo Bumble Bees. *Annals of the Entomological Society of America*, **112**(3):122–140. https://doi.org/10.1093/aesa/say031

Macfarlane, R. P. & P. J. Donovan (1989). *Melittobia* spp. as parasitoids of bumble and lucerne leafcutting bees and their control in New Zealand. *Proceedings of the New Zealand Weed and Pest Control Conference*, **42**: 274–277. https://doi.org/10.30843/nzpp.1989.42.10978

Macfarlane, R. P., J. J. Lipa & H. J. Liu (1995). Bumble Bee Pathogens and Internal Enemies. *Bee World*, **76**(3): 130–148. https://doi.org/10.1080/0005772X.1995.11099259

Martin, C. D., M. T. Fountain & M. J. F. Brown (2021). The potential for parasite spill-back from commercial bumblebee colonies: a neglected threat to wild bees? *Journal of Insect Conservation*, **25**(3): 531–539. https://doi.org/10.1007/s10841-021-00322-x

Matthews, R. W., J. M. González, J. R. Matthews & L. D. Deyrup (2009). Biology of the parasitoid *Melittobia* (Hymenoptera: Eulophidae). *Annual Review of Entomology*, **54**: 251–266. https://doi.org/10.1146/annurev.ento.54.110807.090440

Michez, D., P. Rasmont, M. Terzo & N. J. Vereecken (2019). *Bees of Europe*. NAP, Verrières-le-Buisson (F), 548 pp.

Meeus, I., M. J. F. Brown, D. C. De Graaf & G. Smagghe (2011). Effects of invasive parasites on bumble bee declines. *Conservation Biology*, **25**(4): 662–671. http://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2011.01707.x

Müller, C. B. & P. Schmid-Hempel (1992). Correlates of reproductive success among field colonies of *Bombus lucorum*: the importance of growth and parasites. *Ecological Entomology*, **17**(4): 343–353. http://doi.org/10.1111/j.1365-2311.1992.tb01068.x

O'Connor, S. A. (2013). *The Nesting Ecology of Bumblebees*. PhD Thesis, The University of Stirling (UK), 248 pp. https://core.ac.uk/download/pdf/20443717.pdf [accessed 06 December 2021]

Ollerton, J., R. Winfree & S. Tarrant (2011). How many flowering plants are pollinated by animals? *Oikos*, **120**(3): 321–326. https://doi.org/10.1111/j.1600-0706.2010.18644.x

Osterman, J., M. A. Aizen, J. C. Biesmeijer, J. Bosch, B. G. Howlett, D. W. Inouye, C. Jung, D. J. Martins, R. Medel, A. Pauw, C. L. Seymour & R. J. Paxton (2021). Global trends in the number and diversity of managed pollinator species. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, **322**: 107653. https://doi.org/10.1016/j.agee.2021.107653

Otterstatter, M. C. & J. D. Thomson (2008). Does Pathogen Spillover from Commercially Reared Bumble Bees Threaten Wild Pollinators? *PLoS ONE*, **3**(7): e2771. https://doi.org/10.1371/journal.pone.0002771

Owen, R. (2016). Rearing Bumble Bees for Research and Profit: Practical and Ethical Considerations, pp. 225–242. *In*: E. D. Chambó (ed.), *Beekeeping and Bee Conservation. Advances in Research*. Intech Open, London, 254 pp. https://doi.org/10.5772/63048

Plischuk, S., S. Salvarrey, N. Arbulo, E. Santos, J. H. Skevington, S. Kelso, P. D. Revainera, M. D. Maggi, C. Invernizzi & C. E. Lange (2017). Pathogens, parasites, and parasitoids associated with bumble bees (*Bombus* spp.) from Uruguay. *Apidologie*, **48**(3): 298–310. https://doi.org/10.1007/s13592-016-0474-2

Potts, S., V. Imperatriz-Fonseca, H. Ngo, M. A. Aizen, J. C. Biesmeijer, T. D. Breeze, L. V. Dicks, L. A. Garibaldi, R. Hill, J. Settele & A. J. Vanbergen (2016). Safeguarding pollinators and their values to human well-being. *Nature*, **540**: 220–229. https://doi.org/10.1038/nature20588

Pouvreau, A. (1973). Les ennemis des bourdons. I – Étude d'une zoocénose : le nid de bourdons. *Apidologie*, **4**(2): 103–148. https://doi.org/10.1051/apido:19730202

Pouvreau, A. (1988). Contribution à l'étude du cycle évolutif pré-imaginal d'*Aphomia sociella* L. [Lepidoptera, Pyralidae, Galleriinae], ravageur des nids de bourdons. *Entomophaga*, **33**(4): 467–480. https://doi.org/10.1007/BF02373183

Pranarôm International S.A. (2021). Lavandin super – 10 mL. *Pranarôm – Aromathérapie Scientifique*. Professional website, Ghislenghien (Belgium). https://www.pranarom.be/fr/hect-top-naturelles-et-bio/5663-lavandin-super-5420008526244.html [accessed 06 December 2021]

Przybyla, K., J. Habay, P. Rasmont & D. Michez, *submitted*. Notes sur le nichage spontané de reines sauvages de bourdons en Belgique (Hymenoptera : Apidae). Under review in the *Osmia* journal.

R Development Core Team (2021). R: *A Language and Environment for Statistical Computing*. R Foundation for Statistical Computing, Vienna. https://www.r-project.org [accessed 06 December 2021]

Rasmont, P., G. Ghisbain & M. Terzo (2021). *Bumblebees of Europe and neighbouring regions*. NAP, Verrières-le-Buisson (F), 632 pp.

Schmid-Hempel, P. (1998) *Parasites in Social Insects*. Princeton University Press, Princeton, NJ (USA), 392 pp.

Schweiger, S. E., N. Beyer, A. L. Hass & C. Westphal (2022). Pollen and landscape diversity as well as wax moth depredation determine reproductive success of bumblebees in agricultural landscapes. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, **326**: 107788. https://doi.org/10.1016/j.agee.2021.107788

Sharma, H. K., L. Kalia, R. Sharma, M. Thakur, H. Prasad, M. Devi, P. Thakur, D. Sharma & K. Rana (2021). Seasonal incidence, epidemiology and establishment of different pests and disease in laboratory reared *Bombus haemorrhoidalis* Smith. *International Journal of Tropical Insect Science*, **41**(4): 2555–2564. https://doi.org/10.1007/s42690-021-00435-5

Suhonen, J., J. Rannikko & J. Sorvari (2015). The rarity of host species affects the co–extinction risk in socially parasitic bumble bee *Bombus* (*Psithyrus*) species. *Annales Zoologici Fennici*, **52**(4): 236–242. https://doi.org/10.5735/086.052.0402

Velthuis, H. H. W., & A. van Doorn (2006). A century of advances in bumblebee domestication and the economic and environmental aspects of its commercialization for pollination. *Apidologie*, **37**(4): 421–451. https://doi.org/10.1051/apido:2006019

Williams, P. H. (1998). An annotated checklist of bumble bees with an analysis of patterns of description (Hymenoptera: Apidae, Bombini). *Bulletin of the British Museum Natural History*, **67**: 79–152. https://www.biodiversitylibrary.org/part/76466

Williams, P. H. (2008). Do the parasitic *Psithyrus* resemble their host bumblebees in colour pattern? *Apidologie*, **39**(6): 637–649. https://doi.org/10.1051/apido:2008048

Williams, P. H., S. A. Cameron, H. M. Hynes, B. Cederberg & P. Rasmont (2008). A simplified subgeneric classification of the bumblebees (genus *Bombus*). *Apidologie*, **39**(1):46–74. https://doi.org/10.1051/apido:2007052

OSMIA
ISSN 2727-3806

Revue d'Hyménoptérologie
Journal of Hymenopterology
https://doi.org/10.47446/OSMIA

Volume 10
2022

ARTICLE

Préférences des fourmis en matière de type et de structure d'habitat : résultats sur quatre tourbières d'Auvergne (Hymenoptera : Formicidae)

Luc BELENGUIER[1] • Marine KREDER[2] • Christophe GALKOWSKI[3] • Thomas PÈLERIN[4] • Maxime SACRÉ[5]

BELENGUIER, L., M. KREDER, C. GALKOWSKI, T. PÈLERIN & M. SACRÉ (2022). Préférences des fourmis en matière de type et de structure d'habitat : résultats sur quatre tourbières d'Auvergne (Hymenoptera : Formicidae). *Osmia*, **10**: 55–70. https://doi.org/10.47446/OSMIA10.6

Résumé

Le lien entre habitats et fourmis a été étudié dans le Parc naturel régional des Volcans d'Auvergne pour mieux comprendre les conditions écologiques favorables aux espèces présentes. Le territoire d'étude est constitué de quatre tourbières dans le Puy-de-Dôme. La méthode retenue consiste, au sein de 1149 mailles de 16 m², en la description de l'habitat (type et hauteur de végétation) et l'inventaire des fourmis par appât alimentaire. Les analyses mettent en évidence des liens entre habitat et myrmécofaune au sein de ces tourbières. Les espèces concernées sont *Formica picea* NYLANDER, 1846, *Formica lemani* BONDROIT, 1917, *Lasius platythorax* SEIFERT, 1991, *Myrmica ruginodis* NYLANDER, 1846 et *Myrmica scabrinodis* NYLANDER, 1846. Les éléments bibliographiques relatifs à la préférence écologique des différentes espèces sont globalement confirmés. *Formica picea* et *Myrmica scabrinodis* sont particulièrement associées aux habitats de tourbières hautes avec une structure de végétation basse. *Formica lemani* est retrouvée quasi-exclusivement au sein des prairies mésophiles, avec une préférence pour les végétations plus hautes. *Lasius platythorax* est retrouvée préférentiellement dans les habitats de tourbières hautes, de bas marais et de tourbières de transition à végétation basse. Seule *Myrmica ruginodis* est favorisée par des structures de végétation haute et fréquente, préférentiellement les moliniaies et les mégaphorbiaies.

Mots-clefs | Massif central • niche écologique • myrmécofaune • tourbières • hauteur de végétation

Habitat type and structure preferences in ants: results from four peat bogs in Auvergne (Hymenoptera: Formicidae)

Abstract

The link between habitats and ants was studied in the Parc naturel régional des Volcans d'Auvergne to understand better the ecological conditions favorable to the species. The study area was composed of four peat bogs in the Puy-de-Dôme. The method consisted in the description of the habitat (type and structure) and the inventory of ants by baits within 1149 plots of 16 m². The analyses highlight links between habitat and myrmecofauna within these peat bogs. The species concerned are *Formica picea* NYLANDER, 1846, *Formica lemani* BONDROIT, 1917, *Lasius platythorax* SEIFERT, 1991, *Myrmica ruginodis* NYLANDER, 1846 and *Myrmica scabrinodis* NYLANDER, 1846. The bibliographic elements concerning the ecological preferences of the different species are globally confirmed. *Formica picea* and *Myrmica scabrinodis* are particularly associated with raised bog habitats with a low vegetation structure. *Formica lemani* is found almost exclusively in mesophilic grasslands where it prefers higher vegetation. *Lasius plathythorax* is found in raised bog and low marsh habitats and transitional bogs in particular, with low vegetation. Only *Myrmica ruginodis* is favored by tall vegetation structures and preferentially frequents molinia and megaphorbia.

Keywords | Massif central • ecological niche • myrmecofauna • peat bog • word • vegetation height

Reçu • Received | 22 January 2022 || **Accepté • Accepted** | 11 November 2022 || **Publié (en ligne) • Published (online)** | 12 November 2022
Reviewers | R. BLATRIX • O BLIGHT || https://zoobank.org/709D80FB-3621-459D-8BFF-6661D992A948

[1] [LB] 4 rue Danton, F – 13200 Arles, France • l.belenguier@gmail.com
https://orcid.org/0000-0002-9839-0769 • ZooBank https://zoobank.org/10535CCD-A0D2-4A57-9D1C-313FCF01BD1A
[2] [MK] Florat-Haut, F – 63420 Apchat, France • marine.kreder@gmail.com
https://orcid.org/0000-0001-8112-9196 • ZooBank https://zoobank.org/4DAF4A89-9B92-4AF8-B284-727127559719
[3] [CG] Association Antarea, 104 route de Mounic, F – 33160 Saint-Aubin-de-Médoc, France • chris.gal@wanadoo.fr
https://orcid.org/0000-0002-1001-1470 • ZooBank https://zoobank.org/C480F514-D567-4787-AF55-2BE00FB79706
[4] [TP] 18 La Foucherais, F – 35230 Noyal-Châtillon-sur-Seiche, France • thomas.pelerin@outlook.fr
https://orcid.org/0000-0001-7768-5800 • ZooBank https://zoobank.org/4FD6EB0E-1973-4668-9CDA-2BF6CE330C86
[5] [MS] 3 rue d'Auriol, F – 31400 Toulouse, France • maximesacre@hotmail.fr
https://orcid.org/0000-0002-6479-5346 • ZooBank https://zoobank.org/3D72E907-02B4-4119-89E4-6E278C1CEEC4

Osmia est une revue en libre accès publiée par l'Observatoire des Abeilles (France) sous licence Creative Commons Attribution International CC BY 4.0 qui autorise la reproduction et la diffusion du document, à condition que la source soit explicitement citée.

Osmia is an open-access journal published by the Observatory of Bees (France) under Creative Commons Attribution International License CC BY 4.0 which allows the reproduction and distribution of the document, provided the source is explicitly cited.

INTRODUCTION

Les fourmis sont des insectes sociaux qui vivent dans presque tous les types d'habitats (HÖLLDOBLER & WILSON, 1990 ; PASSERA & ARON, 2005). Elles sont largement réparties sur tout le territoire français, du littoral jusqu'à 3000 m d'altitude (BLATRIX *et al.*, 2013). Identifier les paramètres environnementaux qui régissent la distribution des espèces et la composition des communautés à différentes échelles est essentiel pour comprendre les dynamiques écosystémiques et les modèles spatiaux de la biodiversité (BLATRIX *et al.*, 2016). La structure de végétation est l'un des facteurs qui influencent la richesse et la composition des assemblages de fourmis (PACHECO & VASCONCELOS, 2012 ; SOUZA-CAMPANA *et al.*, 2017 ; MAUDA *et al*, 2018 ; LARA *et al.*, 2020).

Dans le cadre de travaux d'évaluation de l'état de conservation des stations auvergnates de *Maculinea alcon alcon* (DENIS & SCHIFFERMÜLLER, 1775), papillon qui, comme les autres espèces du genre *Maculinea* VAN EECKE, 1915, est un myrmécophile strict, plusieurs études ont été menées pour mieux comprendre certains éléments d'écologie des fourmis. Ainsi, un inventaire des fourmis a été réalisé en 2015 et 2016 sur plusieurs tourbières d'Auvergne (BELENGUIER *et al.*, 2018) et une estimation des densités de nids de *Myrmica* a été effectuée sur une tourbière du Puy-de-Dôme (BELENGUIER *et al.*, 2020).

Dans la continuité de ces études, nous avons souhaité tester l'influence du type d'habitat et de la structure de végétation sur le cortège des fourmis et ainsi préciser les préférences écologiques de la myrmécofaune de quatre tourbières du Puy-de-Dôme.

MATÉRIEL ET MÉTHODES

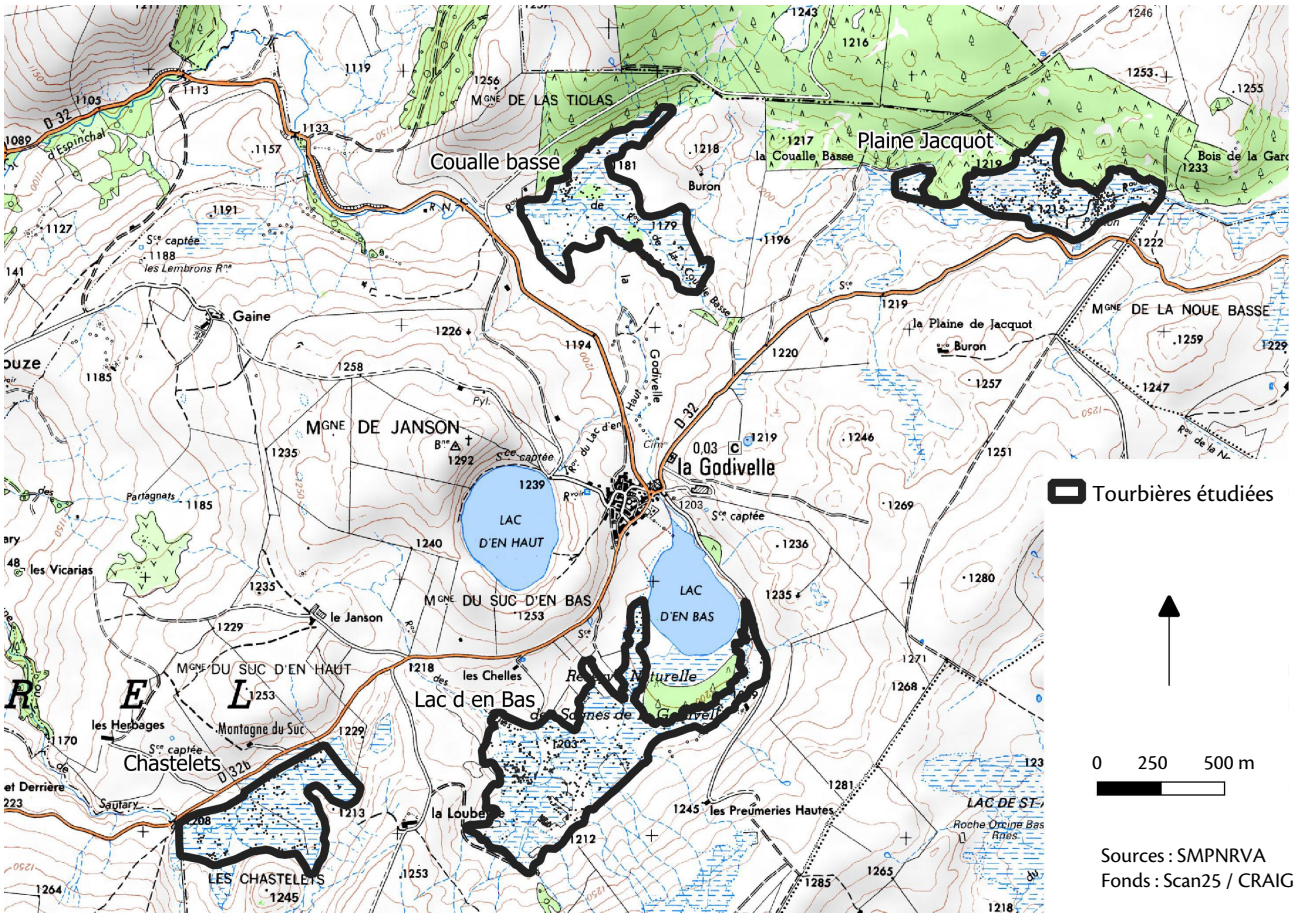


Figure 1. Localisation des tourbières étudiées.

Sites d'étude

Le territoire d'étude est constitué de quatre tourbières situées sur la commune de La Godivelle dans le Puy-de-Dôme (63) : Chastelets, Coualle Basse, Lac d'En-Bas et Plaine Jacquot (figures 1–3). Elles se localisent entre 1180 et 1210 mètres d'altitude et sont soumises à un climat montagnard sous influence atlantique. Ces dernières sont classées en Réserve naturelle nationale (Sagnes de La Godivelle) et incluses dans le site Natura 2000 « Cézallier ». Le Syndicat mixte du parc naturel régional des Volcans d'Auvergne en est le gestionnaire.

Relevés de terrain

Cartographie des habitats et sélection des mailles d'étude

Une cartographie simplifiée d'habitat a été réalisée par prospection de l'ensemble du périmètre d'étude. Des

polygones d'habitat homogène (milieu qui présente un faciès similaire en termes de structure et de composition de végétation) ont été délimités. Les habitats ont ensuite été caractérisés selon la typologie d'habitats simplifiés EUNIS (tableau I) durant les mois de mai et de juin 2016.

Figure 2. Aperçu de la Plaine Jacquot. Cliché : M. SACRÉ.

Figure 3. Aperçu du Lac d'En-Bas. Cliché : M. SACRÉ.

Tableau I. Typologie utilisée pour cartographier les habitats

Code EUNIS	Habitat
D1.1	Tourbière haute
D2	Bas-marais acides et tourbières de transition
D5R	Roselières
D5C	Cariçaie
E2	Prairie mésophile
E3.4	Prairie humide
E3.5	Moliniaie
E5.4	Mégaphorbiaie
G1	Boisement

Les opérations suivantes ont été successivement réalisées à l'aide d'un système d'information géographique (*QGis* 2.12) :

- Création d'un maillage de 4 m de côté (distance choisie en fonction de la distance d'affouragement proposée par ELMES *et al.* (1998) pour *Myrmica scabrinodis* NYLANDER, 1846, espèce hôte de *Maculinea alcon alcon*, soit un rayon de 2 mètres autour du nid) sur les quatre tourbières.
- Suppression des mailles à cheval sur deux polygones d'habitats différents.
- Sélection des mailles à étudier par tirage aléatoire. Un objectif de 150 mailles par type d'habitat (avec un minimum de 50 mailles et un maximum de 200 par habitat) était ciblé. Pour des raisons de temps et d'accessibilité certaines mailles initialement ciblées n'ont pas été étudiées (par exemple lorsqu'elles se sont révélées ennoyées).
- Relevé des coordonnées GPS du centroïde de chaque maille étudiée.

Piégeage des fourmis

Nous avons échantillonné les communautés de fourmis en juin 2016 suivant et adaptant le protocole KAUFMANN *et al.* (2014). Cette méthode consiste en un échantillonnage par appâts déposés au centre des mailles sélectionnées (figure 4). L'appât est relevé au bout de 30 minutes. Les appâts sont constitués d'un mélange de miel et de rillettes de saumon disposé sur un carré bristol de 9 cm^2. Toutes les fourmis présentes sur les appâts au moment du relevé ont été prélevées à l'aide d'un aspirateur à bouche et transférées dans un tube à identifiant unique contenant de l'alcool à 70°. Elles ont été déterminées par Christophe GALKOWSKI. Les principales ressources utilisées pour l'identification ont été BLATRIX *et al.* (2013), GALKOWSKI & LEBAS (2015), ainsi que les clés d'identification des fourmis de France de LEBAS (2009).

Figure 4. Préparation des appâts pour les fourmis. Cliché : M. SACRÉ.

Description de la structure de végétation

Pour chaque maille sélectionnée, un indice de structure de la végétation a été déterminé en calculant le barycentre 'G' des strates de végétation (tiré de BOITIER, 2004). La description de la végétation a été effectuée au mois de juillet 2016.

Le barycentre est déterminé à partir du pourcentage de recouvrement des différentes classes de hauteur de végétation catégorisées comme :

- Classe 1 : Surface des rochers, cailloux et sol nu.
- Classe 2 : Recouvrement cryptogamique (mousses, lichens).
- Classe 3 : Recouvrement herbacé bas (< 10 cm).
- Classe 4 : Recouvrement herbacé moyen (10–50 cm) + recouvrement arbustif bas (< 50 cm).
- Classe 5 : Recouvrement herbacé haut (50–100 cm) + recouvrement herbacé très haut (> 100 cm) + recouvrement arbustif moyen (0,5–2 m).

- Classe 6 : Recouvrement arbustif haut (> 2 m) + recouvrement arboré.

La formule de calcul du barycentre est la suivante (où R correspond au pourcentage de recouvrement) :

$$G = \frac{(1 \times R_{classe\ 1}) + (2 \times R_{classe\ 2}) + (3 \times R_{classe\ 3}) + (4 \times R_{classe\ 4}) + (5 \times R_{classe\ 5}) + (6 \times R_{classe\ 6})}{R_{total}}$$

Exemple : dans un polygone de mégaphorbiaie, il y a 5 % de sol nu (classe 1), 5 % de végétation basse (classe 3), 35 % de végétation herbacée moyenne (classe 4), 45 % de végétation haute (classe 5) et 10 % d'arbres (classe 6). Le barycentre est donc de 4,45.

$$G = \frac{(1 \times 5) + (0 \times 2) + (5 \times 3) + (35 \times 4) + (45 \times 5) + (10 \times 6)}{100}$$

$$G = 4{,}45$$

Analyses statistiques

Les analyses statistiques ont été réalisées avec le logiciel *RStudio* (version 0.99.878) sur les 5 espèces les plus communes. La normalité et l'homoscédasticité des résidus ont été systématiquement vérifiées. Dans les cas de non-respect des conditions d'application de tests paramétriques, des tests non-paramétriques ont été utilisés.

Afin de vérifier s'il existe des différences significatives entre les habitats, un test de comparaisons multiples WILCOXON a été effectué.

Afin de déterminer l'influence du type d'habitats sur la présence des espèces de fourmis, nous avons réalisé des tests Chi-2. Une analyse de régression logistique binaire a été réalisée afin de modéliser les probabilités de présence des espèces en fonction du barycentre et du type d'habitats.

- **La structure de végétation influence-t-elle la présence des espèces ?** Les données ne suivant pas la distribution d'une loi normale, un test non paramétrique WILCOXON-MANN-WHITNEY a été appliqué.
- **Comment la présence de l'espèce est-elle influencée par la structure de végétation et l'habitat ?** Une régression logistique binaire a été réalisée afin de modéliser et prédire les probabilités de la présence des espèces en fonction du barycentre et de l'habitat.
- **La présence de l'espèce est-elle influencée par la structure de végétation au sein des habitats favorables ?** Une régression logistique binaire a été réalisée afin de modéliser la présence de l'espèce en fonction de la structure de végétation au sein des habitats identifiés comme favorables.

RÉSULTATS

Nombre de mailles étudiées

Neuf habitats ont été prospectés, chacun est couvert par un nombre de mailles variable (de 54 à 196) pour un total de 1149 mailles sur l'ensemble des quatre tourbières (tableau II).

Tableau II. Nombre de mailles étudiées sur les tourbières de La Godivelle par type d'habitat

Sites	Tourbière haute D1.1	Bas-marais acides et tourbières de transition D2	Cariçaie D5.C	Roselières D5.R	Prairie mésophile E2	Prairie humide E3.4	Moliniaie E3.5	Mégaphorbiaie E5.4	Boisement G1	TOTAL
Chastelets	70	24	6			9	57	20		186
Coualle basse		2		3		13	11	90	40	159
Lac d'En-Bas	38	92	31	51	54	58	61	50	26	461
Plaine Jacquot	34	15	86		142	14	27	24	1	343
TOTAL	142	133	123	54	196	94	156	184	67	1149

Espèces de fourmis collectées

Dix espèces de fourmis ont été récoltées sur les appâts (tableau III) : *Formica picea* NYLANDER, 1846 (278 appâts), *Formica lemani* BONDROIT, 1917 (92 appâts), *Formica sanguinea* LATREILLE, 1798 (5 appâts), *Lasius platythorax* SEIFERT, 1991 (33 appâts), *Leptothorax acervorum* MAYR, 1855 (1 appât), *Myrmica lobicornis* NYLANDER 1846 (1 appât), *Myrmica rubra* LINNAEUS, 1758 (5 appâts), *Myrmica ruginodis* NYLANDER, 1846 (177 appâts), *Myrmica scabrinodis* NYLANDER 1846 (177 appâts) et *Tetramorium* sp. (2 appâts).

Tableau III. Nombre d'appâts positifs aux espèces de fourmis par type d'habitat

Espèces	Tourbière haute D1.1	Bas-marais acides et tourbières de transition D2	Cariçaie D5.C	Roselières D5.R	Prairie mésophile E2	Prairie humide E3.4	Moliniaie E3.5	Mégaphorbiaie E5.4	Boisement G1	TOTAL
Formica picea	72	52	55	3	5	9	57	24	1	278
Formica lemani		1			91					92
Formica sanguinea	4	1								5
Lasius platythorax	12	16			1			4		33
Leptothorax acervorum	1									1
Myrmica lobicornis					1					1
Myrmica rubra					3	2				5
Myrmica ruginodis	20	13	19	2	33	8	38	38	6	177
Myrmica scabrinodis	48	14	29	2	29	24	19	11	1	177
Tetramorium sp.					2					2
TOTAL	157	97	103	7	165	43	114	77	8	771

Exploitation des données

La structure de végétation est-elle différente selon l'habitat ?

Le résultat est significatif (KRUSKAL-WALLIS chi-squared = 542.96, *df* = 8, *p*-value < 2.2×10^{-16}) : le barycentre est différent entre au moins deux habitats. Le test de comparaisons multiples WILCOXON montre une différence significative pour tous les habitats ($P < 0,05$).

La présence de l'espèce dépend-elle de l'habitat ? Quels sont les habitats favorables pour chaque espèce de fourmi ?

Les tests du Chi-2 montrent que la présence de chaque espèce dépend de l'habitat ($P < 0,05$). Certains habitats apparaissent favorables ou défavorables aux espèces (figure 6) :

- *Formica picea* : l'habitat « Tourbière haute D1.1 » est particulièrement favorable. Les habitats « Bas-marais acides et tourbières de transition D2 », « Cariçaie D5C » et « Moliniaie E3.5 » sont aussi favorables tandis que l'habitat « Prairie mésophile E2 » est défavorable.
- *Formica lemani* (figure 5) : l'habitat « Prairie mésophile E2 » est particulièrement favorable.

Figure 5. *Formica lemani*. Cliché : T. DELSINNE.

- *Lasius platythorax* : les habitats « Tourbière haute D1.1 » et « Bas-marais acides et tourbières de transition D2 » sont particulièrement favorables au contraire de l'ensemble des autres habitats.
- *Myrmica ruginodis* (figure 7) : les habitats « Moliniaie E3.5 » et « Mégaphorbiaie E5.4 » sont particulièrement favorables et l'habitat « Prairie mésophile E2 » semble aussi favorable.
- *Myrmica scabrinodis* : l'habitat « Tourbière haute D1.1 » est particulièrement favorable. Les habitats « Cariçaie D5C » et « Prairie humide E3.4 » sont aussi favorables tandis que les habitats « Mégaphorbiaie E5.4 » et « Boisement G1 » sont particulièrement défavorables.

La structure de végétation influence-t-elle la présence des espèces ?

La présence ou l'absence de chaque espèce est significativement influencée par le barycentre de la maille (tests de WILCOXON-MANN-WHITNEY, $P < 0,05$). Toutes les espèces voient globalement leur présence favorisée par la baisse du barycentre sauf *M. ruginodis* (figure 8).

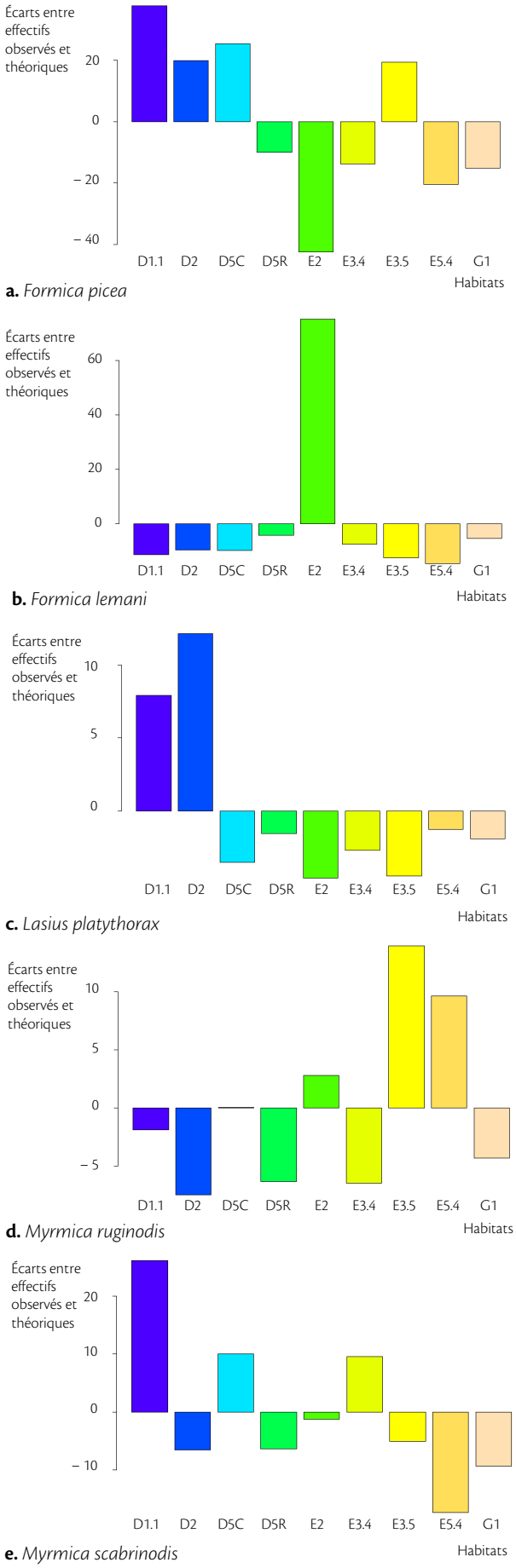
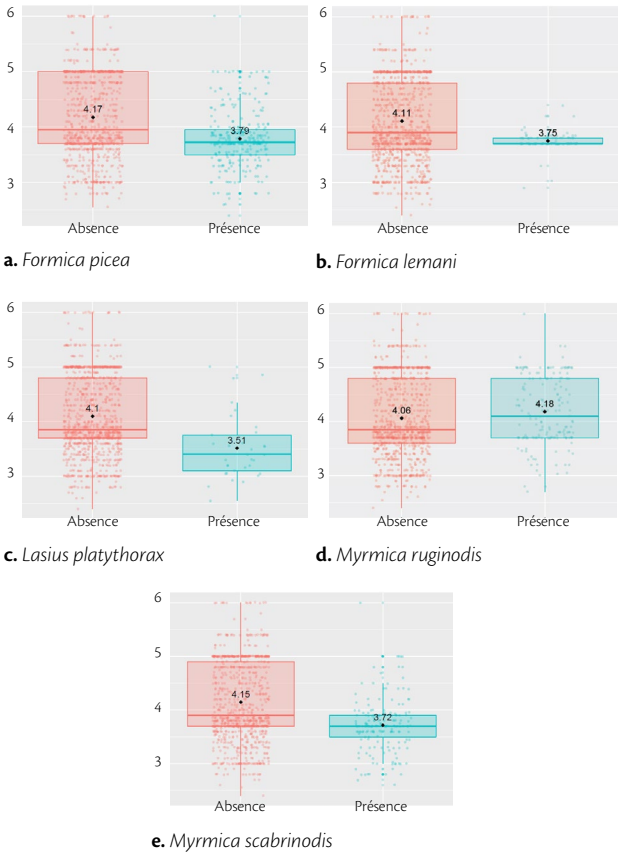


Figure 6. Représentation graphique des habitats favorables à la présence de *F. picea* (**a**), *F. lemani* (**b**), *L. plathythorax* (**c**), *M. ruginodis* (**d**) et *M. scabrinodis* (**e**). L'effectif théorique est celui que l'on obtiendrait si la présence de l'espèce était indépendante de l'habitat.

Figure 7. *Myrmica ruginodis*. Cliché : T. DELSINNE.



a. *Formica picea* **b.** *Formica lemani*

c. *Lasius platythorax* **d.** *Myrmica ruginodis*

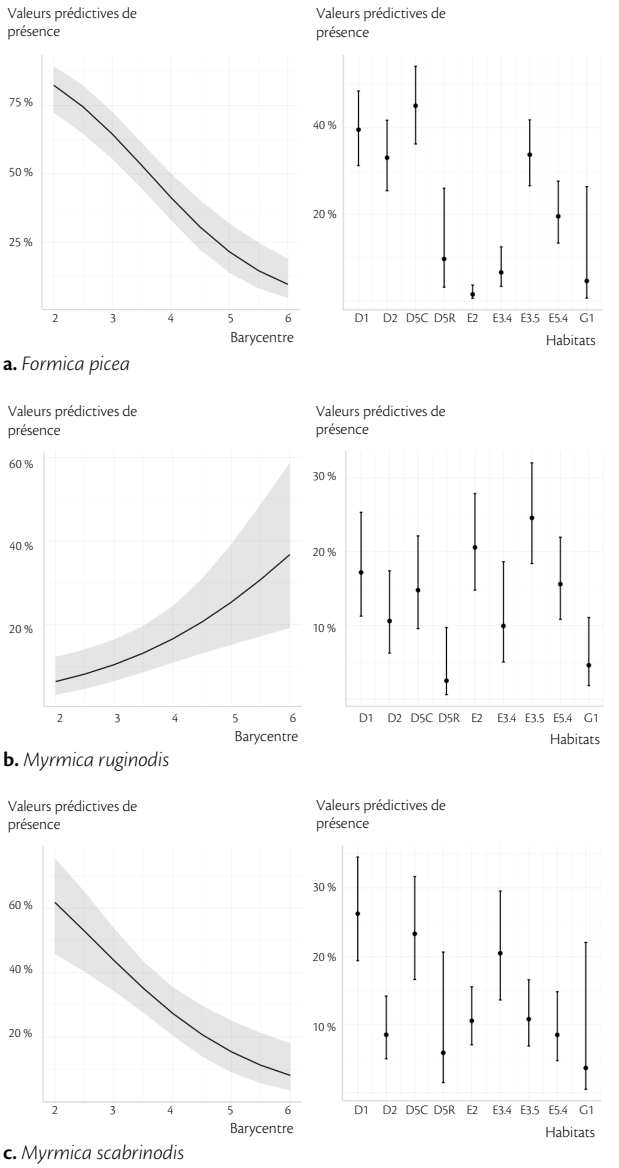
e. *Myrmica scabrinodis*

Figure 8. Présence des espèces en fonction du barycentre de végétation. *F. picea* (**a**), *F. lemani* (**b**), *L. platythorax* (**c**), *M. ruginodis* (**d**) et *M. scabrinodis* (**e**). En ordonnée, le barycentre de végétation. En abscisse, absence de l'espèce (en rouge) et présence de l'espèce (en bleu). La moyenne est représentée en chiffres.

Comment la présence de l'espèce est-elle influencée par la structure de végétation et l'habitat ?

La régression logistique binaire réalisée (figure 9) pour les trois espèces pour lesquelles cela a été possible (*Formica lemani* et *Lasius platythorax* sont présentes dans trop peu d'habitats) permet les interprétations suivantes :

- *Formica picea* : la probabilité de présence décroît avec l'augmentation du barycentre de végétation. La probabilité de présence est la plus importante dans les habitats « Tourbière haute D1.1 », « Bas-marais acides et tourbières de transition D2 », « Cariçaie D5C » et « Moliniaie E3.5 ».



a. *Formica picea*

b. *Myrmica ruginodis*

c. *Myrmica scabrinodis*

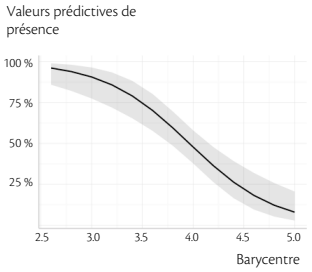
Figure 9. Valeurs prédictives de présence en fonction du barycentre (à gauche) et de l'habitat (à droite) pour *F. picea* (**a**), *M. ruginodis* (**b**) et *M. scabrinodis* (**c**).

- *Myrmica ruginodis* : la probabilité de présence s'accroît avec l'augmentation du barycentre de végétation. La probabilité de présence est la plus importante dans l'habitat « Moliniaie E3.5 ».
- *Myrmica. scabrinodis* : la probabilité de présence décroît avec l'augmentation du barycentre de végétation. La probabilité de présence est la plus importante dans les habitats « Tourbière haute D1.1 » et « Cariçaie D5C ».

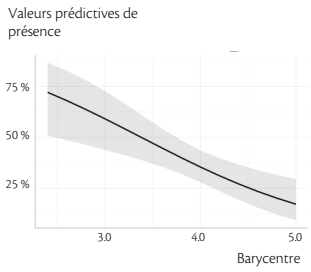
La présence de l'espèce est-elle influencée par le barycentre au sein des habitats favorables ?

Les résultats sont significatifs ($P < 0,05$) pour (figure 10) :

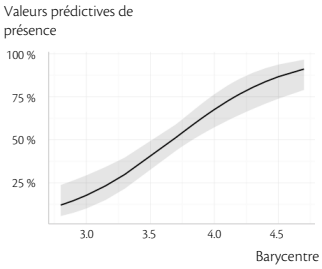
- *Formica picea* : au sein des habitats « Cariçaie D5.C » et « Moliniaie E3.5 », la probabilité de présence de l'espèce décroît significativement avec l'augmentation du barycentre.
- *Formica lemani* : au sein de l'habitat « Prairie mésophile E2 », la probabilité de présence de l'espèce augmente significativement avec l'augmentation du barycentre.
- *Lasius platythorax* : au sein des habitats « Tourbière haute



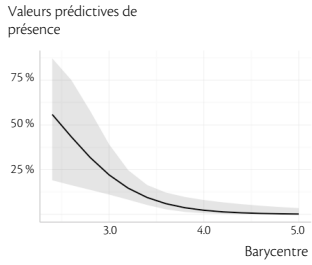
a1. *Formica picea* et Cariçaie D5.C



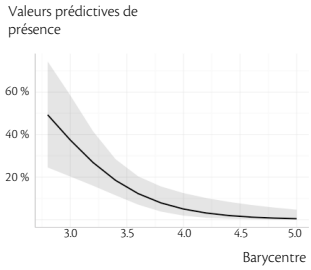
a2. *Formica picea* et Molinaie E3.5



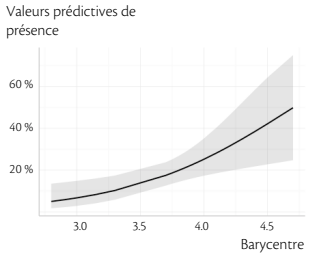
b1. *Formica lemani* et Prairie mésophile E2



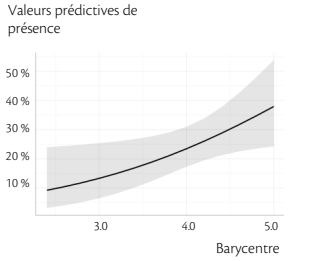
c1. *Lasius platythorax* et Tourbière haute D1.1



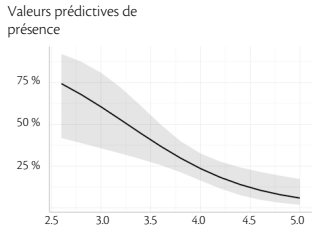
c2. *Lasius platythorax* et Prairie mésophile E2



d1. *Myrmica ruginodis* et Prairie mésophile E2



d2. *Myrmica ruginodis* et Molinaie E3.5



e1. *Myrmica scabrinodis* et Cariçaie D5.C

D1.1 » et « Bas-marais acides et tourbières de transition D2 », la probabilité de présence de l'espèce décroît significativement avec l'augmentation du barycentre.

- *Myrmica ruginodis* : au sein des habitats « Prairie mésophile E2 » et « Moliniaie E3.5 », la probabilité de présence de l'espèce augmente significativement avec l'augmentation du barycentre.
- *Myrmica scabrinodis* : au sein de l'habitat « Cariçaie D5.C », la probabilité de présence de l'espèce décroît significativement avec l'augmentation du barycentre.

Figure 10. Valeurs prédictives de présence en fonction du barycentre pour *F. picea* et « Cariçaie D5.C » (**a1**), *F. picea* et « Moliniaie E3.5 » (**a2**), *F. lemani* et « Prairie mésophile E2 » (**b1**), *L. platythorax* et « Tourbière haute D1.1 » (**c1**), *L. platythorax* et « Prairie mésophile E2 » (**c2**), *M. ruginodis* et « Prairie mésophile E2 » (**d1**), *M. ruginodis* et « Moliniaie E3.5 » (**d2**), *M. scabrinodis* et « Cariçaie D5.C » (**e1**).

DISCUSSION

Dans cette étude, nous avons mis en évidence l'influence de l'habitat et de la structure de l'habitat sur la distribution des cinq espèces les plus communes sur les tourbières étudiées : *Formica picea, Formica lemani, Lasius platythorax, Myrmica ruginodis et Myrmica scabrinodis*. Le fait que les zones humides et tourbeuses étudiées se situent à proximité les unes des autres, avec une altitude proche et une pente globalement nulle réduit l'impact des paramètres géographiques et topographiques influençant la répartition des fourmis.

Une synthèse générale des résultats obtenus par espèce dans le contexte de tourbière étudié est proposée (tableau IV).

Tableau IV. Synthèse des préférences d'habitats et de structure de végétation par espèce

Espèces	Habitats préférentiels	Habitats favorables	Habitats défavorables	Structure de végétation favorable au sein de l'habitat
Formica picea	Tourbière haute	Bas-marais acides et tourbières de transition, Cariçaie et Moliniaie	Prairies mésophiles	Basse
Formica lemani	Prairie mésophile			Basse globalement car son habitat quasi-exclusif a un barycentre très bas, mais en son sein l'espèce préfère des structures de végétations herbacées hautes
Lasius platythorax	Tourbière haute et Bas-marais acides et tourbières de transition			Basse
Myrmica ruginodis	Moliniaie et Mégaphorbiaie	Prairies mésophiles	Bas-marais acides et tourbières de transition, roselières et Prairie humide	Haute
Myrmica scabrinodis	Tourbière haute	Cariçaie, Prairie humide	Mégaphorbiaie et Boisement	Basse

Espèce boréo-montagnarde, *F. picea* est présente en Europe, dans le Caucase et en Sibérie occidentale (SEIFERT, 2004). Ses principaux habitats sont des prairies continentales ou de montagne avec des hivers froids (SEIFERT, 2004). Elle se rencontre notamment dans les tourbières et les prairies tourbeuses (BEZDĚČKOVÁ & BEZDĚČKA (2010), ainsi que dans les landes à bruyères (BLATRIX *et al.*, 2013). *F. picea* est une espèce spécialiste des tourbières (VEPSÄLÄINEN *et al.*, 2000). La succession végétale sur des tourbières drainées, avec une augmentation du nombre d'arbres et des conditions d'ombrage, est défavorable à *F. picea* car elle nécessite une exposition au soleil (PUNTTILA *et al.*, 2016). MABELIS & KORCZYNSKA (2012) rapportent que SKWARRA (1929) constatait que *F. picea* n'était pas présente dans les tourbières boisées et dans les endroits où *Calluna vulgaris* (L.) HULL, 1808 dominait, conformément à leurs résultats. *Calluna vulgaris* est fréquemment associée à un habitat inadéquat pour *F. picea* et il est probable que la présence de la callune dans le voisinage immédiat des nids de *F. picea* fournisse trop d'ombre pour une incubation efficace du couvain à l'intérieur des solariums, mais que sa présence dans la localité générale du nid fournit une source de nourriture importante (REES, 2006). *F. picea* construit des nids dans des mousses ou des carex ; dans les Alpes, elle construit même ses nids au sol dans les prairies subalpines et alpines (SEIFERT, 2004). BEZDĚČKOVÁ & BEZDĚČKA (2010) ont mis en évidence des nids principalement dans des touffes de graminées (*Carex* spp, *Nardus stricta* L., 1753) ou dans les tourbières (*Sphagnum* spp.). La partie centrale des nids de l'espèce atteint souvent le niveau de l'eau, mais n'est jamais inondée, et l'hibernation y a lieu (BEZDĚČKOVÁ & BEZDĚČKA, 2007). L'espèce est bien présente dans les zones humides à structure hétérogène (avec des touffes de végétation, des touradons…), alors que dans les prairies humides avec une structure homogène, liée au fauchage mécanique, elle est moins fréquente (GLASER, 2016). La densité de nids mesurée par GLASER (2016) est trois fois plus élevée dans les prairies humides non fauchées (6 nids / 15 m^2) que dans les prairies humides fauchées (2 nids / 15 m^2). Ces différents éléments bibliographiques semblent tout à fait compatibles avec nos résultats, l'espèce privilégiant les habitats de tourbières hautes avec une structure de végétation basse. Nos résultats montrent que l'espèce trouve dans l'habitat de tourbière haute des conditions *a priori* optimales, les variations de barycentre au sein de cet habitat n'influençant pas significativement la présence de l'espèce (tendant à indiquer que les variations sont trop faibles ou que l'espèce y trouve de toute façon des conditions favorables). Les habitats de tourbières hautes, du fait de leur ombrotrophie et de leur structure (alternance de buttes, de replats…), permettent l'exploitation de la végétation (les sphaignes, buttes ombrotrophes à callunes…) par les fourmis de la couche supérieure qui est, par définition, non inondée par la nappe. Par ailleurs, la structure globale de végétation reste assez basse du fait du caractère oligotrophe de ces milieux (les espèces présentes sont globalement de petite taille et la fermeture par les ligneux est contenue par l'activité des sphaignes notamment). Enfin, ces milieux, bien qu'humides en profondeur, présentent l'intérêt d'être fortement ensoleillés. Si la présence de la callune n'a pas été relevée en tant que telle, le fait que *F. picea* privilégie les structures de végétation basse, semble confirmer qu'elle serait moins présente sur une tourbière haute couverte de butte de callune en comparaison d'une tourbière haute active, où les tapis de sphaignes dominent.

Formica lemani est une espèce boréo-montagnarde, habitant principalement les zones ouvertes, les clairières et les prairies de montagne, à la fois sèches et humides (CZECHOWSKI ET AL., 2002). Elle est parfois trouvée dans les tourbières et plus rarement dans les forêts humides ombragées. L'espèce occupe tous types de milieux en altitude, de 500 à 2500 mètres d'altitude (optimum au-delà de 1500 mètres) (BLATRIX *et al.*, 2013). *F. lemani* a une préférence nette pour les pâturages et prairies pauvres, mais est souvent présente dans des zones humides (GLASER, 2016). Nos résultats sont cohérents avec cela, puisque l'espèce n'est pas spécialiste des habitats tourbeux, mais se retrouve globalement sur sols minéraux, dans les habitats périphériques prairiaux et préférentiellement dans ceux qui ont une structure de végétation plus élevée.

Lasius platythorax, en comparaison de *L. niger*, préfère clairement les sites plus humides et habite tous les types de forêts ainsi que les tourbières (CZECHOWSKI *et al.*, 2002). Pour GLASER (2016), l'espèce est clairement liée aux milieux humides ouverts, en particulier les prairies humides. Cette espèce construit généralement ses nids dans un substrat organique, fréquemment dans le bois mort (en particulier dans les souches pourries), mais aussi dans le tapis de

végétation avec présence de litière et d'humus (CZECHOWSKI *et al.*, 2002). L'espèce peut apprécier des zones couvertes d'une végétation arbustive naine dense dans laquelle dominent *Empetrum nigrum* L., 1753 et *Calluna vulgaris*, tandis que le recouvrement en sphaigne est très faible (MABELIS & KORCZYNSKA, 2012). Les résultats de la présente étude confirment que l'espèce évite les milieux fermés (boisements, roselières…) et permettent d'émettre l'hypothèse qu'elle privilégie les habitats tourbeux dans lesquels elle trouvera des touffes de végétation, des touradons voire quelques ligneux, dans lesquelles elle pourra établir ses nids.

Myrmica ruginodis est la moins thermophile de toutes les espèces européennes de *Myrmica* (SEIFERT, 1988). Elle est présente en abondance à la fois sur les tourbières et dans les forêts, mais prédomine nettement dans les forêts (VEPSÄLÄINEN *et al.*, 2000). C'est une espèce des forêts humides mais elle fréquente également les habitats ouverts au-dessus de 1000 m d'altitude, évite les lieux secs et exposés au soleil et les habitats anthropisés (CZECHOWSKI *et al.*, 2002). Elle est particulièrement abondante dans les pâtures de montagne (CZECHOWSKI *et al.*, 2002). *M. ruginodis*, espèce tolérante à l'ombre, est capable de persister tout au long de la succession forestière, dont dans les zones fortement boisées (PUNTTILA *et al.*, 2016). L'espèce est, en milieu tourbeux, favorisée par le drainage (PUNTTILA *et al.*, 2016). GLASER (2016) montre que *M. ruginodis* colonise presque tous les types d'habitat qu'il étudie mais qu'elle est absente des prairies riches de fauche. Il précise qu'elle semble particulièrement favorisée par les prairies humides à structure hétérogène (avec touffes de végétation, touradons…). Son appétence pour les milieux à structure haute est donc ici bien confirmée par nos résultats et est cohérente avec ceux rapportés par BELENGUIER *et al.* (2020).

Myrmica scabrinodis est une espèce des milieux humides qui requiert une forte insolation mais est tolérante à l'humidité du sol et qui évite seulement les milieux xérothermiques (CZECHOWSKI *et al.*, 2002). Elle est présente dans les milieux ouverts (prairies, pâtures) et en forêt également (mais seulement sur les secteurs ensoleillés, elle évite les bosquets fermés) et elle est fréquente dans les tourbières (CZECHOWSKI *et al.*, 2002 ; GLASER, 2016). *M. scabrinodis* est une espèce plus thermophile que *M. rubra* et *M. ruginodis*, qui a une grande tolérance à l'humidité du sol (SEIFERT, 1988). Un échauffement par insolation suffisamment important permet à l'espèce de concurrencer *M. rubra* et *M. ruginodis*. L'espèce évite les forêts fermées ainsi que les prairies à herbes hautes ou les terrains recouverts d'arbustes (GALKOWSKI & LEBAS, 2015). Son milieu de prédilection est constitué soit de pelouses aux herbes pas trop hautes soit des lisières (GALKOWSKI & LEBAS, 2015). Les plus hautes densités de nids sont atteintes dans les massifs ouverts (parfois extrêmement humides) de sphaignes dans les tourbières (GALKOWSKI & LEBAS, 2015). *M. scabrinodis* réagit de manière significative et positive à la couverture de sphaigne (PUNTTILA *et al.*, 2016). La succession végétale sur des tourbières drainées, avec une augmentation du nombre de grands arbres et des conditions d'ombrage, est défavorable à l'espèce qui nécessite une exposition au soleil (PUNTTILA *et al.*, 2016). *M. scabrinodis* est présentée comme spécialiste des tourbières par VEPSÄLÄINEN *et al.* (2000). Dans leur étude, l'espèce était commune et abondante sur les tourbières, mais bien moins présente vers les drains, et complètement absente en forêt. Nos résultats sont convergents avec ces éléments bibliographiques puisque les habitats de tourbières hautes sont privilégiés (avec une humidité du sol très importante mais une très bonne exposition aux rayonnements solaires) et les mégaphorbiaies et boisements sont évités. De plus, sa probabilité de présence est plus grande dans les habitats à structure de végétation basse. Au sein des habitats qui lui sont favorables, « Tourbière haute D1.1 » et « Prairie humide E3.4 », les variations de barycentre ne semblent pas influencer la présence de l'espèce. Ces variations de structure de végétation sont peut-être trop faibles au sein de ces habitats (notamment la « Prairie Humide E3.4 ») ou alors constituent des niches possiblement optimales, les variations de barycentre au sein de cet habitat n'influençant pas significativement la présence de l'espèce. Ces résultats sont également cohérents avec ceux rapportés par BELENGUIER *et al.* (2020).

Focus sur *Formica picea*, une espèce patrimoniale

Figure 11. *Formica picea*. Clichés : T. DELSINNE.

Des différentes espèces étudiées dans ce travail, *F. picea* (figure 11), relique glaciaire rare en Europe (CZECHOWSKI *et al.*, 2002), apparaît comme la plus patrimoniale. Plus la taille de l'habitat est grande, plus la probabilité de survie des populations est élevée (MABELIS & CHARDON, 2005). Ses capacités de dispersion semblent limitées (MABELIS & CHARDON, 2005 ; REES, 2006 ; REES *et al.*, 2010). La probabilité que *F. picea* soit présente dans une tourbière n'est pas seulement liée à la taille et à la qualité des habitats, mais aussi à la position, isolée ou non, par rapport aux tourbières les plus proches où l'espèce est présente (MABELIS & KORCZYNSKA, 2012). La présence d'espèces sténotopiques, caractéristiques des tourbières, comme *F. picea*, peut être

utilisée comme indicateur de leurs qualités mais aussi pour évaluer l'effet de la gestion sur les écosystèmes des tourbières (MABELIS & KORCZYNSKA, 2012). D'ailleurs, *F. picea*, pourrait être indicatrice de tourbière en bon état quant au processus de production de tourbe puisque SEIFERT (2004) rapportait que la densité de nids est la plus élevée dans les zones où dominent *Sphagnum magellanicum* BRID., 1798 et *Sphagnum rubellum* WILSON, 1855, deux espèces de sphaignes rouges, importantes dans la turfigenèse.

La dégradation des habitats tourbeux et leur fragmentation peuvent conduire à la disparition de cette espèce hautement spécialisée (PUNTTILA *et al.*, 2016). Les tourbières sont soumises à deux menaces principales : la dessiccation et l'apport de nutriments (MABELIS & KORCZYNSKA, 2012). Ces processus accélèrent la succession de végétation, en particulier la colonisation des arbustes sur les habitats de *F. picea*. VEPSÄLÄINEN *et al.* (2000) ont trouvé l'espèce uniquement sur des tourbières qualifiées de vierges, et le drainage des tourbières se traduisait par une extinction locale de l'espèce. PUNTTILA *et al.* (2016) confirmaient ces résultats et expliquaient par ailleurs que, dans le sud de la Suède, la disparition de *F. picea* des tourbières s'asséchant a été accélérée par la pression de colonisation et l'exclusion compétitive subséquente de *L. platythorax* qui a immigré des coupes forestières d'éclaircie récentes dans les environs.

Formica picea est adaptée à des conditions froides et est tolérante à la saturation en eau (SEIFERT, 2004). Ces qualités constituent fort probablement des adaptations favorables à l'espèce dans la compétition avec les autres fourmis. Dans le contexte auvergnat, avec un climat aux températures hivernales moyennes plus élevées que les zones d'Europe septentrionale ou de Sibérie par exemple, l'avantage de *F. picea* relatif à sa résistance au froid perd de son importance et l'espèce ne peut que s'opposer à ses concurrentes dans les habitats humides (SEIFERT, 2004). Notons d'ailleurs que DELSINNE (2019), dans son étude des fourmis dans le secteur du Puy de Sancy, sommet de l'Auvergne, n'a trouvé l'espèce qu'en prairie humide et tourbière, ce qui semble indiquer, à ce stade, que l'espèce n'est pas présente dans les rares zones subalpines de la région et que donc le réservoir de milieux favorables à l'espèce est concentré au niveau des tourbières seulement (contrairement aux Alpes où l'espèce est signalée dans les prairies subalpines et alpines, comme le montre SEIFERT, 2004).

En Auvergne, *F. picea* semble assez bien répandue dans les tourbières d'altitude (BELENGUIER *et al.*, 2018). Toutefois, au regard des informations précédentes, il apparaît qu'elle pourrait faire l'objet d'une surveillance particulière et d'études spécifiques, en particulier dans le contexte du changement climatique.

CONCLUSION

L'étude réalisée sur quatre tourbières auvergnates permet d'apporter des éléments locaux quant aux préférences écologiques de cinq espèces de fourmis en contexte de tourbière : *Formica picea*, *Formica lemani*, *Lasius platythorax*, *Myrmica ruginodis* et *Myrmica scabrinodis*. Au regard de la bibliographie, les éléments de préférence écologique des différentes espèces sont ici globalement confirmés. Toutefois, les travaux consultés présentent souvent des descriptions générales des habitats, sans approche fine notamment sur la structure. MUNYAI & FOORD (2012) proposent une description de la structure de végétation assez fine, mais dans un contexte différent et avec une myrmécofaune non comparable avec nos résultats. ROZIER (1999) explique qu'il est remarquable de voir le rôle que peuvent jouer de très faibles variations dans la hauteur de la végétation, même si elles semblent imperceptibles. Par exemple, une augmentation de seulement quelques centimètres est suffisante pour remplacer complètement *M. sabuleti* par *M. scabrinodis* et inversement (THOMAS, 1979 in ROZIER, 1999). Aussi, l'approche retenue dans la présente étude demande à être répliquée afin de confirmer les éléments d'autoécologie des fourmis mais pourrait également être affinée, et intégrer possiblement un inventaire floristique et bryofloristique. Si le travail s'est ici centré sur des complexes tourbeux, un travail à l'échelle d'une diversité de milieux plus grande, par exemple au sein des bassins versants dans leur intégralité, semble pertinent. Quant à l'échantillonnage des fourmis, deux limites de l'étude sont à considérer. Le protocole d'inventaire des fourmis utilisé ne permet pas un échantillonnage exhaustif de toutes les espèces et est biaisé en faveur des *Myrmica* (KAUFMANN *et al.*, 2014). Le périmètre de description des habitats retenu (mailles de 16 m^2) a été choisi en lien avec les capacités de déplacement théoriques de certaines espèces mais ne correspond pas au domaine vital potentiel de toutes les espèces.

L'une des espèces étudiée, *F. picea*, présente un statut patrimonial et mériterait de plus amples travaux, notamment dans la perspective du contexte actuel de changement climatique. Les changements de températures pourraient modifier les cortèges de fourmis, et l'ampleur de ce changement dépendra de la distance aux optimums thermiques des différentes espèces et de l'amplitude de leurs niches fondamentales (MUNYAI & FOORD, 2012). Or, la température du sol est affectée par l'humidité du sol et la température atmosphérique, tandis que la proportion de sol nu et de litière (deux facteurs importants pour les fourmis) est influencée par la végétation qui peut elle-même changer à l'avenir (MUNYAI & FOORD, 2012). Par ailleurs, l'énergie radiante qui chauffe les substrats d'alimentation pourrait être plus importante pour les fourmis que la température moyenne (BLATRIX *et al.*, 2016).

Les conséquences du changement climatique sur les fourmis des tourbières d'Auvergne restent à étudier. Ce sont des milieux aux conditions particulières où l'engorgement en eau est important. Ce sont des sites périodiquement chauds, ce qui impacte l'activité de certaines espèces qui ont des températures optimales basses (VEPSÄLÄINEN *et al.*, 2000). À ce stade, établir des projections fines reste difficile. Des études pourraient être développées pour tester plusieurs hypothèses : l'élévation des températures va-t-elle modifier les niches écologiques occupées par certaines espèces de fourmis, par exemple en déplaçant les niches occupées vers des structures de végétation plus haute pour contrer l'effet de la hausse des températures ?

La réalisation d'une étude telle que réalisée ici avec un pas de temps à cinq ou dix ans pourrait s'avérer utile pour évaluer l'évolution potentielle à la fois des habitats et des cortèges de fourmis associés.

Notre étude ne prend en compte que les paramètres d'habitats. Toutefois, la diversité des fourmis et la composition des communautés sont affectées par plusieurs facteurs non-exclusifs, tels que la structure de l'habitat, le microclimat, la disponibilité des ressources et les interactions concurrentielles (ANDERSEN, 2019). Bien que les attributs de l'habitat aient un effet sur la structure des assemblages de fourmis, leur effet est grossièrement confondu par l'importance capitale de la concurrence entre fourmis (VEPSÄLÄINEN *et al.*, 2000). Aussi, l'intégration des facteurs de compétition interspécifique et de micro-topographie par exemple permettrait une étude plus systémique. Plus généralement, la réalisation de ce même type d'étude dans des situations écologiques variées permettrait de préciser comment les préférences écologiques des espèces peuvent varier en fonction du contexte local et ainsi comprendre les schémas de répartition des espèces à une échelle plus globale.

REMERCIEMENTS

Merci à Thibaut DELSINNE pour la relecture de l'article, ses remarques pertinentes et les photographies qu'il a accepté de nous fournir pour illustrer l'article.

RÉFÉRENCES

ANDERSEN, A. N. (2019). Responses of ant communities to disturbance: Five principles for understanding the disturbance dynamics of a globally dominant faunal group. *Journal of Animal Ecology*, **88**(3): 350–362. https://doi.org/10.1111/1365-2656.12907

BELENGUIER, L., M. KREDER, V. LOMBARD, M. POUSSIN & C. GALKOWSKI (2020). Densité de nids de *Myrmica* en tourbière : exemple de la tourbière de Jouvion (Puy-de-Dôme). *BIOM*, **1**(1): 35–48. https://doi.org/10.18145/biom.v1i1.255

BELENGUIER, L., M. KREDER, P. BACHELARD, T. DELSINNE, V. LOMBARD, M. POUSSIN, A. SOISSONS & C. GALKOWSKI (2018). Contribution à la connaissance des fourmis d'Auvergne : premier inventaire et répartition des fourmis de zones humides (Hymenoptera Formicidae). *Bulletin de la Société linnéenne de Bordeaux*, **153**/NS **46**(2–4): 221–234. https://www.researchgate.net/publication/331071432_Contribution_a_la_connaissance_des_fourmis_d%27Auvergne_premier_inventaire_et_repartition_des_fourmis_de_zones_humides_Hymenoptera_Formicidae [accessed 01 January 2022]

BERNADOU, A., R. CÉRÉGHINO, H. BARCET, M. COMBE, X. ESPADALER, & V. FOURCASSIÉ (2013). Physical and land-cover variables influence ant functional groups and species diversity along elevational gradients. *Landscape Ecology*, **28**(7): 1387–1400. http://doi.org/10.1007/s10980-013-9892-y

BEZDĚČKOVÁ, K. & P. BEZDĚČKA (2007). *Formica picea* NYLANDER, 1846 (Hymenoptera: Formicidae) v centrální části Českomoravské vrchoviny. *Acta rerum naturalium*, **3**: 23–28. https://adoc.pub/formica-picea-nylander-1846-hymenoptera-formicidae-v-central.html

BEZDĚČKOVÁ, K. & P. BEZDĚČKA (2010). Mravenec rašelinný (*Formica picea*) ve středních Čechách. *Bohemia centralis*, **30**: 115–120. https://adoc.pub/mravenec-raelinny-formica-picea-ve-stednich-echach.html [accessed 01 January 2022]

BLATRIX, R., C. GALKOWSKI, C. LEBAS & P. WEGNEZ (2013). *Guide des fourmis de France*. Delachaux et Niestlé, Paris, 287 pp.

BLATRIX, R., C. LEBAS, C. GALKOWSKI, P. WEGNEZ, R. PIMENTA, D. MORICHON (2016). Vegetation cover and elevation drive diversity and composition of ant communities (Hymenoptera: Formicidae) in a Mediterranean ecosystem. *Myrmecological News*, **22**: 119–127. https://myrmecologicalnews.org/cms/index.php?option=com_content&view=category&id=633&Itemid=366 [accessed 01 January 2022]

BOITIER, E. (2004). Caractérisation écologique et faunistique des peuplements d'orthoptères en montagne auvergnate. *Matériaux Orthoptériques et Entomocénotiques*, **9**: 43–78. https://ascete.org/wp-content/uploads/2021/04/MOE_09_BOITIER.pdf [accessed 01 January 2022]

CZECHOWSKI, W., A. RADCHENKO & W. CZECHOWSKA (2002). *The ants (Hymenoptera, Formicidae) of Poland*. Museum and Institute of Zoology, Warszawa (Poland), 200 pp. https://www.antwiki.org/wiki/images/f/f4/Czechowski%2C_W.%2C_Radchenko%2C_A._et_al._2002._The_ants_of_Poland.pdf [accessed 01 January 2022]

DELSINNE, T. (2019). *Inventaire des fourmis (Hymenoptera : Formicidae) de la Réserve Naturelle Nationale de Chastreix-Sancy*. Rapport réalisé par la Société d'Histoire Naturelle Alcide d'Orbigny pour le Syndicat Mixte du Parc Naturel Régional des Volcans d'Auvergne (RNNCS), 83 pp. https://www.researchgate.net/publication/358303148_Inventaire_des_fourmis_Hymenoptera_Formicidae_de_la_Reserve_Naturelle_Nationale_de_Chastreix-Sancy [accessed 01 January 2022]

ELMES, G. W. & J. A. THOMAS (1987). Le genre *Maculinea*. *Les papillons de jour et leurs biotopes. Espèces - Dangers qui les menacent - Protection*. Ligue suisse pour la protection de la nature, Bâle (Switzerland), 512 pp.

ELMES, G. W., J. A. THOMAS, J. C. WARDLAW, M. E. HOCHBERG, R. T. CLARKE & D. J. SIMCOX (1998). The ecology of *Myrmica* ants in relation to the conservation of *Maculinea* butterflies. *Journal of Insect Conservation*, **2**(1): 67–78. https://doi.org/10.1023/A:1009696823965

GALKOWSKI, C. & C. LEBAS (2015). *Guide d'identification des fourmis du genre* Myrmica. Studio Pixart SRL Unipersonale. DREAL Auvergne, Clermont-Ferrand, et Antarea, Canohès (France), 56 pp.

GLASER, F. (2016). Artenspektrum, Habitatbindung und naturschutzfachliche Bedeutung von Ameisen (Hymenoptera, Formicidae) am Stutzberg (Vorarlberg, Österreich). *Inatura – Forschung online*, **34**: 26 pp. https://www.inatura.at/forschung-online/ForschOn_2016_034_0001-0026.pdf [accessed 01 January 2022]

HOFFMANN, B. D. (2010). Using ants for rangeland monitoring: global patterns in the responses of ant communities to grazing. *Ecological Indicators*, **10**(2) : 105–111. https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2009.04.016

HÖLLDOBLER, E. & O. WILSON (1990). *The Ants*. Springer, Berlin, 732 pp.

KAUFMANN, B., J.-L. MERCIER, R. ITRAC-BRUNEAU & G. CHMARGOUNOF (2014). *Protocole d'échantillonnage simple permettant d'évaluer la présence et l'importance des Myrmica au sein des communautés de fourmis*. Plan National d'Actions en faveur des *Maculinea*. Université Claude Bernard Lyon I, Université François Rabelais Tours, Office pour les insectes et leur environnement, Guyancourt (France), 6 pp. https://maculinea.pnaopie.fr/wp-content/uploads/2010/11/Protocole_terrain_fourmis-h%C3%B4tes_Maculinea_20-05-2014_VF.pdf [accessed 01 January 2022]

LARA, C., E. MARTÍNEZ-BOLAÑOS, K. LÓPEZ-VÁZQUEZ, C. DÍAZ-CASTELAZO, C. CASTILLO-GUEVARA, M. CUAUTLE (2020). Effect of agricultural land use change on the structure of a temperate forest ant–plant interaction network. *Entomological Science*, **23**(2): 128–141. https://doi.org/10.1111/ens.12407

LASSAU, S & D. HOCHULI (2004). Effects of habitat complexity on ant assemblages. *Ecography*, **27**(2): 157–164. https://doi.org/10.1111/j.0906-7590.2004.03675.x

LEBAS, C. (2009). *Clé de reconnaissance des fourmis de France*. Personal website. http://cle.fourmis.free.fr [accessed September 2016]

MABELIS, A. A. & J. P. CHARDON (2005). Survival of the Black bog ant (*Formica transkaucasica* NASANOV) in relation to the fragmentation of its habitat. *Journal of Insect Conservation*, **9**(2): 95–108. https://doi.org/10.1007/s10841-004-5987-8

MABELIS, A. A., & J. KORCZYNSKA (2012). Can the black bog ant (*Formica picea* NYLANDER) survive in the Bieszczady National Park (SE Poland). *Fragmenta Faunistica*, **55**(2): 123–130. https://doi.org/10.3161/00159301FF2012.55.2.123

MAUDA, E. A., G. S. JOSEPH, C. L. SEYMOUR, T. C. MUNYAI, C. THINANDAVHA & S. H. FOORD (2018). Changes in landuse alter ant diversity, assemblages and dominant functional traits in African savannas. *Biodiversity and Conservation*, **27**(4): 947–965. https://doi.org/10.1007/s10531-017-1474-x

MUNYAI, T. C. & S. H. FOORD (2012). Ants on a mountain: spatial, environmental and habitat associations along an altitudinal transect in a centre of endemism. *Journal of Insect Conservation*, **16**(5): 677–695. https://doi.org/10.1007/s10841-011-9449-9

PACHECO, R. & H. L. VASCONCELOS (2012). Habitat diversity enhances ant diversity in a naturally heterogeneous Brazilian landscape. *Biodiversity and Conservation*, **21**(3): 797–809. https://doi.org/10.1007/s10531-011-0221-y

PASSERA, L. & ARON S. (2005). *Les Fourmis. Comportement, Organisation Sociale, Évolution*. Les Presses Scientifiques du CNRC, Ottawa (Canada), 459 pp.

PUNTTILA, P., O. AUTIO, J. S. KOTIAHO, D. J. KOTZE, O. J. LOUKOLA, N. NOREIKA, A. VUORI & K. VEP-SÄLÄINEN (2016). The effects of drainage and restoration of pine mires on habitat structure, vegetation and ants. *Silva Fennica*, **50**(2): article id 1462, 36 pp. https://doi.org/10.14214/sf.1462

REES, S. D. (2006). *Conservation genetics and ecology of the endangered Black Bog Ant*, Formica picea. PhD thesis, Cardiff University (United Kingdom), 192 pp. https://orca.cardiff.ac.uk/id/eprint/56197/1/U584972.pdf [accessed 01 January 2022]

Rees, S. D., Orledge G. M., Bruford M. W. & A. F. G. Bourke (2010). Genetic structure of the Black Bog Ant (*Formica picea* Nylander) in the United Kingdom. *Conservation Genetics*, **11**(3): 823–834. https://doi.org/10.1007/s10592-009-9915-z

Rozier, Y. (1999). *Contribution à l'étude de la Biologie de la Conservation de* Maculinea *sp. (Lepidoptera : Lycaenidae) dans les zones humides de la vallée du Haut-Rhône*. Laboratoire de Biométrie et Biologie évolutive (UMR CNRS 5558), Université Claude Bernard Lyon I, 230 pp. http://maculinea.pnaopie.fr/wp-content/uploads/2013/06/ROZIER-1999-Th%C3%A8se-biologie-conservation-Maculinea-vall%C3%A9e-Haut-Rh%C3%B4ne.pdf [accessed 01 January 2022]

Seifert, B. (1988). A taxonomic revision of the *Myrmica* species of Europe, Asia Minor, and Caucasia (Hymenoptera, Formicidae). *Abhandlungen und Berichte des Naturkundemuseums Görlitz*, **62**(3): 1–75. https://doi.org/10.5281/zenodo.24610

Seifert, B. (2004). The 'Black Bog Ant' *Formica picea* Nylander, 1846 – a species different from *Formica candida* Smith, 1878 (Hymenoptera: Formicidae). *Myrmecologische Nachrichten*, **6**: 29–38. http://antbase.org/ants/publications/20326/20326_0038.pdf [accessed 01 January 2022]

Souza-Campana, D. R., R. R. Silva, T. T. Fernandes, O. G. M. Silva, L. P. Saad & M. S. C. Morini (2017). Twigs in the leaf litter as ant habitats in different vegetation habitats in southeastern Brazil. *Tropical Conservation Science*, **10**: 1–12. https://doi.org/10.1177/1940082917710617

Vepsäläinen, K., R. Savolainen, J. Tiainen & J. Vilén (2000). Successional changes of ant assemblages: from virgin and ditched bogs to forests. *Annales Zoologici Fennici*, **37**(3): 135–149. http://www.sekj.org/PDF/anzf37/anzf37-135p.pdf [accessed 01 January 2022]

ANNEXES : RÉSULTATS DES ANALYSES STATISTIQUES

Le barycentre est-il différent selon l'habitat ?

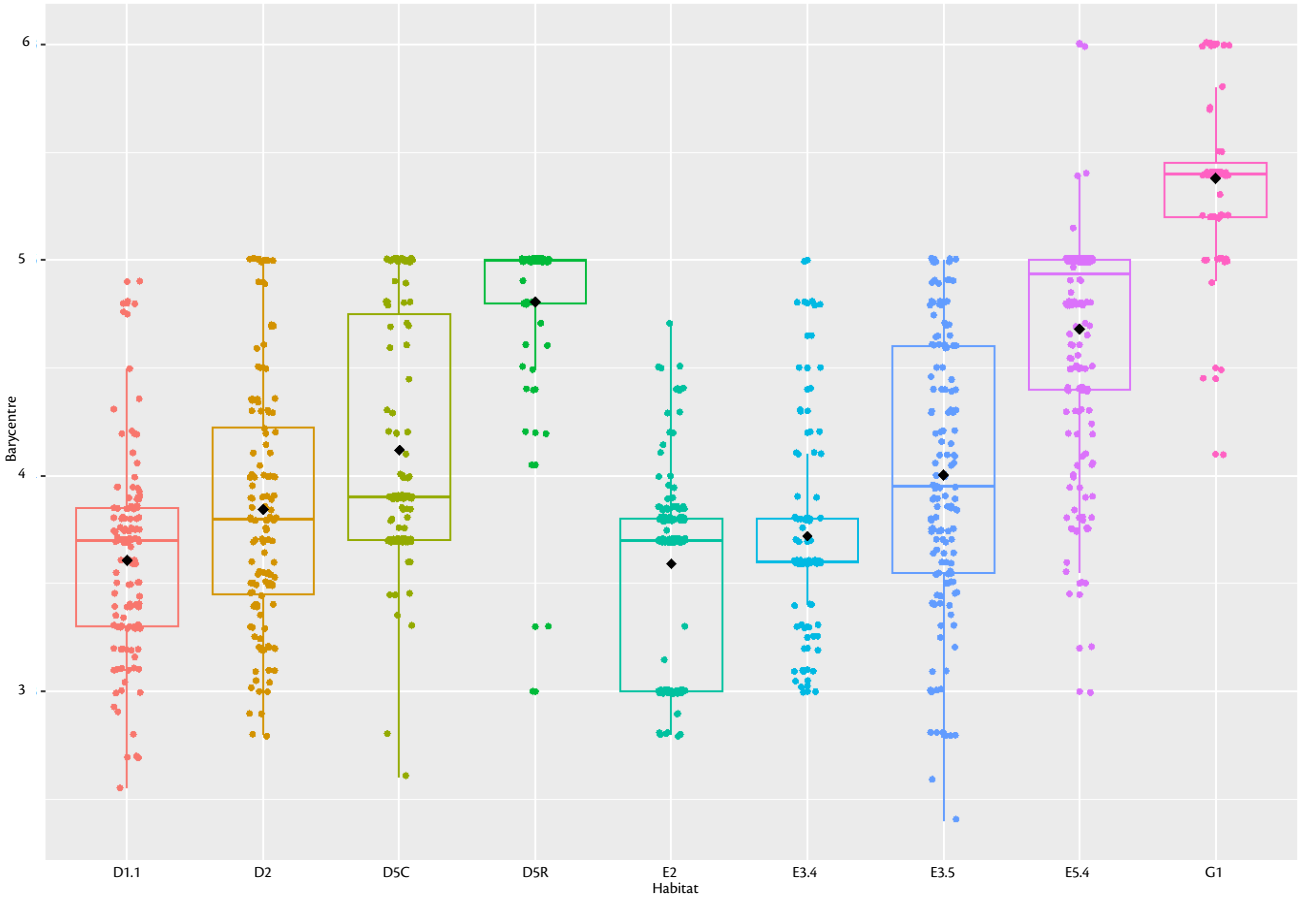


Figure 12. Barycentre de la végétation selon l'habitat.

Tableau V. Barycentre de la végétation selon l'habitat.

Habitats	Tourbière haute D1.1	Tourbières de vallées, bas-marais acides et tourbières de transition D2	Cariçaie D5.C	Roselières D5.R	Prairie mésophile E2	Prairie humide E3.4	Moliniaie E3.5	Mégaphorbiaie E5.4
Tourbières de vallées, bas-marais acides et tourbières de transition D2	0.0365	-	-	-	-	-	-	-
Cariçaie D5.C	2.6×10^{-16}	0.0040	-	-	-	-	-	-
Roselières D5.R	$< 2 \times 10^{-16}$	$< 2 \times 10^{-16}$	9.5×10^{-11}	-	-	-	-	-
Prairie mésophile E2	1.0000	0.0179	9.0×10^{-14}	$< 2 \times 10^{-16}$	-	-	-	-
Prairie humide E3.4	1.0000	1.0000	9.5×10^{-10}	$< 2 \times 10^{-16}$	1.0000	-	-	-
Moliniaie E3.5	9.6e-08	0.5219	1.0000	3.8×10^{-15}	7.0×10^{-9}	0.0019	-	-
Mégaphorbiaie E5.4	< 2e-16	< 2e-16	6.1×10^{-14}	0.8990	$< 2 \times 10^{-16}$	$< 2 \times 10^{-16}$	-	-
Boisement G1	$< 2 \times 10^{-16}$	$< 2 \times 10^{-16}$	$< 2 \times 10^{-16}$	2.4×10^{-13}	$< 2 \times 10^{-16}$	$< 2 \times 10^{-16}$	$< 2 \times 10^{-16}$	$< 2 \times 10^{-16}$

Les cases colorées signifient qu'il n'y a pas de différence significative entre les habitats concernés.

La présence de l'espèce dépend-elle de l'habitat ?

data: table_*Myrmica_scabrinodis*
X-squared = 82.486, *df* = 8, *p*-value = 1.542×10^{-14}
data: table_*Myrmica_ruginodis*
X-squared = 28.46, *df* = 8, *p*-value = 0.0003942
data: table_*Formica_picea*
X-squared = 214.26, *df* = 8, *p*-value < 2.2×10^{-16}
data: table_Formica_lemani
X-squared = 473.69, *df* = 8, *p*-value < 2.2×10^{-16}
data: table_*Lasius_platythorax*
X-squared = 74.677, *df* = 8, *p*-value = 5.724×10^{-13}

Le barycentre est-il différent selon que l'espèce est présente ou absente ?

data: Barycentre[*Myrmica_scabrinodis* == "NON"] and Barycentre[*Myrmica_scabrinodis* == "OUI"]
W = 115460, ***p*-value = 3.536×10^{-13}**
data: Barycentre[*Myrmica_ruginodis* == "NON"] and Barycentre[*Myrmica_ruginodis* == "OUI"]
W = 76086, ***p*-value = 0.01411**
data: Barycentre[*Formica_picea* == "NON"] and Barycentre[*Formica_picea* == "OUI"]
W = 156230, ***p*-value = 2.447×10^{-13}**

data: Barycentre[*Formica_lemani* == "NON"] and Barycentre[*Formica_lemani* == "OUI"]
W = 60800, ***p*-value = 6.292 × 10^{-5}**
data: Barycentre[*Lasius_platythorax* == "NON"] and Barycentre[*Lasius_platythorax* == "OUI"]
W = 27652, ***p*-value = 8.126 × 10^{-7}**

La présence de l'espèce est-elle influencée par le barycentre au sein des habitats favorables ?

Formica picea (D1.1, D2, D5C, E3.5)

Call:glm(formula = *Formica_picea* ~ Barycentre, family = binomial("logit"), data = fourmis_**D5C**)
Coefficients:

	Estimate	Std. Error	z value	Pr(>|z|)
(Intercept)	9.3666	2.0083	4.664	3.10e× 10^{-6} ***
Barycentre	– 2.3636	0.5036	– 4.694	2.68 × 10^{-6} ***

Call:glm(formula = Formica_picea ~ Barycentre, family = binomial("logit"), data = fourmis_**E3.5**)
Coefficients :

	Estimate	Std. Error	z value	Pr(>|z|)
(Intercept)	3.2659	1.1274	2.897	0.003770 **
Barycentre	– 0.9654	0.2847	– 3.391	0.000696 ***

Formica lemani (E2)

Call:glm(formula = *Formica_lemani* ~ Barycentre, family = binomial("logit"), data = fourmis_**E2**)
Coefficients:

	Estimate	Std. Error	z value	Pr(>|z|)
(Intercept)	– 8.3466	1.6845	– 4.955	7.23 × 10^{-7} ***
Barycentre	2.2702	0.4603	4.932	8.14 × 10^{-7} ***

Lasius platythorax (D1.1, D2)

Call:glm(formula = *Lasius_platythorax* ~ Barycentre, family = binomial("logit"), data = fourmis_**D1.1**)
Coefficients:

	Estimate	Std. Error	z value	Pr(>|z|)
(Intercept)	6.2196	2.8995	2.145	0.03195 *
Barycentre	– 2.4943	0.8687	2.871	0.00409 **

Call:glm(formula = Lasius_*platythorax* ~ Barycentre, family = binomial("logit"), data = fourmis_**D2**)
Coefficients:

	Estimate	Std. Error	z value	Pr(>|z|)
(Intercept)	6.7626	2.5957	2.605	0.00918 **
Barycentre	– 2.4253	0.7499	3.234	0.00122 **

Myrmica ruginodis (E2, E3.5)

Call:glm(formula = *Myrmica_ruginodis* ~ Barycentre, family = binomial("logit"), data = fourmis_**E2**)
Coefficients:

	Estimate	Std. Error	z value	Pr(>|z|)
(Intercept)	– 7.2709	2.0711	3.511	0.000447 ***
Barycentre	1.5457	0.5513	2.804	0.005052 **

Call:glm(formula = *Myrmica_ruginodis* ~ Barycentre, family = binomial("logit"), data = fourmis_**E3.5**)
Coefficients:

	Estimate	Std. Error	z value	Pr(>|z|)
(Intercept)	– 3.9458	1.3137	– 3.004	0.00267 **
Barycentre	0.6906	0.3139	2.200	0.02780 *

Call:glm (formula = *Myrmica_ruginodis* ~ Barycentre, family = binomial("logit"), data =fourmis_**E5.4**)
Coefficients:

	Estimate	Std. Error	z value	Pr(>|z|)
(Intercept)	– 0.7113	1.6849	– 0.422	0.673
Barycentre	– 0.1359	0.3594	– 0.378	0.705

Myrmica scabrinodis (D1.1, D5C, E3.4)

Call:glm(formula = *Myrmica_scabrinodis* ~ Barycentre, family = binomial("logit"), data = fourmis_**D5C**)
Coefficients:

	Estimate	Std. Error	z value	Pr(>|z|)
(Intercept)	5.243	2.051	2.556	0.01059 *
Barycentre	– 1.607	0.524	– 3.066	0.00217 **

OSMIA
ISSN 2727-3806

Revue d'Hyménoptérologie
Journal of Hymenopterology
https://doi.org/10.47446/OSMIA

Volume 10
2022

ARTICLE

Découverte de *Nomada pulchra* ARNOLD, 1888 en Maine-et-Loire (49), recherche de son hôte et comparaison avec les données d'Indre-et-Loire (37) (Hymenoptera : Apoidea : Apidae)

Olivier DURAND[1] • **Philippe BOURLET**[2]

DURAND, O. & P. BOURLET (2022). Découverte de *Nomada pulchra* ARNOLD, 1888 en Maine-et-Loire (49), recherche de son hôte et comparaison avec les données d'Indre-et-Loire (37) (Hymenoptera : Apoidea : Apidae). *Osmia*, **10**: 71–78. https://doi.org/10.47446/OSMIA10.7

Résumé
Nomada pulchra ARNOLD, 1888 est signalée pour la première fois en Maine-et-Loire. Le contexte de la découverte est détaillé ainsi que les recherches effectuées pour découvrir son hôte. Une espèce du genre *Melitta* est suspectée. Les informations recueillies sont comparées à celles obtenues en Indre-et-Loire dans un contexte proche.

Mots-clefs | Nomadini • cleptoparasites • *Echium vulgare* • *Melitta* • France • Europe

Discovery of *Nomada pulchra* ARNOLD, 1888 in Maine-et-Loire (Fr. 49), search for its host and comparison with data from Indre-et-Loire (Fr. 37) (Hymenoptera: Apoidea: Apidae)

Abstract
Nomada pulchra ARNOLD, 1888 is recorded for the first time in Maine-et-Loire (Fr. 49). The context of the discovery is detailed as well as the research carried out to discover its host. A *Melitta* species is suspected. The information collected are compared with those obtained in Indre-et-Loire in a similar context.

Keywords | Nomadini • cleptoparasites • *Echium vulgare* • *Melitta* • France • Europe

Reçu • Received | 07 January 2022 || **Accepté • Accepted** | 20 December 2022 || **Publié (en ligne) • Published (online)** | 26 December 2022
Reviewers | É. DUFRÊNE • É. GABIOT || https://zoobank.org/2162B994-A396-4E9C-972B-E4C5D6204EA8

INTRODUCTION

La dernière synthèse publiée sur le site de l'Observatoire des abeilles traitant des listes départementales des abeilles de Bretagne, Pays de la Loire et Basse-Normandie (OBSERVATOIRE DES ABEILLES, 2018) dresse un bilan de 37 espèces de *Nomada* connues pour le Maine-et-Loire (Fr. 49) pour une diversité de 104 espèces du genre en France (RASMONT *et al.*, 2017 ; É. DUFRÊNE, *comm. pers.*). Parmi les espèces ajoutées à cette liste de 2018, par rapport à la version de 2017, figure *Nomada pulchra* ARNOLD, 1888. La présente note relate la découverte de cette espèce à l'occasion de prospections du premier auteur et les recherches qui en ont suivies.

Nous pouvons succinctement rappeler ici que les *Nomada* sont des espèces cleptoparasites qui pondent leurs œufs dans les nids d'autres espèces. Pour plus de précisions sur ces particularités de comportements nous pouvons renvoyer à l'article de VEREECKEN *et al.* (2008). Mentionnons également que les connaissances sur l'écologie des *Nomada* restent encore fragmentaires et que les espèces-hôtes ne sont pas toujours connues, c'est le cas pour *Nomada pulchra* pour laquelle seules des suspicions existent pour ses hôtes sur le territoire national.

La première mention de *Nomada pulchra* en France est publiée par RASMONT *et al.* (1994) où elle est indiquée comme nouvelle espèce pour l'Europe occidentale et pour la France. La capture a eu lieu dans le département de la Vienne en 1984 *via* la prise d'une femelle par Philippe FOUILLET sur la commune de Berrie (Fr. 86) en juillet 1984 (M. SCHWARZ *det.*, Université de Mons *coll.*). La proximité de cette capture avec le département de Maine-et-Loire avait motivé un appel à recherche pour cette espèce en 2009 au sein de l'association

[1] [OD] 20 rue de Vinouze, La Chapelle-Saint-Florent, F – 49410 Mauges-sur-Loire, France • olivierdurand7@yahoo.fr
https://orcid.org/0000-0002-2261-5538 • ZooBank https://zoobank.org/2AE7C02C-ADB2-4DB5-944A-12C4FFA9664B
[2] [PB] 14 Rue Victor Hugo, F – 41100 Vendôme, France • ph.bourlet@infonie.fr
https://orcid.org/0000-0002-8800-1061 • ZooBank https://zoobank.org/D84F657B-67BE-4DC8-8BEE-34EF9954A72F

Osmia est une revue en libre accès publiée par l'Observatoire des Abeilles (France) sous licence Creative Commons Attribution International CC BY 4.0 qui autorise la reproduction et la diffusion du document, à condition que la source soit explicitement citée.

Osmia is an open-access journal published by the Observatory of Bees (France) under Creative Commons Attribution International License CC BY 4.0 which allows the reproduction and distribution of the document, provided the source is explicitly cited.

des Naturalistes Angevins (DURAND, 2009). Les prises de contacts établies à l'époque avaient conduit à la collecte des informations suivantes : la capture de Philippe FOUILLET avait été réalisée sur un mur en pierre à moitié écroulé (avec des orpins *Sedum* sp. et autres petites plantes xérophiles) bordant un vignoble et une route près du village de Berrie. Berrie se situe à quelques kilomètres de la limite commune au Maine-et-Loire (Fr. 49), aux Deux-Sèvres (Fr. 79) et à la Vienne (Fr. 86). Quelques années après son observation, Philippe FOUILLET est retourné sur le site sans pouvoir retrouver le muret (ou ses vestiges) qui était à une distance maximale de quelques centaines de mètres des maisons du village. Cet appel à recherche de l'espèce était resté vain jusqu'en 2018.

À plus large échelle, des données géographiquement intermédiaires entre les stations connues initialement de Russie et de Sibérie (SCHWARZ, 1988) et celle concernant sa découverte en France ont été enregistrées en Allemagne, Autriche, Hongrie, Roumanie et Serbie (É. DUFRÊNE, *comm. pers.*). Toutes ces données sembleraient indiquer une expansion récente de l'espèce vers l'Ouest au regard de sa grande taille et de la qualité des inventaires menés en Allemagne ou Autriche par le passé plutôt qu'à un manque réel de prospection.

Les mentions bibliographiques sur les hôtes possibles pour ces pays font état d'espèces non présentes en France : *Melitta melanura* (NYLANDER, 1852), *Andrena pyropygia* KRIECHBAUMER, 1873, *Andrena hungarica* FRIESE, 1887 (WOLF, 1950 ; SMIT, 2018 ; PITTIONI, 1943 ; WESTRICH, 2018).

Aussi, sur le territoire national, compte tenu de la période de vol relativement tardive de l'espèce, une présomption pour un hôte du genre *Melitta* est évoquée (mais les *Andrena*, *Eucera* ou *Tetralonia* sont possibles) (É. DUFRÊNE, *comm. pers.*). Signalons enfin que l'espèce est présente sur la liste rouge des abeilles d'Europe sous le statut « en danger » (SMIT, 2014) en lien notamment avec sa répartition fragmentée et représentant de faibles surfaces.

CONTEXTE DE LA DÉCOUVERTE DE L'ESPÈCE EN MAINE-ET-LOIRE

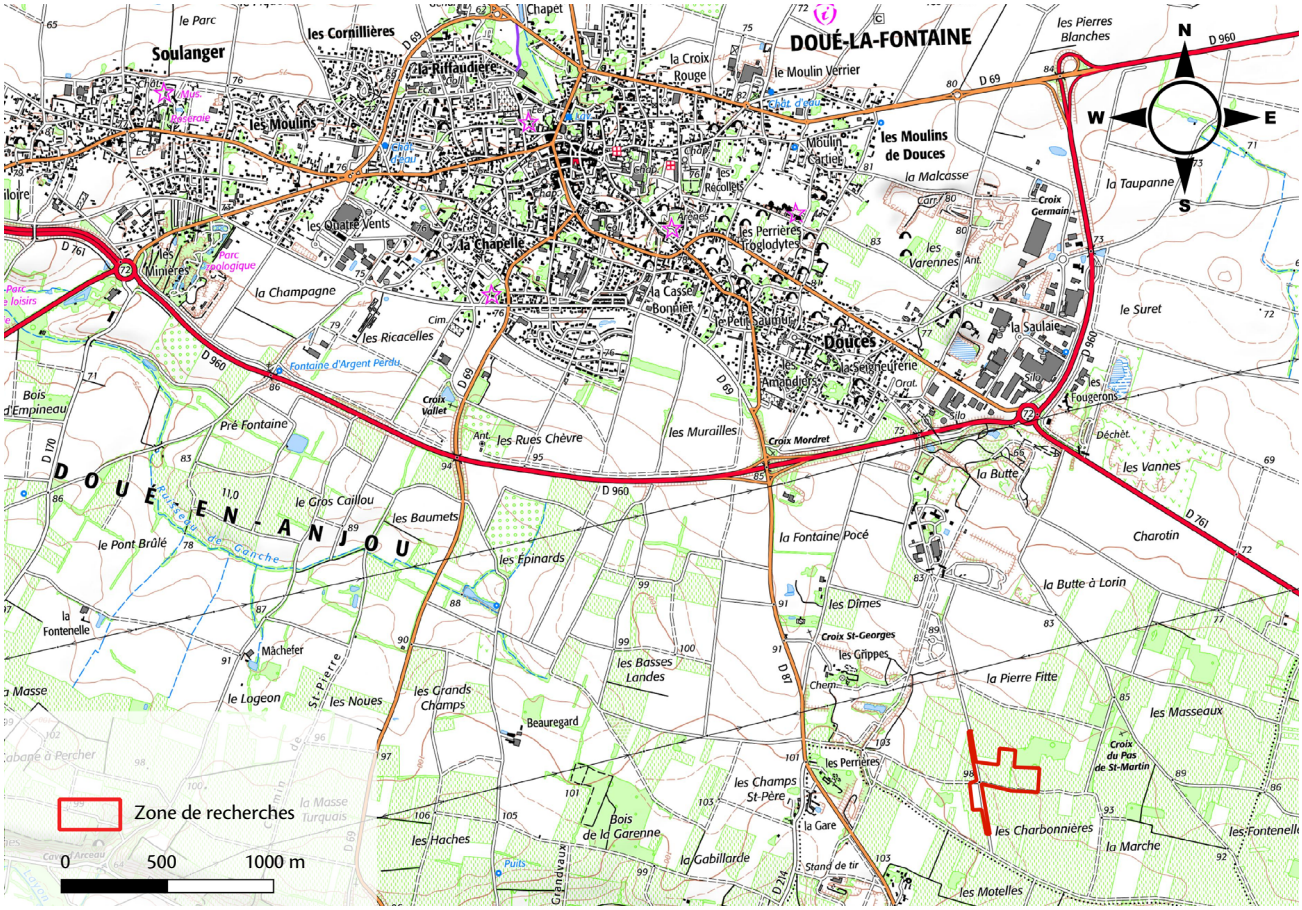


Figure 1. Localisation du site de « Pierre Fitte » à Doué-la-Fontaine. Fond de carte IGN (logiciel *Qsig*).

Le 1er juillet 2016, un inventaire sur des parcelles de vignes du domaine du Pas Saint-Martin à Doué-la-Fontaine (associé au vignoble de Saumur), propriété de Laurent CHARRIER, est réalisé. Il avait d'une part vocation à apprécier la diversité biologique en place (notamment pour des groupes auxiliaires de culture : coccinelles, syrphes, etc.) et d'autre part à valoriser pédagogiquement les observations auprès de l'exploitant. Signalons que ce viticulteur et son équipe sont déjà engagés sur des thématiques naturalistes depuis 2009 avec la mise en place d'une activité d'animations sur le domaine, principalement destinées aux enfants, pour les sensibiliser aux enjeux de la biodiversité (pour cette action, le domaine a été lauréat de l'écotrophée 2012 du Parc Naturel Régional « Loire Anjou Touraine » : https://www.valdeloire.org/Actualites/Articles/Tous/Les-resultats-2012-du-concours-Eco-trophee-du-Parc).

Les parcelles de vignes étudiées, conduites en culture biologique, se situent dans un contexte paysager très ouvert (grands îlots viticoles dans un paysage de plateaux dépourvus de haies où seuls subsistent quelques bosquets) à 3,5 kilomètres au sud-est du centre-ville de Doué-la-Fontaine (figure 1), au sud du lieu-dit « Pierre Fitte ». Au cours de l'inventaire, deux spécimens de *Nomada* d'assez grande taille sont observées en vol bas dans la strate herbacée au pied d'une haie plantée depuis moins de cinq ans (figure 2) puis capturées. Malgré la maigre expérience du collecteur sur ce genre, ils sont trouvés atypiques sur le moment de par leur apparence avec des tâches « blanc-bleutées ». Un autre individu semblable est ensuite vu non loin de là, toujours en vol bas en pied de haie (sur le moment, il est fait le choix de ne pas le capturer).

Figure 2. Site de découverte de *Nomada pulchra* à Pierre Fitte. Cliché O. DURAND

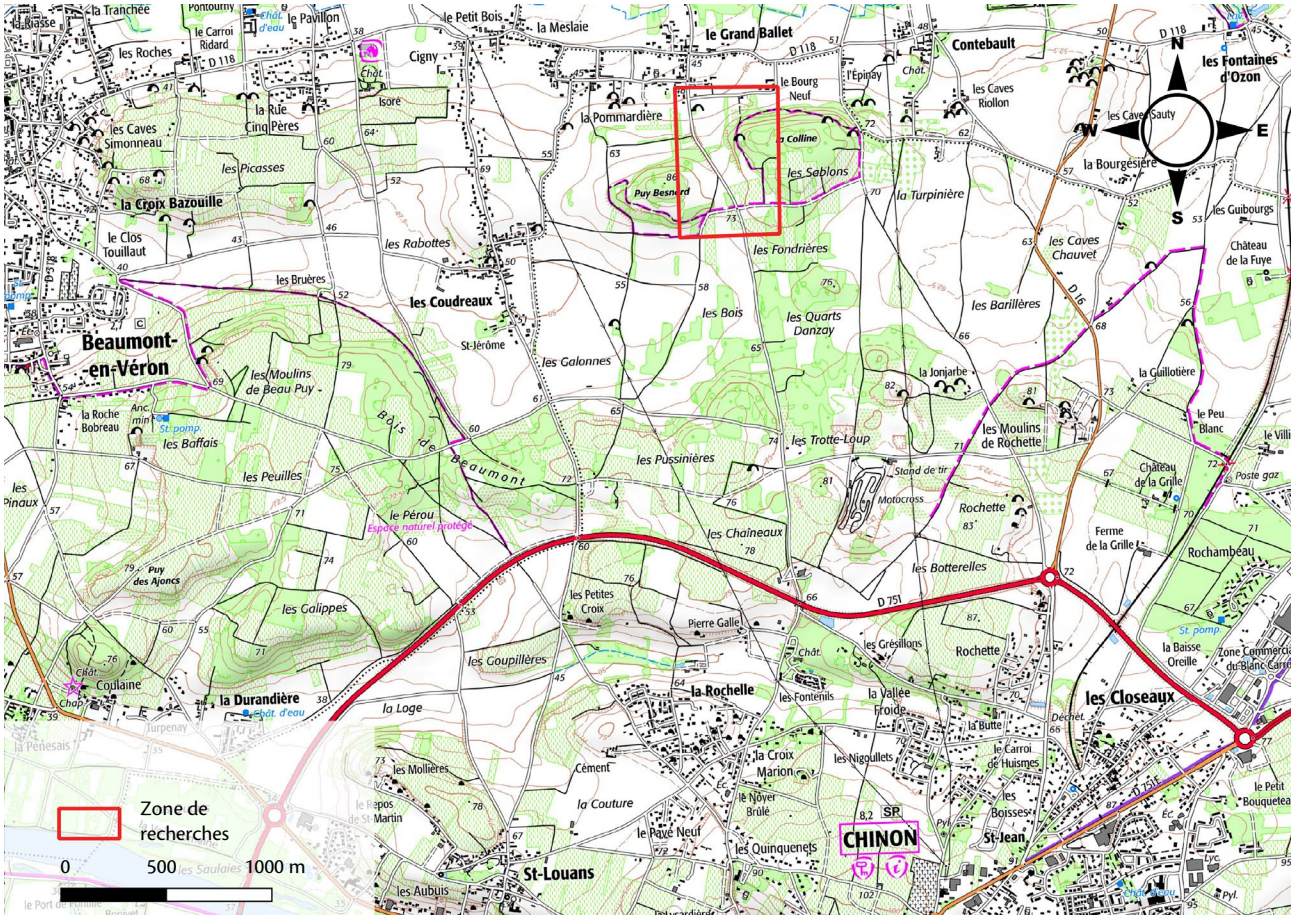


Figure 3. Localisation du site des Puys du Chinonais. Fond de carte IGN (logiciel *Qsig*).

Après leur préparation, les deux individus sont transmis à Éric DUFRÊNE pour identification au sein d'un lot plus conséquent de spécimens de *Nomada* lors de la rencontre *Apoidea Gallica* de Tours le 21 janvier 2017. Le retour des déterminations arrive en février 2018 : deux mâles de *Nomada pulchra*. Il s'agit alors à l'époque de la troisième donnée pour la France de l'espèce après la capture de Philippe FOUILLET précitée et une femelle capturée par le second auteur le 04/06/2011, butinant sur des fleurs de ronce (*Rubus* sp.), au lieu-dit « La Colline », commune de Chinon en Indre-et-Loire (Fr. 37), site Natura 2000 des Puys du Chinonais, propriété du Conseil départemental d'Indre-et-Loire et géré par le Conservatoire d'Espaces Naturels (CEN) Centre-Val de Loire (figure 3). Des prospections en vue de retrouver l'espèce seront menées sur ce même site : en 2012, en compagnie d'Éric DUFRÊNE et Léa LEMAIRE (avec une météo médiocre), en juillet 2019 et plusieurs fois entre mai et août 2021, sans revoir l'espèce.

RECHERCHE DE L'HÔTE

Éric DUFRÊNE précise dans son message informant de la détermination de *Nomada pulchra* dans le lot transmis de Maine-et-Loire qu'il serait important de retourner sur le site pour détecter son hôte. Un peu avant juillet 2018, il préconise pour guider le premier auteur dans ses prospections de rechercher prioritairement les abeilles

volant au sol ou sur la végétation basse dans un rayon proche des sites de butinages, certaines espèces parasitant des hôtes et nichant isolément ayant un comportement assez discret à l'abord du nid : vol bas au-dessus et dans la végétation herbacée, sans patrouille intensive.

Figure 4. Site de vol et butinage de *Nomada pulchra* en 2018. Cliché O. DURAND

Après avoir sollicité l'autorisation du viticulteur, une tentative est effectuée sur le site le 03 juillet 2018 à partir de 10h30. Le véhicule est stationné au même emplacement que deux ans auparavant. À peine deux mètres sont parcourus sur la zone ciblée qu'à nouveau une *Nomada* « blanc bleuté » est observée : *Nomada pulchra* ! L'individu est posé sur une graminée (*Brachypodium* cf. *pinnatum*) mais celui-ci s'envole sans pouvoir être suivi du regard. Le choix est alors fait de parcourir le long de la haie où les premiers spécimens avaient été découverts. Trois allers et retours sont effectués sans succès. L'employé du domaine, intéressé par la recherche, vient discuter de l'espèce et aide aux prospections pendant vingt minutes au sein de la parcelle de vigne et d'une petite friche adjacente, là encore sans succès.

Un retour est alors effectué au point de départ du site d'observation initiale. La collecte de toutes les espèces d'abeilles sauvages évoluant sur la station débute alors afin de viser à détecter l'espèce hôte possible. Les grosses espèces, proches ou au-dessus de 10 mm de longueur de corps, taille de *Nomade pulchra*, sont ciblées (les petits Halictidae sont par exemple exclus des récoltes). Après 1h30 d'observation des comportements, d'inventaires et de captures sur la zone sans revoir *N. pulchra*, il est décidé d'aller inspecter une berme de route fleurie cinquante mètres plus loin. La végétation de la berme et du talus adjacent, sur sol calcaire, est notamment composée d'achillée millefeuille (*Achillea millefolium*), de centaurée de Debeaux (*Centaurea decipiens*), de sariette commune (*Clinopodium vulgare*), de liseron des champs (*Convolvulus arvensis*), de carotte sauvage (*Daucus carota*), de chardon Roland (*Eryngium campestre*), de picride fausse-vipérine (*Helminthotheca echioides*), de millepertuis perforé (*Hypericum perforatum*), de porcelle enracinée (*Hypochaeris radicata*), d'herbe de Saint-Jacques (*Jacobaea vulgaris*), d'origan commun (*Origanum vulgare*), de trèfle des prés (*Trifolium pratense*), de verveine officinale (*Verbena officinalis*) et surtout de bonnes densités de vipérine commune (*Echium vulgare*) (figure 4).

À notre arrivée, deux *N. pulchra* sont observées et photographiées (figures 5–7) et c'est un minimum de trois individus qui sont vus simultanément (avec forte suspicion de la présence de quatre individus) (figure 8). Un spécimen est capturé pour confirmer la diagnose et comme témoignage en collection. Tous les individus observés butinaient exclusivement de la Vipérine commune, volant d'un bouquet de cette plante à un autre sans pause sur d'autres supports (la température était autour de 27 °C, les prospections s'étant, au total, déroulées de 10h30 à 13h00, sous le soleil). Malheureusement, aucune interaction avec un hôte potentiel n'a pu être observée durant la période sur place.

Figures 5–7. *Nomada pulchra*. **5–6.** Premier spécimen. **7.** Second spécimen. Clichés O. DURAND

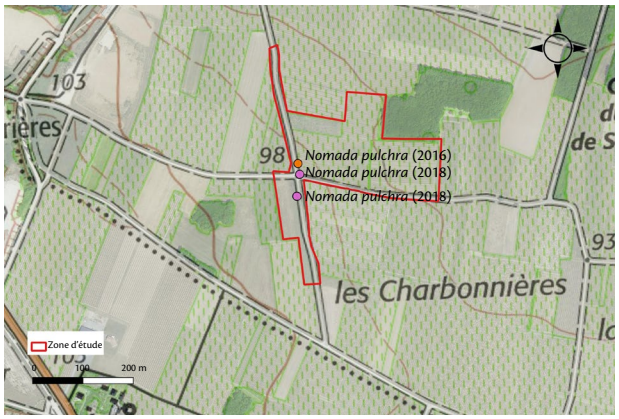


Figure 8. Pointage de l'ensemble des lieux de détection de *Nomada pulchra* sur le site de « Pierre Fitte ». Fond de carte IGN (logiciel *Qsig*).

Au cours des trente dernières minutes disponibles sur place, le choix est fait de parcourir tous les bords de routes où croît de la vipérine dans un rayon de 300 mètres autour de la zone initiale. Aucune autre *N. pulchra* ne sera détectée.

Motivé par la redécouverte de *N. pulchra*, une autre session de recherches est programmée le 10 juillet 2018 sur le même site. Malheureusement, le passage d'un engin agricole sur les bermes de la route avait eu lieu depuis la date précédente et les tapis les plus denses de vipérines avaient pour majorité été couchés ou écrasés. Cette prospection de 45 minutes (entre 17h30 et 18h30) avec un temps couvert et légèrement venté, et donc bien moins favorable, n'a pu permettre d'observer aucun spécimen de *Nomada*. Le temps de présence sur cette seconde session a également été mis à profit pour rechercher une nouvelles fois les spécimens d'hôtes possibles.

Trente-quatre spécimens d'abeilles ont été récoltés au cours des prospections des 03 et 10 juillet 2018 sur le site d'observation de *Nomada pulchra* à Doué-la-Fontaine. Ceux-ci ont été confiés à Éric DUFRÊNE et David GENOUD pour identification.

Les résultats des déterminations sont proposés ci-après (tableau I). Il est présenté à la fois les espèces détectées sur le site à N. *pulchra* et en complément les espèces capturées lors de la recherche sur les zones à vipérine dans un rayon de 300 mètres.

Tableau I. Liste des espèces récoltées lors de la recherche de l'hôte potentiel.

03 juillet 2018		
Site à *Nomada pulchra*	Mâle	Femelle
Andrena flavipes PANZER, 1799	4	
Andrena hattorfiana (FABRICIUS, 1775)		1
Bombus hortorum (LINNAEUS, 1761)		1
Bombus pascuorum (SCOPOLI, 1763)		1
Bombus ruderarius (MULLER, 1776)	1	
Ceratina cyanea (KIRBY, 1802)	1	
Halictus cf. *fulvipes*		2
Halictus maculatus SMITH, 1848		1
Halictus patellatus MORAWITZ, 1873		1
Halictus scabiosae (ROSSI, 1790)		1
Megachile pilidens ALFKEN, 1924		2
Melitta leporina (PANZER, 1799)		1
Melitturga clavicornis (LATREILLE, 1806)	1	1
Nomada fucata PANZER, 1798	1	
***Nomada pulchra* ARNOLD, 1888**	**1**	
Panurgus dentipes LATREILLE, 1811	1	
Sphecodes gibbus (LINNAEUS, 1758)		1
Xylocopa iris (CHRIST, 1791)		1
Aux abords du site à Nomada pulchra		
Anthidium manicatum (LINNAEUS, 1758)	1	1
Apis mellifera LINNAEUS, 1758		1
Halictus gr. *smaragdula*		1
Hoplitis adunca (PANZER, 1798)		3
Lasioglossum interruptum (PANZER, 1798)		1
Melitturga clavicornis (LATREILLE, 1806)		1
10 juillet 2018		
Site à *Nomada pulchra*		
Halictus patellatus MORAWITZ, 1873		1

Nous pouvons également fournir la liste des espèces collectées lors du passage initial du 01er juillet 2016 (jour de découverte initiale de *Nomada pulchra*) (tableau II). Les abeilles sauvages n'avaient pas été ciblées lors de cette journée d'inventaire généraliste, la liste n'est donc qu'informative. Les déterminations de ces spécimens ont été assurées par Alain PAULY (Halictidae), David GENOUD (*Andrena minutula*), Éric DUFRÊNE (*Nomada*) et Gilles MAHÉ (*Andrena florea*).

Tableau II. Liste des espèces récoltées le jour de la découverte de *N. pulchra* en 2016.

01 juillet 2016		
Site à *Nomada pulchra*	Mâle	Femelle
Apis mellifera LINNAEUS, 1758		>20
Andrena minutula (KIRBY, 1802)		1
Lasioglossum malachurum (KIRBY, 1802)		2
Halictus patellatus MORAWITZ, 1873		1
Lasioglossum laticeps (SCHENCK, 1868)		1
Lasioglossum lativentre (SCHENCK, 1853)		2
Lasioglossum malachurum (KIRBY, 1802)		2
Lasioglossum pauxillum (SCHENCK, 1853)		3
Lasioglossum subhirtum (LEPELETIER, 1841)	6	7
Lasioglossum villosulum (KIRBY, 1802)		1
***Nomada pulchra* ARNOLD, 1888**	**2**	
Andrena florea (FABRICIUS, 1793)		1

Nous pouvons noter que le cortège des espèces en place semble intéressant puisque hébergeant, outre notre Nomade, *Xylocopa iris*, espèce thermophile peu commune dans l'Ouest de la France (uniquement connue de Loire-Atlantique et Vendée en Pays de la Loire, absente de Bretagne et ex-Basse Normandie), *Melitturga clavicornis* (connue uniquement de trois stations en Maine-et-Loire et nulle part ailleurs dans la région), *Andrena hattorfiana* (oligolectique sur Dipsacaceae dont c'est l'unique station régionale) ou *Halictus patellatus* paraissant principalement connue de la moitié sud de la France et uniquement connu ici pour les Pays de la Loire. Pour cette dernière espèce, plusieurs trous de galeries étaient présents sur les zones de vol de *N. pulchra* mais là-aussi sans que nous observions d'attrait de la Nomade pour ceux-ci.

Comparaison avec les collectes en Indre-et-Loire

Une synthèse des espèces d'abeilles collectées sur le site d'observation de *Nomada pulchra* et de ses abords en Indre-et-Loire peut aussi être réalisée et comparée à la liste des espèces de Maine-et-Loire. Elle est présentée dans le tableau III (page suivante).

Hôte(s) possible(s)

En première réflexion, nous pouvons avancer qu'en matière d'espèces d'abeilles potentiellement hôtes de *Nomada pulchra*, les espèces se retrouvant conjointement sur les deux sites de capture (Doué-la-Fontaine et Puys du Chinonais) pourraient être de bonnes candidates. Il s'agit d'*Anthidium manicatum*, *Apis mellifera*, *Halictus scabiosae*, *Hoplitis adunca*, *Melitturga clavicornis* et *Xylocopa iris*. Sur la base des informations connues et bibliographiques précitées, il semble toutefois raisonnable de les écarter des espèces hôtes potentielles :

- *Apis mellifera* du fait de son caractère eusocial fort.
- *Anthidium manicatum* car les *Anthidium* sont parasitées principalement par des abeilles du genre *Stelis* ou, plus rarement, *Coelioxys*.
- *Halictus scabiosae* car ce genre est parasité exclusivement par des abeilles du genre *Sphecodes*.

Tableau III. Liste des espèces récoltées aux Puys du Chinonais (« Puy Besnard » et « La Colline »).

04 juin 2011 – jour de découverte de *Nomada pulchra*			**Espèce observée sur le site du 49**
La Colline	**Mâle**	**Femelle**	
Anthidium manicatum (LINNAEUS, 1758)		X	oui
Apis mellifera LINNAEUS, 1758		X	oui
Halictus quadricinctus (FABRICIUS, 1776)		X	
Megachile willughbiella (KIRBY, 1802)		X	
***Nomada pulchra* (ARNOLD, 1888)**		**X**	**oui**
Xylocopa violacea (LINNAEUS, 1758)	X		
Mai à août (2008-2021)			
La Colline	**Mâle**	**Femelle**	
Andrena agilissima (SCOPOLI, 1770)		X	
Andrena florea FABRICIUS, 1793		X	
Andrena pandellei PÉREZ, 1895	X	X	
Andrena pilipes FABRICIUS, 1781		X	
Anthidium oblongatum (ILLIGER, 1806)		X	
Anthidium manicatum (LINNAEUS, 1758)		X	oui
Anthophora aestivalis (PANZER, 1801)		X	
Chelostoma rapunculi (LEPELETIER, 1841)	X		
Colletes gallicus RADOSZKOWSKI, 1891	X		
Colletes succinctus (LINNAEUS, 1758)		X	
Dasypoda hirtipes (FABRICIUS, 1793)	X		
Eucera interrupta BÄR, 1850		X	
Eucera longicornis (LINNAEUS, 1758)		X	
Halictus quadricinctus (FABRICIUS, 1776)		X	
Halictus scabiosae (ROSSI, 1790)		X	oui
Hylaeus variegatus (FABRICIUS, 1798)		X	
Megachile circumcincta (KIRBY, 1802)		X	
Megachile maritima (KIRBY, 1802)		X	
Melitta haemorrhoidalis (FABRICIUS, 1775)	X		
Melitturga clavicornis (LATREILLE, 1806)	X	X	oui
Osmia aurulenta (PANZER, 1799)		X	
Trachusa byssina (PANZER, 1798)		X	
Trachusa interrupta (FABRICIUS, 1781)	X		
Xylocopa violacea (LINNAEUS, 1758)		X	
Puy Besnard	**Mâle**	**Femelle**	
Andrena agilissima (SCOPOLI, 1770)	X		
Andrena hattorfiana (FABRICIUS, 1775) – forme rouge		X	
Andrena gr. *ovatula*		X	
Andrena pandellei PÉREZ, 1895		X	
Andrena pilipes FABRICIUS, 1781		X	
Anthidium punctatum(LATREILLE, 1809		X	
Anthophora aestivalis (PANZER, 1801)		X	
Anthophora bimaculata (PANZER, 1798)		X	
Apis mellifera LINNAEUS, 1758		X	oui
Dasypoda hirtipes (FABRICIUS, 1793)	X		
Eucera interrupta (BÄR, 1850)	X		
Eucera nigrescens (PÉREZ, 1879)		X	
Halictus quadricinctus (FABRICIUS, 1776)		X	
Halictus scabiosae (ROSSI, 1790)		X	oui
Lithurgus cornutus (FABRICIUS, 1787)		X	
Megachile centuncularis (LINNAEUS, 1758)		X	
Megachile lagopoda (LINNAEUS, 1760)		X	
Melitturga clavicornis (LATREILLE, 1806)	X	X	oui
Hoplitis adunca (PANZER, 1798)		X	oui
Osmia caerulescens (LINNAEUS, 1758)		X	
Xylocopa iris (CHRIST, 1791)		X	oui
Xylocopa violacea (LINNAEUS, 1758)	X		

- *Hoplitis adunca* qui est connue pour être parasité par *Aglaoapis tridentata* (NYLANDER, 1848) (WESTRICH, 2018).
- *Melitturga clavicornis* qui est parasitée par *Ammobatoides scriptus* (GERSTÄCKER, 1869) et, occasionnellement, par *Sphecodes albilabris* (FABRICIUS, 1793) (ROZEN, 1965 ; AMIET *et al.*, 2007).
- Il n'est pas connu de cleptoparasite aux Xylocopes, en particulier à *Xylocopa iris*.

La poursuite de la réflexion pour la recherche du ou des hôtes possibles de *N. pulchra* se base ensuite sur les éléments de réflexion suivants :

- L'hôte doit voler en même temps que *N. pulchra*, soit, au regard des observations décrites dans cet article (et pour l'Ouest de la France), sur la période de juin-juillet.
- Les genres d'abeilles hôtes connus pour *N. pulchra* dans sa zone d'occurrence principale (Europe centrale et de l'Est) sont le genre *Melitta* (*M. melanura* NYLANDER, 1852), probablement *M. wankowiczi* RADOSZKOWSKI, 1891 et *Andrena* (*A. pyropygia* KRIECHBAUMER, 1873, *Andrena hungarica* FRIESE, 1887). Ces genres sont à privilégier tandis que les *Eucera* ou *Tetralonia* restent à considérer également.

- La taille de *N. pulchra* est relativement élevée (9 à 12 mm), on peut penser que son abeille hôte a une taille similaire, voire plus importante.

Compte tenu de l'apidofaune observée, ces trois critères permettent plusieurs hypothèses parmi les espèces notées à Doué-la-Fontaine et aux Puys du Chinonais (La Colline) en même temps que *N. pulchra* :

- *Andrena agilissima* (SCOPOLI, 1770)
- *Andrena flavipes* PANZER,1799
- *Andrena hattorfiana* (FABRICIUS, 1775)
- *Andrena pandellei* PÉREZ, 1895
- *Andrena pilipes* FABRICIUS, 1781
- *Eucera interrupta* BÄR, 1850
- *Eucera longicornis* (LINNAEUS, 1758)
- *Melitta haemorrhoidalis* (FABRICIUS, 1775)
- *Melitta leporina* (PANZER, 1799)

Au regard des espèces détectées *Melitta leporina* et *M. haemorrhoidalis* nous semblent les espèces les plus probables pour être le ou les hôtes de *N. pulchra* localement. Malheureusement, aucune interaction avec ces deux espèces n'a pu être observée lors de nos passages et nous n'avons ici aucune certitude.

Signalons que *M. leporina* est une espèce à large distribution (de l'Europe de l'Ouest à la Chine), terricole avec des nids dissimulés sous la végétation et est oligolectique sur les Fabacées (luzernes, trèfles, mélilots…) (DELLICOUR & MICHEZ, 2010). *Melitta haemorrhoidalis* est une espèce oligolectique sur Campanules *Campanula* spp. largement distribuée en Europe (PESENKO, 1995 ; PEKKARINEN, 1997 ; MICHEZ & EARDLEY, 2007). *Melitta haemorrhoidalis* et *Nomada pulchra* ont été détectées à faible distance l'une de l'autre sur le site de la Colline (figure 9).

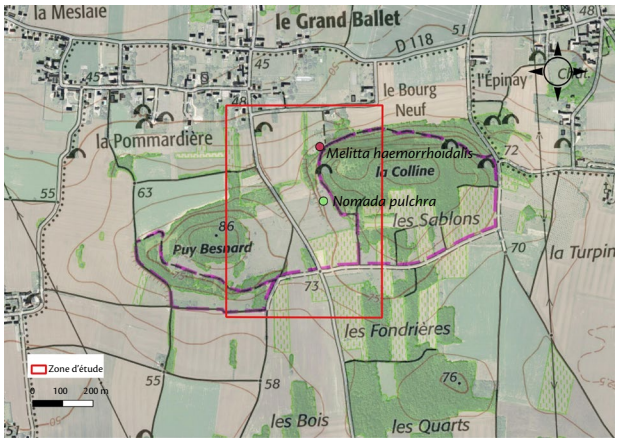


Figure 9. Pointage du lieu de détection de *Nomada pulchra* et *Melitta haemorrhoidalis* sur le site de « la Colline ».
Fond de carte IGN (logiciel *Qsig*).

CONCLUSION

Nomada pulchra semble bien établie sur sa station de Doué-la-Fontaine avec des captures de l'espèce au même emplacement à deux ans d'intervalle. Cette observation est effectuée à moins de 20 km de la première station connue de l'espèce en France sur la commune de Berrie en 1984 et à moins de 40 km de sa découverte en 2011 aux Puys du Chinonais. Toutes ces localités, proches géographiquement, argumentent en faveur d'une bonne implantation de *Nomada pulchra* sur les terrains à cheval entre le Maine-et-Loire, l'Indre-et-Loire et la Vienne.

Il nous semblerait alors probable de pouvoir détecter d'autres stations sur ce secteur géographique, voir à étendre le secteur géographique connu pour l'espèce. La recherche sur Vipérine commune *Echium vulgare* serait à privilégier au début du mois de juillet.

Concernant l'hôte, une suspicion peut être avancée pour le genre *Melitta* et probablement sur les espèces *Melitta leporina* et *Melitta haemorrhoidalis*. Aucune certitude n'existe toutefois suite à nos observations. D'autres recherches seront menées sur les sites concernés dans les années à venir pour espérer prouver cette interaction.

REMERCIEMENTS

Nous remercions Laurent CHARRIER et son employé Étienne PERDRIAUX du domaine du Pas Saint-Martin de nous avoir autorisés à parcourir leurs vignes, nous avoir guidés sur leur site et pour l'intérêt porté à la biodiversité de leur exploitation. Un grand merci à Éric DUFRÊNE pour avoir motivé cet article et nous avoir guidés dans toutes ces recherches. Merci aux déterminateurs ayant mis à disposition leurs compétences pour l'examen des spécimens collectés et en premier lieu à David GENOUD, toujours disponible et pédagogue sur ses identifications. Merci à Rolland PAILLAT (CEN Centre-Val de Loire), conservateur des Puys du Chinonais, Benoît GESLIN, Éric GABIOT et Éric DUFRÊNE (à nouveau) pour leurs relectures.

Note : une courte vidéo de *Nomada pulchra* sur vipérine, réalisée le 03 juillet 2018 par le premier auteur, est disponible ici : https://youtu.be/XBJRIz_GXEo

RÉFÉRENCES

AMIET, F., M. HERRMANN, A. MULLER, & R. NEUMEYER (2007). *Fauna helvetica* ***20***. *Apidae 5*. Centre Suisse de Cartographie de la Faune (CSCF), Neuchâtel (Switzerland), 357 pp.

DELLICOUR, S. & D. MICHEZ (2010). Biologie, observations et collectes de trois espèces sœurs du genre *Melitta* KIRBY, 1802 (Hymenoptera, Melittidae). *Osmia*, **4**: 29–34. https://doi.org/10.47446/OSMIA4.7

DURAND, O. (2009). *Nomada* (suite) : une espèce rarissime à trouver en Anjou. *La Lettre des naturalistes angevins*, **19**: 4.

GABIOT, É. & É. DUFRÊNE (2018). Première mention de *Nomada numida* LEPELETIER 1841 (Apoidea : Apidae : Nomadini) pour la France continentale. *Osmia*, **7**: 5–9. https://doi.org/10.47446/OSMIA7.1

MICHEZ, D. & C. EARDLEY (2007). Monographic revision of the bee genus *Melitta* KIRBY 1802 (Hymenoptera: Apoidea: Melittidae). *Annales de la Société entomologique de France (N.S.)*, **43**(4): 379–440. https://doi.org/10.1080/00379271.2007.10697535

OBSERVATOIRE DES ABEILLES (2018). *Apoidea armoricana. Édition 2018. Listes départementales des abeilles de Bretagne, Pays-de-la-Loire et Basse-Normandie*. Observatoire des Abeilles, Flines-lez-Râches (France), 11 pp. https://oabeilles.net/wp-content/uploads/2018/07/APOIDEA-ARMORICANA-2018-version-finale.pdf [accessed 01 September 2022]

PEKKARINEN, A. (1997). Oligolectic bee species in Northern Europe (Hymenoptera: Apoidea). *Entomologica Fennica*, **8**(4): 205–214. https://doi.org/10.33338/ef.83945

PESENKO, Y. A. (1995). A synopsis of the bee fauna (Hymenoptera: Apoidea) of Russia and the neighbouring countries, with a list of oligolectic species. pp. 45–52. *In* J. BANASZAK. *Changes in the Fauna of Wild Bees in Europe*. Pub. Pedagogical University, Bydgoszcz (Poland), 220 pp.

PITTONI, B. & R. SCHMIDT (coll. H. BISCHOFF, E. STÖCKERT) (1943). Die Bienen des südöstlichen Niederdonau. II. Andrenidae und isoliert stehende Gattungen. *Kultur und Natur*, **24**: 1–83. https://www.zobodat.at/publikation_articles.php?id=122147 [accessed 01 September 2022]

RASMONT, P., M. SCHWARZ & G. VAN DER ZANDEN (1994). Apoïdes nouveaux ou peu connus de France et de Belgique (Hymenoptera, Apoidea). *Bulletin de la Société entomologique de France*, **99**(5): 487–489. https://doi.org/10.3406/bsef.1994.17097

RASMONT, P., D. GENOUD, S. GADOUM, M. AUBERT, É. DUFRÊNE, G. LE GOFF, G. MAHÉ, D. MICHEZ & A. PAULY (2017). *Hymenoptera Apoidea Gallica: liste des abeilles sauvages de Belgique, France, Luxembourg et Suisse*. Atlas Hymenoptera, Mons University, Mons (Belgium), 15 pp. http://www.atlashymenoptera.net/biblio/01500/414_Rasmont_et_al_2017_Hymenoptera_Apoidea_Gallica_2017_02_16.pdf [accessed 01 September 2022]

ROZEN, J. G. Jr. (1965). The Biology and Immature Stages of *Melitturga clavicornis* (LATREILLE) and of *Sphecodes albilabris* (KIRBY) and the Recognition of the Oxaeidae at the Family Level (Hymenoptera, Apoidea). *American Museum Novatites*, **2224**: 1–18. http://hdl.handle.net/2246/3329

SCHWARZ, A. (1988). Revision einiger von T. D. A. COCKERELL beschriebenen *Nomada*-Arten der Paläarktis (Hymenoptera, Apoidea). *Entomofauna*, **9**(19): 381–387. https://www.zobodat.at/pdf/ENT_0009_0381-0387.pdf [accessed 01 September 2022]

SMIT, J. (2014). *Nomada pulchra*. e.T19198443A21462432. *In*: A. NIETO, S. P. M. ROBERTS, J. KEMP, P. RASMONT, M. KUHLMANN, M. GARCÍA CRIADO, J. C. BIESMEIJER, P. BOGUSCH, H. H. DATHE, P. DE LA RÚA, T. DE MEULEMEESTER, M. DEHON, A. DEWULF, F. J. ORTIZ-SÁNCHEZ, P. LHOMME, A. PAULY, S. G. POTTS, C. PRAZ, M. QUARANTA, V. G. RADCHENKO, E. SCHEUCHL, J. SMIT, J. STRAKA, M. TERZO, B. TOMOZII, J. WINDOW & D. MICHEZ. *European Red List of bees*. Publication Office of the European Union, Luxembourg, x + 84 pp. https://doi.org/10.2779/77003

SMIT, J. (2018). Identification key to the European species of the bee genus *Nomada* SCOPOLI, 1770 (Hymenoptera: Apidae), including 23 new species. *Entomofauna*, **Monographie 3**: 253 pp. https://www.zobodat.at/publikation_articles.php?id=359896 [accessed 01 September 2022]

VEREECKEN, N. J., É. DUFRÊNE, S. P. M. ROBERTS & J. SMIT (2008). Redécouverte de *Nomada agrestis* FABRICIUS (Hymenoptera, Apidae) en France méditerranéenne. *Osmia*, **2**: 7–10. https://doi.org/10.47446/OSMIA2.4

WESTRICH, P. (2018). *Die Wildbienen Deutschlands*. Ulmer, Stuttgart (Deutschland), 822 pp.

WOLF, H. (1950). Über die Wirte der Gruppe der *Nomada flavopicta* K. (Hym. Apidae). *Entomologische Zeitschrift*, **60**(14): 105–107. https://www.zobodat.at/pdf/Entomologische-Zeitschrift_60_0105-0107.pdf [accessed 01 September 2022]

OSMIA
ISSN 2727-3806

Revue d'Hyménoptérologie
Journal of Hymenopterology
https://doi.org/10.47446/OSMIA

Volume 10
2022

ARTICLE

Contribution to the knowledge of the Chalcididae, Leucospidae and Perilampidae fauna from Bingöl and Diyarbakır provinces of Turkey (Hymenoptera: Chalcidoidea)

Emin KAPLAN[1] • **Erol YILDIRIM**[2]

KAPLAN, E. & E. YILDIRIM (2022). Contribution to the knowledge of the Chalcididae, Leucospidae and Perilampidae fauna from Bingöl and Diyarbakır provinces of Turkey (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Osmia*, **10**: 79–86. https://doi.org/10.47446/OSMIA10.8

Abstract
This study is based upon material collected in Turkey (Diyarbakır and Bingöl provinces) between 2017 and 2020. In total, nine species belonging to four genera from three subfamilies in Chalcididae, one species belonging to one genus from Leucospidae and one species belonging to one genus from Perilampidae were listed. Among them, *Conura libanotica* (SCHMIEDEKNECHT, 1909) from the family Chalcididae was recorded, which is a first report for the Turkish fauna. Additionally, the male genitalia of six species of Chalcididae and Leucospidae families are illustrated for the first time.

Keywords | New records • additional records • *Conura libanotica* • genitalia

Contribution à la connaissance de la faune des Chalcididae, Leucospidae et Perilampidae des provinces de Bingöl et Diyarbakır en Turquie (Hymenoptera : Chalcidoidea)

Résumé
Cette étude est basée sur du matériel collecté en Turquie (provinces de Diyarbakır et Bingöl) entre 2017 et 2020. Au total, neuf espèces appartenant à quatre genres de trois sous-familles de Chalcididae, une espèce appartenant à un genre de Leucospidae et une espèce appartenant à un genre de Perilampidae ont été échantillonnées. Parmi ces espèces, *Conura libanotica* (SCHMIEDEKNECHT, 1909) de la famille des Chalcididae a été collectée, ce qui représente la première mention pour cette espèce pour la faune turque. Enfin, les genitalia des mâles de six espèces de Chalcididae et de Leucospidae sont illustrés ici pour la première fois.

Mots-clefs | Nouvelles données • Données additionnelles • *Conura libanotica* • genitalia

Reçu • Received | 07 June 2022 || **Accepté • Accepted** | 25 December 2022 || **Publié (en ligne) • Published (online)** | 26 December 2022
Reviewers | B. GESLIN • F. VERHEYDE || https://zoobank.org/E6D0B0E2-E463-4777-9443-F6DB4C202B66

INTRODUCTION

The superfamily Chalcidoidea is a megadiverse superfamily of Apocrita (Hymenoptera) composed of 23 families (HERATY *et al.*, 2013; ASKEW & MIFSUD, 2016). Members of the family Chalcididae are easily recognisable by the enlarged hind femora bearing a variety of teeth on the ventral edge, strong punctation of the thorax and a sharp posterior carina bordering the gena (NARENDRAN & VAN ACHTERBERG, 2016). Members of Chalcididae often develop on various other insects, mainly in their pupae (NARENDRAN & VAN ACHTERBERG, 2016). The family currently includes 87 genera and 1464 species placed in five subfamilies as follows: Chalcidinae (25 genera, 767 species), Dirhininae (three genera, 65 species), Epitraninae (one genus, 64 species), Haltichellinae (55 genera, 560 species), Smicromorphinae (one genus, six species), unplaced (two genera, two species). The family Leucospidae currently includes four genera and 134 species. The most distinctive feature of specimens belonging to Leucospidae family is the same as Chalcididae. The family Perilampidae currently includes 15 genera and 277 species placed in three subfamilies as follows: Chrysolampinae (six genera, 63 species), Perilampinae (six genera, 202 species), Philomidinae (two genera, 11 species), unplaced (one genus, one species). The most distinctive features of individuals belonging to the family Perilampidae is that prepectus in same plane as, and fused with, pronotum in dorsal view with sides more or less parallel and medially

[1] [EK] Bingol University, Faculty of Agriculture, Department of Plant Protection, T – 12000 Bingol, Turkey • eminkaplan021@gmail.com
https://orcid.org/0000-0002-9194-7018 • ZooBank https://zoobank.org/0E024A29-A2F9-4FA0-8856-39BBC0519BB3
[2] [EY] Ataturk University, Faculty of Agriculture, Department of Plant Protection, T – 25240 Erzurum, Turkey • erolyildirim65@gmail.com
https://orcid.org/0000-0002-3509-425X • ZooBank https://zoobank.org/DB1FC59C-6CA3-485D-97D9-44C9D4342B9C

Osmia est une revue en libre accès publiée par l'Observatoire des Abeilles (France) sous licence Creative Commons Attribution International CC BY 4.0 qui autorise la reproduction et la diffusion du document, à condition que la source soit explicitement citée.

Osmia is an open-access journal published by the Observatory of Bees (France) under Creative Commons Attribution International License CC BY 4.0 which allows the reproduction and distribution of the document, provided the source is explicitly cited.

clearly visible behind head. Currently, 66 species from these three families are described in Turkey: Chalcididae (41 species), Leucospidae (six species) and Perilampidae (19 species) (NOYES, 2022). Thus, the number of species of Chalcididae family reported from Turkey is increased to 42 by this current study.

This paper aims to current knowledge of Chalcididae, Leucospidae and Perilampidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) in Turkey.

MATERIALS AND METHODS

The study was conducted in Diyarbakır and Bingöl provinces of eastern Turkey. The material was collected using a net trap in the different flowering seasons during 2017–2020. Determinations of all samples were made by Gérard DELVARE (France). Both classification and nomenclature followed ROSENHAUER, 1856; MASI, 1951; BOUČEK, 1952, 1992; DELVARE, 1992, 2017; ASKEW & SHAW, 2001; CRUAUD *et al.*, 2020 and NOYES, 2022. Photographs of all species and male genitalia of adults were taken by using a digital camera attached to a stereomicroscope. The material is deposited in Emin KAPLAN's individual collection of the Department of Plant Protection, Faculty of Agriculture, Bingol University (Bingöl, Turkey).

RESULTS

In total, 11 species from six genera (*Brachymeria* (WESTWOOD, 1829); *Conura* (SPINOLA, 1837); *Leucospis* (FABRICIUS, 1775); *Neochalcis* (KIRBY, 1883); *Psilochalcis* (KIEFFER, 1905); *Perilampus* (LATREILLE, 1809) are listed. The list of species, distributional data and brief description of male genitalia are given below alphabetically.

Chalcididae

Brachymeriinae

Brachymeria WESTWOOD, 1829

***Brachymeria femorata* (PANZER, 1801)** (figure 1)

Synonyms: *B. femorata immaculata* MASI, 1951; *B. ornatipes* (CAMERON, 1906); *C. ornatipes* (CAMERON, 1906) (NOYES, 2022).

Material examined (14 ♀♀): **Bingöl**: Büyükterkören, N 38° 50' 15.99", E 40° 34' 09.11", 1009 m, 24.V.2019, ♀; Çayağzı, N 38° 47' 44.47", E 40° 33' 15.35", 998 m, 20.V.2018, ♀; Köklü, N 38° 55' 38.44", E 40° 38' 40.46", 1088 m, 09.V.2018, ♀; Küçükterkören, N 38° 51' 01.40", E 40° 30' 02.62", 1182 m, 19.V.2019, ♀; Üçyaka, N 38° 50' 57.05", E 40° 27' 09.72", 1701 m, 23.V.2019, ♀; Adaklı, Arıca, N 39° 14' 00.32", E 40° 31' 38.49", 1324 m, 12.VI.2019, ♀; Genç, Yenisu Bucağı, N 38° 43' 14.96", E 40° 52' 45.08", 1615 m, 31.V.2020, ♀; **Diyarbakır:** Çermik, Asmalı, N 38° 11' 14.72", E 39° 31' 34.40", 707 m, 27.IV.2017, ♀; Dicle, Kaygısız, N 38° 19' 47.96", E 40° 18' 26.82", 767 m, 29.III.2019, ♀; Ergani, Kömürtaş, N 38° 14' 00.29", E 39° 47' 23.62", 838 m, 25.IV.2020, ♀; Salar, N 38° 15' 41.31", E 39° 41' 26.43", 899 m, 21.IV.2018, ♀; Yeşilyurt, N 38° 20' 06.24", E 40° 01' 53.98", 724 m, 19.IV.2018, ♀; Kocaköy, Yaniköy, N 38° 18' 55.71", E 40° 31' 21.30", 901 m, 01.IV.2019, ♀; Lice, Serin, N 38° 22' 45.02", E 40° 35' 00.90", 866 m, 18.IV.2019, ♀.

Distribution: Bosnia Hercegovina, Bulgaria, Caucasus, China, Croatia, Cyprus, Czech Republic, Czechoslovakia, Egypt, Europe, France, Germany, Greece, Hungary, India, Indonesia, Iran, Iraq, Israel, Italy, Kazakhstan, Macedonia, Moldova, Mongolia, Pakistan, Philippines, Poland, Romania, Russia, Serbia, Slovakia, Spain, Switzerland, Turkey, Ukraine, United Kingdom, England, USSR, Central Asia, Yugoslavia, Yugoslavia (NOYES, 2022).

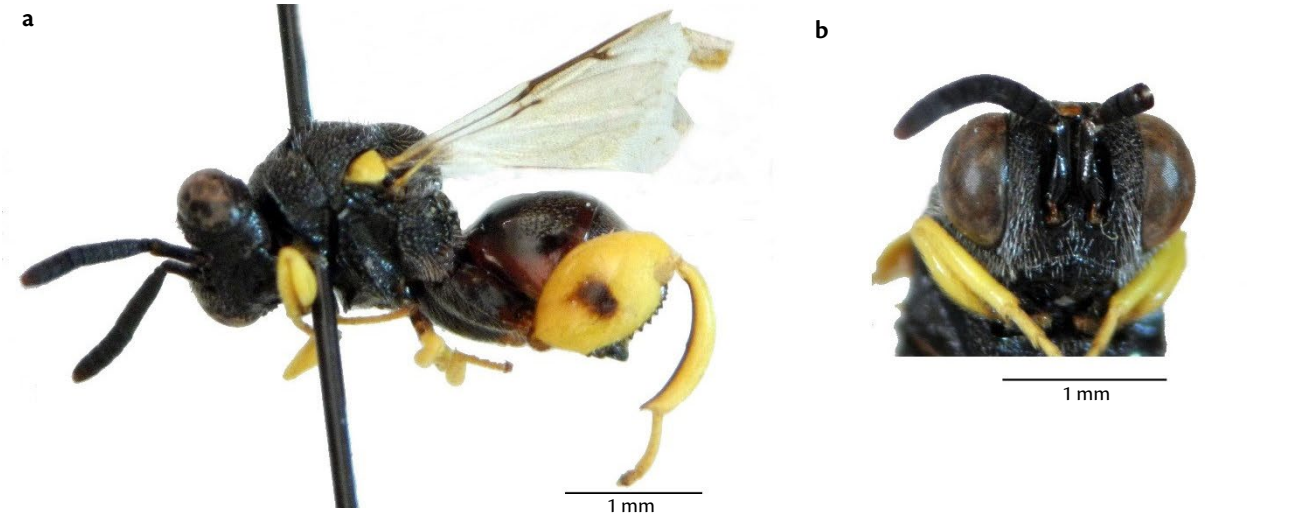


Figure 1. *Brachymeria femorata* (PANZER, 1801) ♀. **a.** Lateral view. **b.** Frontal view.

***Brachymeria minuta* (LINNAEUS, 1767)** (figure 2)

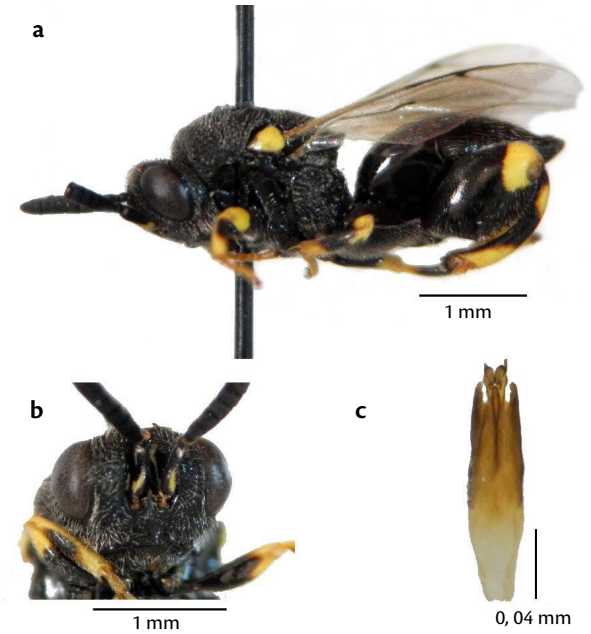


Figure 2. *Brachymeria minuta* (LINNAEUS, 1767) ♀.
a. Female fateral view. **b.** Female face. **c.** Male genitalia.

Synonyms: *Brachymeria fumata* (THOMSON, 1876), *B. paraplesia* (CRAWFORD, 1910), *B. picea* (NIKOLSKAYA, 1952), *B. pusilla* (FABRICIUS, 1787), *B. putturensis* JOSEPH, NARENDRAN & JOY, 1971, *B. putturensis longigastralis* JOSEPH, NARENDRAN & JOY, 1971, *B. scrobiculata* FOERSTER, 1859, *Chalcis fumata* THOMSON, 1876, *C. jezoensis* MATSUMURA, 1912, *C. minuta alborufa* MASI, 1916, *C. paraplesia* CRAWFORD, 1910, *C. pusilla* FABRICIUS, 1787, *C. scrobiculata* FOERSTER, 1859, *C. tricolor* FOERSTER, 1859, *Evania saltatrix* CUVIER, 1833, *Haltichella pusilla* FABRICIUS, 1787, *Sphex femoralis* GEOFFROY, 1785 and *Vespa femoralis* GEOFFROY, 1785 (NOYES, 2022).

Material examined (14 ♀♀, 9 ♂♂)**: Bingöl:** Çayağzı, N 38° 48' 39.03", E 40° 33' 22.21", 1017 m, 31.V.2020, ♀; Çeltiksuyu, N 38° 52' 16.89", E 40° 33' 45.63", 1017 m, 04.V.2018, ♀; Düzyayla, N 38° 48' 05.38", E 40° 28' 57.28", 1373 m, 06.V.2018, ♂; Ekinyolu, N 38° 53' 53.54", E 40° 34' 31.81", 1033 m, 17.V.2018, ♂; Göltepesi, N 38° 57' 05.89", E 40° 35' 40.86", 1496 m, 22.V.2019, ♀; Sancaklı, N 38° 56' 28.29", E 40° 28' 37.45", 1451 m, 22.V.2019, ♂; Yeşilköy, N 38° 50' 20.35", E 40° 29' 44.38", 1280 m, 31.V.2020, ♂; Adaklı, N 39° 12' 59.81", E 40° 28' 09.21", 1360 m, 12.VI.2019, ♀; Hasbağlar, N 39° 11' 01.77", E 40° 22' 23.77", 1569 m, 12.VI.2019, ♂; Karlıova, N 39° 23' 10.37", E 40° 54' 34.28", 1794 m, 06.VI.2018, ♂; Kiğı, Dallıca, N 39° 15' 32.11", E 40° 19' 04.67", 1358 m, 13.VI.2019, ♀; Solhan, Kale, N 38° 47' 17.38", E 41° 02' 28.54", 1312 m, 25.V.2019, ♀; Yayladere, Günlük, N 39° 10' 09.98", E 40° 08' 20.42", 1156 m, 13.VI.2019, ♀; Zeyneli, N 39° 11' 49.13", E 40° 11' 51.78", 1202 m, 13.VI.2019, ♀; Yolgüden, N 39° 10' 28.62", E 40° 04' 20.21", 1509 m, 13.VI.2018, ♀; Yedisu, Kabaoluk, N 39° 25' 55.09", E 40° 29' 59.21", 1412 m, 06.VI.2018, ♀; **Diyarbakır:** Çermik,Karakaya, N 38° 02' 48.67", E 39° 19' 62.05", 553 m, 14.IV.2018, ♂; Ergani, Boğazköy,N 38° 15' 45.62", E 39° 41' 21.63", 890 m, 24.III.2019, ♀; Hani, Belen, N 38° 24' 55.61", E 40° 22' 14.45", 931 m, 27.III.2019, ♀; Kocaköy, N 38° 18' 32.65", E 40° 32' 24.30", 901 m, 01.IV.2019, ♂; Lice, Budak, N 38° 24' 14.68", E 40° 45' 51.13", 786 m, 11.IV.2019, ♂; Çavundur, N 38° 19' 34.16", E 40° 40' 31.58", 975 m, 01.IV.2019, ♀; Silvan, Ormandışı, N 38° 14' 50.54", E 41° 00' 35.29", 771 m, 22.V.2020, ♀.

Distribution: Australia, Bosnia Hercegovina, Bulgaria, Caucasus, Croatia, Cyprus, Czech Republic, Czechoslovakia, Egypt, Europe, France, Germany, Hungary, India, Iran, Israel, Italy, Japan, Kazakhstan, Malaysia, Moldova, Netherlands, Poland, Romania, Russia, Serbia, Slovakia, Slovenia, Spain, Sweden, Switzerland, Syria, Thailand, Turkey, Ukraine, United Kingdom, England, Scotland, USSR, Central Asia, Siberia, Uzbekistan, Vietnam, Yugoslavia (NOYES, 2022).

***Brachymeria rugulosa* (FÖRSTER, 1859)** (figure 3)

Material examined (8 ♀♀)**: Bingöl:** Bilaloğlu, N 38° 55' 34.87", E 40° 23' 14.72", 1288 m, 15.V.2019, ♀; Büyükterkören, N 38° 50' 15.99", E 40° 34' 09.11", 1009 m, 24.V.2019, ♀; Genç, Döşekkaya, N 38° 38' 11.11", E 40° 23' 07.23", 1015 m, 16.V.2019, ♀; Karlıova, Derinçay, N 39° 08' 27.79", E 40° 51' 49.92", 1678 m, 31.V.2019, ♀; Diyarbakır: Dicle, Acar, N 38° 21' 28.03", E 40° 11' 08.74", 728 m, 28.III.2019, ♀; Hani, Topçular, N 38° 27' 51.53", E 40° 24' 31.26", 930 m, 27.III.2019, ♀; Lice, Bağlan, N 38° 19' 48.65", E 40° 43' 28.15", 934 m, 11.IV.2019, ♀; Silvan, Fisat, N 38° 16' 14.90", E 40° 55' 58.22", 999 m, 05.IV.2019, ♀.

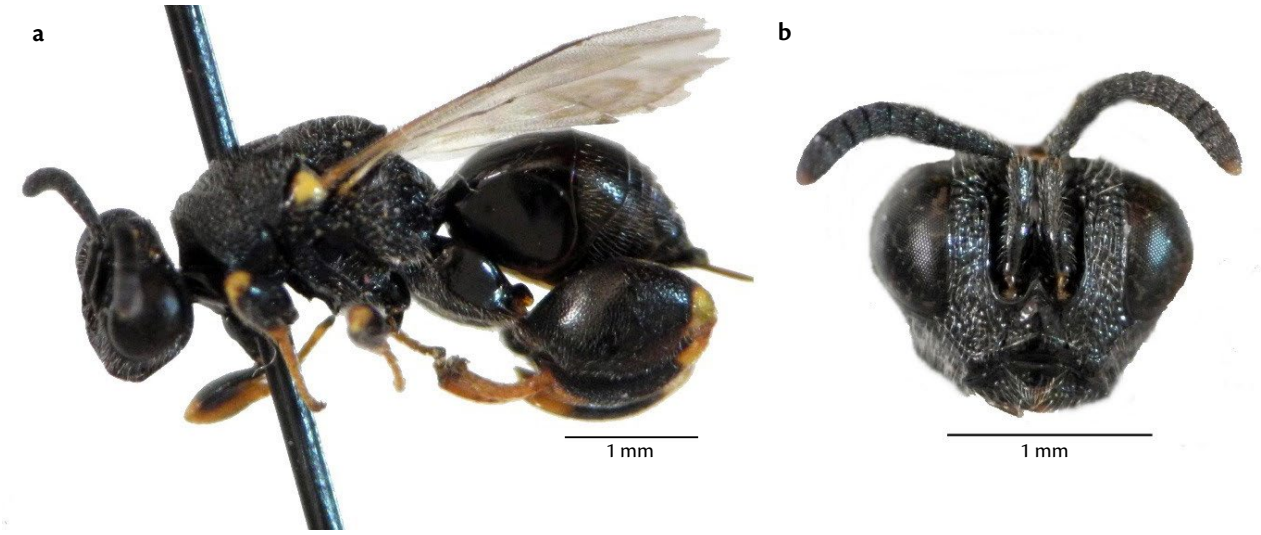


Figure 3. *Brachymeria rugulosa* (FÖRSTER, 1859) ♀. **a.** Lateral view. **b.** Face.

Distribution: Austria, Bulgaria, Croatia, Czech Republic, Czechoslovakia, France, Germany, Greece, Hungary, Iran, Italy, Macedonia, Moldova, Romania, Serbia, Slovakia, Slovenia, Spain, Turkey, Turkmenistan, Yugoslavia (NOYES, 2022).

Remarks: *Brachymeria rugulosa* (FÖRSTER, 1859) was very similar to previously as defined *Brachymeria zelihae* (KAPLAN & YILDIRIM, 2022). However, this species differentiated from *B. zelihae* with some morphological differences such as mandible black with reddish apex, clypeus quite wide, the last segment of flagellum is not hemispherical, frons wide with white bristles densely, flagellum brownish black, sterna completely black (KAPLAN & YILDIRIM, 2022).

Brachymeria tibialis (WALKER, 1834) (figure 4)

Synonym: *Brachymeria intermedia* (NEES, 1834), *B. intermedia scirropoda* (FOERSTER, 1859), *B. intermedia turkestanica* (MASI, 1951), *B. scirropoda* (FOERSTER, 1859), *Chalcis boops* (THOMSON, 1876), *C. cingulata* (WALKER, 1834), *C. distinguenda* (WALKER, 1834), *C. intermedia* (NEES, 1834), *C. rufofemorata* (ROSENHAUER, 1856), *C. scirropoda* (FOERSTER, 1859) and *Oncochalcis quettaensis* (CAMERON, 1906) (NOYES, 2022).

Material examined (143 ♀♀, 8 ♂♂): **Bingöl:** Beyaztoprak,N 38° 54' 35.93", E 40° 37' 04.20", 1065 m, 26.V.2019, 6 ♀; Bilaloğlu, N 38° 55' 34.87", E 40° 23' 14.72", 1288 m, 15.V.2019, ♀; Çayağzı, N 38° 46' 58.60", E 40° 33' 26.53", 992 m, 20.V.2019, 8 ♀; Çayboyu, N 38° 54' 00.51", E 40° 30' 43.78", 1079 m, 26.V.2019, 2 ♀; Çeltiksuyu, N 38° 51' 06.77", E 40° 33' 56.61", 1013 m, 24.V.2019, 2 ♀; Dikköy, N 38° 49' 21.02", E 40° 40' 33.96", 1010 m, 18.V.2019, ♀; Gözeler, N 38° 51' 17.14", E 40° 40' 36.42", 1153 m, 25.V.2019, ♀; Gümüşlü, N 38° 46' 01.07", E 40° 28' 21.97", 1124 m, 23.V.2019, 6 ♀; Güveçli, N 38° 51' 17.54", E 40° 31' 57.43", 1050 m, 19.V.2019, 5 ♀; İnalı, N 38° 52' 22.49", E 40° 32' 05.49", 1053 m, 19.V.2019, ♀; Kaleönü, N 38° 53' 29.47", E 40° 35' 49.73", 1045 m, 21.V.2019, 2 ♀; Komgeçit, N 38° 47' 23.71", E 40° 36' 33.81", 996 m, 24.V.2019, 2 ♀; Küçükterkören, N 38° 51' 01.40", E 40° 30' 02.62", 1182 m, 19.V.2019, ♀; Topalan, N 38° 55' 10.17", E 40° 25' 49.20", 1260 m, 15.V.2019, ♀; Yayla Bucağı, N 38° 38' 26.93", E 40° 30' 49.41", 1275 m, 16.V.2019, ♀; Yeniköy, N 38° 50' 47.74", E 40° 37' 49.49", 1080 m, 25.V.2019, 10 ♀; Genç, Çobançeşmesi,N 38° 32' 35.75", E 40° 16' 48.42", 868 m, 17.V.2019, 8 ♀; Dikpınar, N 38° 43' 24.50", E 40° 18' 35.18", 975 m, 17.V.2019, ♀; Doğanlar, N 38° 42' 51.19", E 40° 32' 44.66", 1164 m, 16.V.2019, ♀; Sürekli, N 38° 46' 25.37", E 40° 36' 49.76", 1095 m, 18.V.2019, ♀; Şehitköy, N 38° 41' 05.12", E 40° 28' 52.53", 1198 m, 16.V.2019, 2 ♀; Yiğitbaşı, N 38° 44' 48.62", E 40° 45' 47.77", 1695 m, 21.VII.2017, ♂; Karlıova, Toklular, N 39° 15' 31.26", E 40° 59' 05.09", 1787 m, 28.V.2017, ♂; Kiği, Duranlar, N 39° 15' 46.46", E 40° 21' 01.32", 1207 m, 13.VI.2019, ♀; Solhan, Bozkanat, N 38° 52' 15.36", E 40° 53' 33.49", 1118 m, 26.V.2019, ♀; Çavuşlar, N 38° 54' 53.36", E 40° 47' 02.73", 1472 m, 31.V.2019, 2 ♂; Oymapınar, N 38° 51' 03.96", E 40° 58' 48.67", 1183 m, 26.V.2019, ♀; Yenidal, N 38° 54' 29.31", E 40° 55' 54.28", 1114 m, 18.V.2019, 2 ♀; Yayladere, Yolgüden, N 39° 11' 33.44", E 40° 04' 18.44", 1385 m, 30.V.2017, ♂; Diyarbakır: Abbas Harabesi, N 37° 57' 57.43", E 40° 23' 31.40", 590 m, 30.IV.2017, ♀; Develi, N 37° 50' 07.13", E 40° 05' 24.18", 778 m, 30.IV.2017, ♂; Dicle, N 37° 52' 25.03", E 40° 15' 52.80", 594 m, 21.III.2019, 4 ♀; Esenbağ, N 38° 00' 55.71", E 40° 22' 21.78", 612 m, 21.III.2019, 2 ♀; Kıtılbıl, N 37° 55' 10.26", E 40° 15' 01.06", 586 m, 21.III.2019, ♀; Mermer, N 38° 10' 17.25", E 40° 27' 46.01", 771 m, 01.IV.2019, ♀; Yarımca, N 38° 03' 54.31", E 40° 22' 01.59", 651 m, 21.III.2019, 2 ♀; Yukarıkılıçtaşı, N 37° 57' 18.21", E 40° 15' 22.53", 608 m, 21.III.2019, ♀; Bismil, Çavuşlu, N 37° 57' 37.68", E 40° 38' 04.14", 619 m, 19.III.2019, 2 ♀; Göksu, N 37° 50' 00.00", E 40° 31' 40.57", 550 m, 19.III.2019, ♀; Köseli, N 37° 50' 46.56", E 40° 36' 21.68", 545 m, 26.IV.2017, ♀; Tatlıçayır, N 37° 59' 33.41", E 40° 36' 24.42", 620 m, 19.III.2019, ♀; Çermik, N 38° 67' 30.98", E 39° 27' 42.06", 766 m, 24.III.2019, ♀; Bahçe, N 38° 06' 55.82", E 39° 23' 43.79", 833 m, 14.IV.2019, 3 ♀; Başarı Bucağı, N 38° 09' 16.86", E 39° 34' 28.52", 699 m, 15.IV.2018, ♀; Çınar, Şükürlü, N 37° 48' 59.13", E 40° 21' 03.14", 646 m, 19.III.2019, ♀; Çüngüş, Geçitköy, N 38° 10' 54.32", E 39° 15' 30.04", 572 m, 24.III.2019, ♀; Oyuklu, N 38° 12' 32.95", E 39° 22' 09.37", 1007 m, 24.III.2019, ♀; Yenice, N 38° 17' 05.68", E 39° 15' 23.99", 1181 m, 24.III.2019, ♀; Dicle, Gölbaşı, N 38° 19' 50.01", E 40° 62' 06.03", 747 m, 28.III.2019, ♀; Kaygısız, N 38° 19' 47.96", E 40° 18' 26.82", 767 m, 29.III.2019, ♀; Taşağıl, N 38° 22' 26.49", E 40° 01' 09.52", 1026 m, 27.III.2019, 2 ♀; Tepebaşı, N 38° 19' 44.36", E 40° 10' 37.62", 782 m, 28.III.2019, ♀; Yokuşlu, N 38° 24' 21.66", E 40° 00' 56.08", 798 m, 28.III.2019, ♀; Eğil, N 38° 14' 36.41", E 40° 08' 52.32", 878 m, 28.III.2019, ♀; Ergani, N 38° 15' 45.62", E 39° 41' 21.63", 890 m, 24.III.2019, ♀; Değirmendere, N 38° 20' 48.68", E 39° 42' 45.71", 866 m, 24.III.2019, ♀; Yolbulan, N 38° 13' 40.57", E 39° 37' 10.46", 983 m, 21.IV.2018, ♀; Yolköprü, N 38° 15' 09.42", E 39° 41' 59.21", 871 m, 24.III.2019, 2 ♀, ♂; Hani, N 38° 22' 10.25", E 40° 24' 08.00", 842 m, 30.IV.2019, ♀; Belen, N 38° 24' 55.61", E 40° 22' 14.45", 931 m, 27.III.2019, ♀; Hazro, Bağyurdu, N 38° 14' 10.11", E 40° 49' 23.56", 992 m, 04.IV.2019, ♀; Koçbaba, N 38° 16' 09.87", E 40° 50' 45.99", 1021 m, 04.IV.2019, 2 ♀; Ormankaya, N 38° 18' 13.20", E 40° 44' 29.38", 1099 m, 19.IV.2019, ♀; Kocaköy, N 38° 16' 16.78", E 40° 32' 38.13", 888 m, 01.IV.2019, 3 ♀; Yukarıturalı, N 38° 28' 22.43", E 40° 27' 13.81", 988 m, 27.III.2019, ♀; Kulp, Hamzalı Bucağı, N 38° 18' 47.22", E 41° 10' 59.06", 731 m, 12.IV.2019, ♀; Karabulak, N 38° 29' 57.77", E 41° 03' 50.42", 985 m, 12.IV.2019, ♀; Taşköprü, N 38° 21' 14.98", E 40° 55' 57.30", 860 m, 12.IV.2019, 2 ♀; Lice, Angül, N 38° 24' 18.81", E 40° 33' 55.14", 879 m, 18.IV.2019, ♀; Arıklı, N 38° 24' 05.39", E 40° 36' 22.12", 954 m, 18.IV.2019, ♀; Budak, N 38° 24' 14.68", E 40° 45' 51.13", 786 m, 11.IV.2019, ♀; Çavundur, N 38° 19' 36.25", E 40° 40' 53.59", 1040 m, 19.IV.2019, ♀; Dallıca, N 38° 23' 36.64", E 40° 47' 27.94", 790 m, 20.IV.2019, ♀; Kabakaya, N 38° 20' 12.94", E 40° 44' 06.70", 839 m, 11.IV.2019, ♀; Kutlu, N 38° 21' 05.57", E 40° 47' 52.24", 792 m, 20.IV.2019, ♀; Oyuklu, N 38° 19' 55.42", E 40° 45' 05.76", 925 m, 11.IV.2019, ♀; Savat Bucağı, N 38° 21' 03.07", E 40° 39' 10.00", 923 m, 19.IV.2019, ♀; Uçarlı, N 38° 20' 53.88", E 40° 35' 38.95", 995 m, 01.IV.2019, ♀; Silvan, Arı, N 38° 11' 34.88", E 41° 03' 47.12", 947 m, 05.IV.2019, ♀; Boyunlu, N 38° 13' 35.54", E 41° 00' 00.17", 1076 m, 15.V.2017, ♂; Bayrambaşı, N 38° 15' 23.65", E 40° 57' 57.13", 1033 m, 05.IV.2019, ♀; Fisat, N 38° 16' 14.90", E 40° 55' 58.22", 999 m, 05.IV.2019, ♀; Ormandışı, N 38° 14' 37.23", E 41° 01' 45.69", 724 m, 05.IV.2019, 2 ♀.

Distribution: Albania, Algeria, Armenia, Austria, Azerbaijan, Bosnia Hercegovina, Bulgaria, Canada, Caucasus, Croatia, Cyprus, Czech Republic, Czechoslovakia, Europe, France, Corsica, Germany, Greece, Hungary, India, Jammu & Kashmir, Iran, Iraq, Israel, Italy, Kazakhstan, Lebanon, Macedonia, Moldova, Morocco, Nearctic, Netherlands, North Africa, Pakistan, Poland, Portugal, Romania, Russia, Serbia, Slovakia, Slovenia, Spain, Sweden, Switzerland, Syria, Tunisia, Turkey, Ukraine, United Kingdom, England, United States of America, USSR, Central Asia, Siberia, Uzbekistan, Yugoslavia, Yugoslavia (NOYES, 2022).

Remarks: *Brachymeria tibialis* has been known for a long time as *B. intermedia* (NEES) until BOUČEK (1992) re-established the first name because of anteriority. The sample

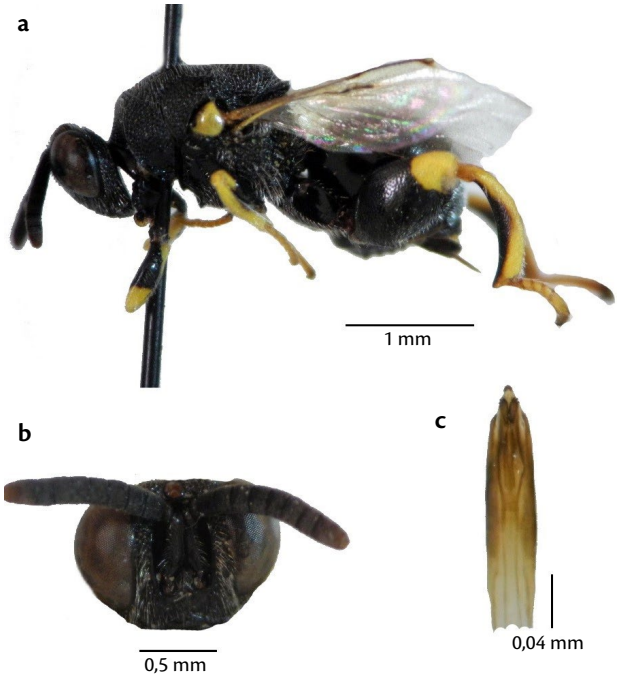


Figure 4. *Brachymeria tibialis* (WALKER, 1834) ♀.
a. Female lateral view. **b.** Female face. **c.** Male genitalia.

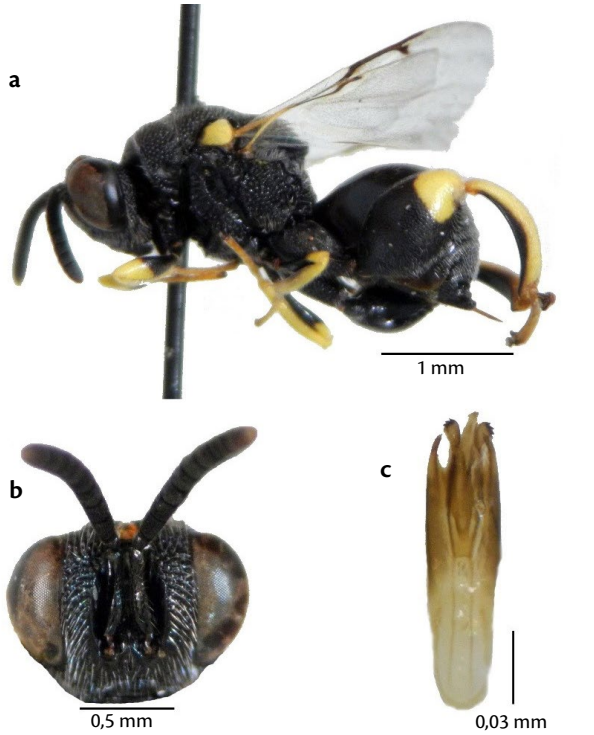


Figure 5. *Brachymeria* nr *tibialis* (WALKER, 1834) ♀.
a. Female lateral view. **b.** Female frontal view. **c.** Male genitalia.

from Turkey includes the three phenotypes. Firstly, there is the nominal one, which is present in most of Europe. It has a reduced apical yellow spot on the metafemur. In the *rufofemorata* phenotype, described from Andalusia by ROSENHAUER (1856), the basal black part of the metafemur is reddish instead of black. Additionally, the apical yellow part is broader than in the nominal phenotype. In the *turkestanika* phenotype, described by MASI (1951) from Turkestan, the apical yellow part is equally expanded, but the basal part of the metafemur black. These phenotypes can be found simultaneously at the same location (G. DELVARE *pers. comm.*).

Brachymeria nr *tibialis* (WALKER) (figure 5)

Material examined (11 ♀♀, 1 ♂♂): **Bingöl:** Ağaçeli, N 38° 55' 44.45", E 40° 42' 18.73", 1257 m, 05.V.2018, ♀; Ekinyolu, N 38° 53' 50.54", E 40° 36' 06.38", 1046 m, 26.V.2019, ♀; İnaalı, N 38° 52' 22.49", E 40° 32' 05.49", 1053 m, 19.V.2019, ♀; Ormanardı, N 38° 49' 33.98", E 40° 30' 43.33", 1203 m, 06.V.2018, ♀; Yayla Bucağı, N 38° 38' 20.25", E 40° 31' 57.34", 1369 m, 16.V.2019, ♀; Karlıova, Boncukgöze, N 39° 14' 12.70", E 40° 58' 39.08", 1760 m, 03.VI.2018, ♀; Kaynarpınar, N 39° 22' 29.88", E 40° 44' 21.98", 1885 m, 28.V.2017, ♂; **Diyarbakır:** Çermik, ,Kulaç, N 38° 06' 01.66", E 39° 21' 51.76", 1095 m, 24.III.2019, ♀; Hani, Akçayurt, N 38° 28' 21.76", E 40° 21' 55.14", 1188 m, 27.III.2019, ♀; Lice, Kutlu, N 38° 21' 36.47", E 40° 46' 45.42", 798 m, 12.IV.2019, ♀; Silvan, Arı, N 38° 11' 34.88", E 41° 03' 47.12", 947 m, 05.IV.2019, ♀; Babakaya, N 38° 15' 09.18", E 41° 01' 25.08", 777 m, 15.V.2017, ♀.

Remarks: *Brachymeria* nr *tibialis* is currently being described and thus does not appear in the literature. As ASKEW & SHAW (2001) show it, some differences between the specimens reared from *Zygaena* spp. and those from other hosts. These specimens are now considered to belong to a different species based on further morphological differences. *Brachymeria* nr *tibialis* is already known from Turkey where it was reared from *Zygaena* (G. DELVARE, *pers. comm.*).

Chalcidinae

Conura SPINOLA, 1837

Conura libanotica (SCHMIEDEKNECHT, 1909) (figure 6)

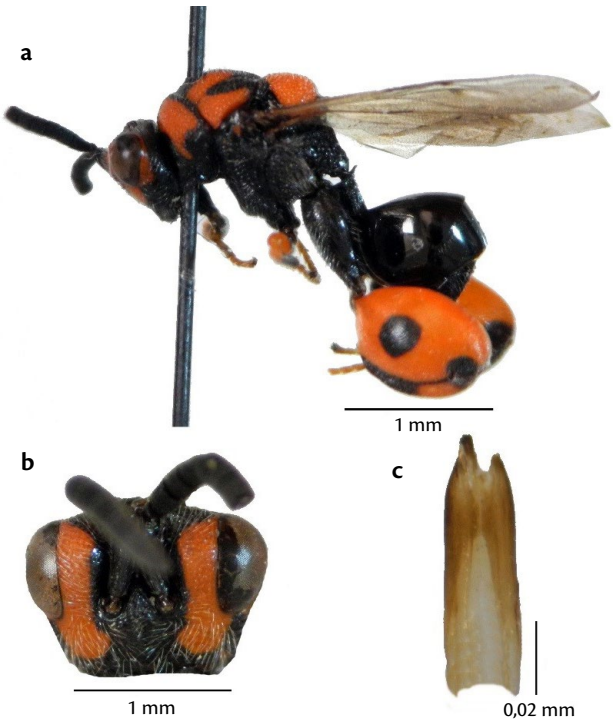


Figure 6. *Conura libanotica* (SCHMIEDEKNECHT, 1909) ♀.
a. Female lateral view. **b.** Female face. **c.** Male genitalia.

Material examined (16 ♀, 3 ♂): **Bingöl:** Altınışık, N 38° 49' 41.39", E 40° 27' 31.72", 1511 m, 23.V.2019, ♀; Erentepe,N 38° 48' 32.68", E 40° 28' 10.84", 1477 m, 23.V.2019, ♀; Garip,N 38° 47'

14.91", E 40° 33' 28.95", 995 m, 24.V.2019, ♀; Gözütok, N 38° 46' 51.24", E 40° 41' 07.08", 1283 m, 18.V.2019, ♂; Haziran, N 38° 49' 13.15", E 40° 26' 57.10", 1672 m, 23.V.2019, ♀; Kardeşler, N 38° 54' 53.33", E 40° 37' 24.74", 1068 m, 17.V.2018, ♀; Kuşburnu, N 38° 54' 19.64", E 40° 48' 13.49", 1584 m, 25.V.2019, ♀; Sudüğünü, N 39° 04' 04.56", E 40° 24' 03.92", 1567 m, 12.VI.2019, ♀; Yamaç Bucağı, N 38° 46' 12.67", E 40° 25' 59.75", 1364 m, 23.V.2019, ♀; Yukarıağaçeli, N 38° 58' 41.92", E 40° 42' 36.27", 1422 m, 26.V.2019, ♀; Adaklı, Güngörsün, N 39° 15' 20.29", E 40° 28' 18.93", 1539 m, 12.VI.2019, ♀; Topağaçlar, N 39° 12' 21.20", E 40° 26' 59.27", 1393 m, 12.VI.2019, ♀; Genç, Çanakçı, N 38° 47' 07.85", E 40° 43' 50.07", 1312 m, 18.V.2019, ♀; Direkli, N 38° 36' 27.32", E 40° 22' 16.12", 988 m, 16.V.2019, ♀; Solhan, N 38° 45' 18.50", E 41° 05' 48.16", 1491 m, 25.V.2019, ♀; Yedisu, Kabaoluk, N 39° 25' 53.77", E 40° 30' 14.53", 1442 m, 02.VI.2019, ♀; **Diyarbakır:** Bismil, Tatlıçayır, N 37° 59' 33.41", E 40° 36' 24.42", 620 m, 19.III.2019, ♂; Dicle, Kurudere, N 38° 23' 48.08", E 40° 01' 26.60", 995 m, 28.III.2019, ♂; Lice, Türeli, N 38° 25' 09.84", E 40° 53' 54.09", 798 m, 12.IV.2019, ♀.

Distribution: Lebanon (NOYES, 2022).

Remarks: This species is a new record for the Turkish fauna. *Conura libanotica* is presently known from the type and original description only. The species belongs to the *xanthostigma* subgroup of the same nominal group as defined by DELVARE (1992). Based on a rearing of an undescribed species from China and *Conura xanthostigma* (DALMAN, 1820) (mentioned in BOUČEK, 1952), *Conura* spp. are koinobiont parasitoids of Argidae (Symphyta).

Haltichellinae

Neochalcis KIRBY, 1883

Neochalcis barbara (BENOIST, 1921) (figure 7)

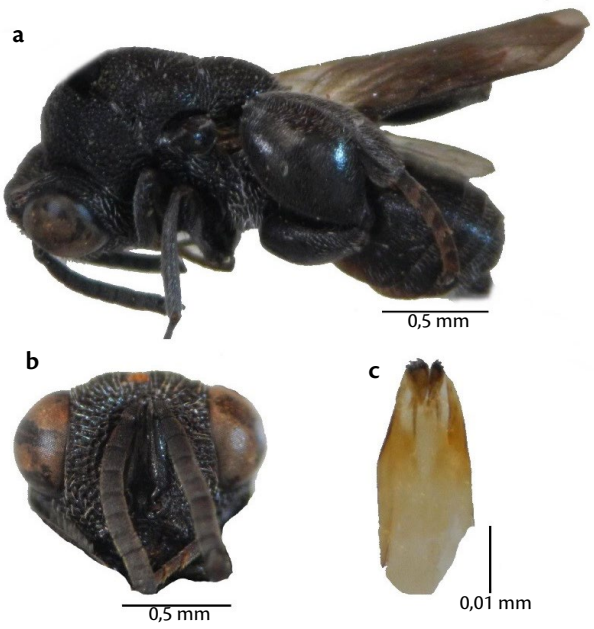


Figure 7. *Neochalcis barbara* (BENOIST, 1921) ♂.
a. Female lateral view. **b.** Female face. **c.** Male genitalia.

Synonym: *Neochalcis fertoni* (KIEFFER, 1899) (NOYES, 2022).

Material examined (1 ♂): **Bingöl:** Arıcılar, N 39o 03' 15.65", E 40o 18' 41.02", 1562 m, 27.V.2017, ♂.

Distribution: Algeria, Croatia, Cyprus, Czech Republic, Czechoslovakia, Europe, France, Hungary, Iran, Italy, Kazakhstan, Macedonia, Moldova, Morocco, North Africa, Russia, Slovakia, Spain, Tunisia, Turkey, United Kingdom, England, USSR (NOYES, 2022).

Psilochalcis KIEFFER, 1905

Psilochalcis immaculata (ROSSI, 1792) (figure 8)

Synonym: *Haltichella aterrima* SPINOLA, 1811; *Invreia nigerrima* MASI, 1929; *I. niggerrima* MASI, 1929 (NOYES, 2022).

Material examined (1 ♀): **Bingöl:** Yayladere, Aydınlar, N 39o 10' 24.61", E 40o 03' 53.16", 1626 m, 14.VI.2018, ♀.

Distribution: Albania, Caucasus, Croatia, Cyprus, Europe, France, Greece, Israel, Italy, Kazakhstan, Macedonia, Turkey (NOYES, 2022).

Remarks: *Psilochalcis immaculata* has been known for a long time as *Invreia nigerrima* MASI. The systematics of this group of Hybothoracinae (Chalcididae) is complicate because several generic synonymies were made (DELVARE, 2017) which are presently challenged by a recent study (CRUAUD *et al.*, 2020) using massive molecular data. Resulting from it, the genera *Peltochalcidia* and *Invreia* must be revalidated and *Parinvreia*, originally described as a subgenus of Invreia, upgraded to generic level. The synonymy of *I. nigerrima* with *P. immaculata* was known both to STEFFAN, according to notes written by him, and to BOUČEK according to a specimen identified as such by him (G. DELVARE, *pers. comm.*).

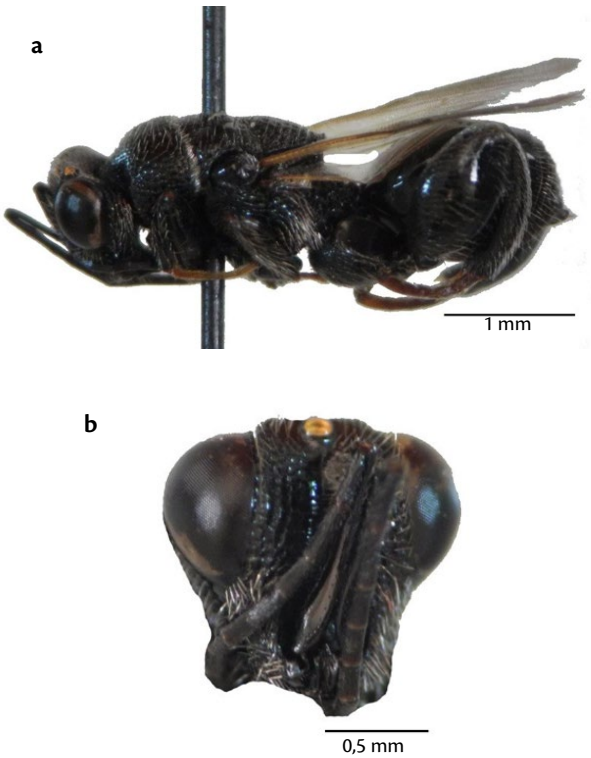


Figure 8. *Psilochalcis immaculata* (ROSSI, 1792) ♀.
a. Lateral view. **b.** Face.

Psilochalcis rufitarsis (ILLIGER, 1807) (figure 9)

Synonym: *C. vicina* FONSCOLOMBE, 1832; *Euchalcis vicina*

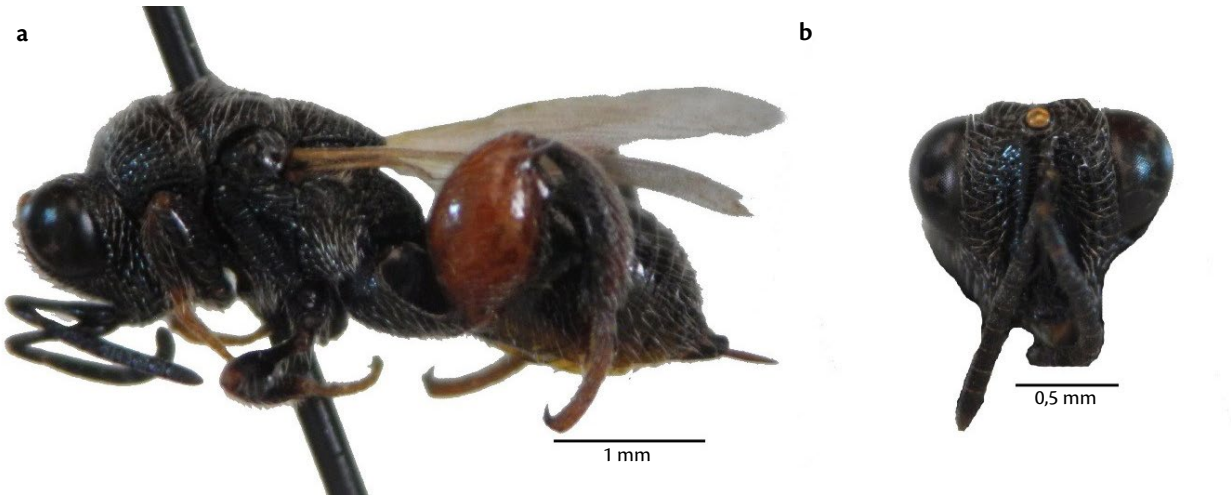


Figure 9. *Psilochalcis rufitarsis* (ILLIGER, 1807) ♀. **a.** Lateral view. **b.** Face.

(FONSCOLOMBE, 1832); *Hockeria nigra* WALKER, 1834; *Invreia frequens* MASI, 1929; *I.* (*Parinvreia*) *frequens* MASI, 1929; *Sphex monstrosa* (VILLERS, 1789) (NOYES, 2022).

Material examined (1 ♀): **Bingöl:** Akdurmuş, N 38° 50' 40.56", E 40° 28' 30.44", 1467 m, 23.V.2019, ♀.

Distribution: Croatia, Cyprus, Europe, France, Hungary, Iran, Italy, Kazakhstan, Moldova, Slovakia, Spain, Sweden, Syria, Turkey, Ukraine, USSR, Central Asia (NOYES, 2022).

Leucospidae

Leucospis FABRICIUS, 1775

Leucospis dorsigera FABRICIUS, 1775 (figure 10)

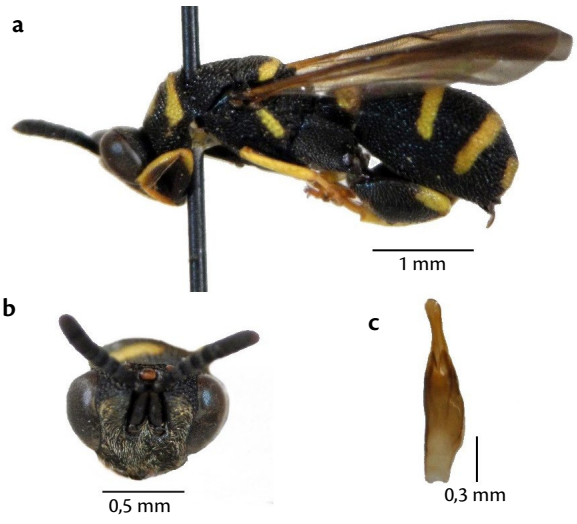


Figure 10. *Leucospis dorsigera* FABRICIUS, 1775 ♂.
a. Female lateral view. **b.** Female face. **c.** Male genitalia

Synonym: *Coelogaster passaviensis* SCHRANK, 1782; *Leucospis algirica* WALKER, 1862; *L. assimilis* WESTWOOD, 1834; *L. coelogaster* HOCHENWARTH, 1785; *L. dispar* FABRICIUS, 1804; *L. dorsalis* FABRICIUS; *L. dubia* SCHRANK, 1802; *L. fuesslini* HAGENBACH, 1822; *L. intermedia* SPINOLA, 1808; *L. lepida* CHEVRIER, 1872; *L. ligustica* NEES, 1834; *L. scutellata* SPINOLA, 1838; *L. sicelis* WESTWOOD, 1834; *L. spinolae* WESTWOOD, 1834; *L. turcestanica* RADOSZKOWSKI ; *L. turkestanica* RADOSZKOWSKI, 1886; *L. vicina* FONSCOLOMBE, 1840 (NOYES, 2022).

Material examined (1 ♂): **Bingöl:** Kılçadır, N 38° 46' 21.51", E 40° 28' 51.09", 1160 m, 06.V.2018, ♂.

Distribution: Afghanistan, Algeria, Austria, Bulgaria, Caucasus, Croatia, Cyprus, Czech Republic, Czechoslovakia, Egypt, Europe, France, Germany, Greece, Hungary, Iran, Israel, Italy, Sicily, Kazakhstan, Macedonia, Moldova, North Africa, Poland, Romania, Serbia, Slovakia, Slovenia, Spain, Switzerland, Turkey, Turkmenistan, Ukraine, USSR (NOYES, 2022).

Perilampidae

Perilampus LATREILLE, 1809

Perilampus aeneus (ROSSI, 1790) (figure 11)

Figure 11. *Perilampus aeneus* (ROSSI, 1790) ♀.
a. Lateral view. **b.** Face.

Synonym: *C. italica* (FABRICIUS, 1793); *Cynips italica* FABRICIUS, 1793; *Diplolepis italica* (FABRICIUS, 1793); *O. italicus* (FABRICIUS, 1793); *P. italicus* (FABRICIUS, 1793) (NOYES, 2022).

Material examined (1 specimen): **Bingöl:** Elmalı, N 39° 01' 00.57", E 40° 43' 12.15", 1286 m, 05.V.2018, 1 specimen.

Distribution: Bosnia Hercegovina, Croatia, Czech Republic, Europe, Germany, Hungary, Italy, Moldova, Netherlands, Russia, Serbia, Slovakia, Spain, Sweden, Turkey, United Kingdom, USSR (NOYES, 2022).

ACKNOWLEDGEMENTS

The authors are grateful to Dr. Gérard DELVARE (France) for identification, advice, and contribution.

REFERENCES

ASKEW, R. R. & M. R. SHAW (2001). *Brachymeria tibialis* (WALKER, 1834) (Hymenoptera: Chalcididae), a parasitoid of *Zygaena* (FABRICIUS, 1777), and other Lepidoptera. *Entomologist's Gazette*, **52**(4): 263–268. https://www.researchgate.net/publication/282722782_Brachymeria_tibialis_Walker_1834_Hymenoptera_Chalcididae_a_parasitoid_of_Zygaena_Fabricius_1777_and_other_Lepidoptera [accessed 01 June 2022]

ASKEW, R. & D. MIFSUD (2016). A preliminary check-list of the Chalcidoidea (Hymenoptera) of the Maltese Islands. *Bulletin of the Entomological Society of Malta*, **8**: 47–72. https://doi.org/10.17387/bullentsocmalta.2016.04

BOUČEK, Z. (1952). The first revision of the European species of the family Chalcididae (Hymenoptera). *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae*, **27**(supplementum 1): 1–108. https://www.aemnp.eu/data/article-580/561-1_0_5.pdf [accessed 01 June 2022]

BOUČEK, Z. (1992). The New World genera of Chalcididae, pp. 49–117. *In*: G. DELVARE & Z. BOUČEK (eds). *On the World Chalcididae (Hymenoptera). Memoirs of the American Entomological Institute*, **53**: 1–446.

CRUAUD, A., G. DELVARE, S. NIDELET, L. SAUNÉ, S. RATNASINGHAM, M. CHARTOIS, B. B. BLAIMER, M. GATES, S. G. BRADY, C. FAURE, S. VAN NOORT, J.-P. ROSSI & J.-Y. RASPLUS (2020). Ultra-Conserved Elements and morphology reciprocally illuminate conflicting phylogenetic hypotheses in Chalcididae (Hymenoptera, Chalcidoidea). *Cladistics*, **37**(1): 1–35. https://doi.org/10.1111/cla.12416

DELVARE, G. (1992). A reclassification of the *Chalcidini* with a checklist of the New World species, pp. 119–457. *In*: G. DELVARE & Z. BOUČEK (eds). *On the World Chalcididae (Hymenoptera). Memoirs of the American Entomological Institute*, **53**: 1–446.

DELVARE, G. (2017). Order Hymenoptera, family Chalcididae. *Arthropod fauna of the UAE*, **6**: 225–274. https://agritrop.cirad.fr/586551/1/Delvare%202017%20Fauna%20UAE%20%20Chalcididae.pdf [accessed 01 June 2022]

HERATY, J. M., R. A. BURKS, A. CRUAUD, G. A. P. GIBSON, J. LILJEBLAD, J. MUNRO, J.-Y. RASPLUS, G. DELVARE, P. JANŠTA, A. GUMOVSKY, J. HUBER, J. B. WOOLLEY, L. KROGMANN, S. HEYDON, A. POLASZEK, S. SCHMIDT, D. C. DARLING, M. W. GATES, J. MOTTERN, E. MURRAY, A. DAL MOLIN, S. TRIAPITSYN, H. BAUR, J. D. PINTO, S. VAN NOORT, J. GEORGE & M. YODER (2013). A phylogenetic analysis of the megadiverse Chalcidoidea (Hymenoptera). *Cladistics*, **29**(5): 466–542. https://doi.org/10.1111/cla.12006

KAPLAN E. & E. YILDIRIM (2022). A new species of *Brachymeria* WESTWOOD, 1829 (Hymenoptera: Chalcididae) from Türkiye. *Zoology in the Middle East*, **68**(3): 247–251. https://doi.org/10.1080/09397140.2022.2109815

MASI, L. (1951). Materiali per una monografia delle *Brachymeria paleartiche* (Hym. Chalcidoidea). *Eos, Revista Española di Entomologia, Tomo extraordinario*, **45**: 27–58. http://hdl.handle.net/10261/153446

NARENDRAN, T. C. & C. VAN ACHTERBERG, (2016). Revision of the family Chalcididae (Hymenoptera: Chalcidoidea) from Vietnam, with the description of 13 new species. *Zookeys*, **576**: 1–202. https://doi.org/10.3897/zookeys.576.8177

NOYES, J. S. (2022). Universal Chalcidoidea Database. The Natural History Museum. https://www.nhm.ac.uk/our-science/data/chalcidoids/database/ [accessed 01 June 2022].

ROSENHAUER, W. G. (1856). *Das Thiere Andalusiens nach den Resultaten einer Reise zusammengestellt, nebst den Beschreibungen von 249 neuen oder bis jetzt noch unbeschriebene Gattungen und Arten.* Verlag von Th. BLAESING, Erlangen (D), 375 pp. https://doi.org/10.5962/bhl.title.66016

Mentions légales • Credits

OSMIA est éditée par l'**Observatoire des Abeilles (OA)**, une **association loi 1901 d'apidologues** (ou mellitologues) d'Europe francophone qui œuvrent pour la **connaissance** et la **protection** des **Abeilles sauvages**.

Les **articles** sont :
- **publiés** uniquement **en ligne**,
- disponibles en ***open access***,
- **indexés** / **archivés** par ***Crossref***, ***Zoobank***, ***HAL***, ***Zenodo***, ***OpenAIRE***, ***Google Scholar*** et ***Web of Science (Clarivate) [Zoological Record]***,
- respectueux des **recommandations** de la **Commission internationale de Nomenclature zoologique** (**ICZN**),
- sous **Licence Creative Commons Attribution International CC BY 4.0** qui autorise la **reproduction** et la diffusion du document, à condition d'en citer explicitement la **source**,
- **librement déposables** sur des sites internet ou des plateformes d'archivage.

(!) Les **documents d'autres sources** et **non distribuées sous licence libre** sont **reproduits après autorisation** (à demander par les auteurs) et demeurent la **propriété des auteurs ou éditeurs originaux**.
(!) Le **contenu publié** est sous **l'entière responsabilité des auteurs**.

OSMIA est conçue pour une **impression recto-verso en haute résolution**. Les bibliothèques publiques, les laboratoires, les muséums et les associations sont invités à **imprimer** et **conserver une version** papier de la revue.

OSMIA is published by the **Observatory of Bees (OA)**, a **non-profit society of apidologists (or mellitologists)** from French-speaking Europe who work together for the **knowledge** and **protection** of **wild bees**.

The **items** are:
- **published** only **online**,
- available in **open access**,
- **indexed** / **archived** by ***Crossref***, ***Zoobank***, ***HAL***, ***Zenodo***, ***OpenAIRE***, ***Google Scholar*** and ***Web of Science (Clarivate) [Zoological Record]***,
- respectful of the **recommendations of the International Commission for Zoological Nomenclature** (**ICZN**),
- under **Creative Commons Attribution Licence** International **CC BY 4.0** which authorises the **reproduction** and **distribution** of the document, provided the **source** is explicitly cited,
- **freely depositable** on personal or institutional websites and archiving platforms.

(!) **Documents from other sources** and **not distributed under a free license** are **reproduced after authorisation** (to be requested by the authors) and remain the **property of the original authors or publishers**.
(!) The **published content** is the **sole responsibility of the authors**.

OSMIA is designed for **high-resolution printing on both sides**. Public libraries, laboratories, museums, and societies are invited to **print** and **keep a paper version** of the journal.

Directeur de la publication • Editor-in-chief
Benoît Geslin

Comité éditorial • Editorial Board
Floriane Flacher • Mehdi Issertes •
Tanguy Jean • Léa Lemaire • Adrien Perrard

Mise en page • Layout
Mehdi Issertes • Tanguy Jean • Léa Lemaire

Comité de lecture • Scientific committee 2022
https://www.osmia-journal-hymenoptera.com/equipe-team.html

- Cédric Alaux, *INRAE / University of Avignon, France*
- Matthieu Aubert, *Observatory of Bees, Flines-lez-Râches, France*
- Isabelle Avisse, *Observatory of Bees, Flines-lez-Râches, France*
- Océane Bartholomée, *Lund University, Lund, Sweden*
- Rumsaïs Blatrix, *CNRS / University of Montpellier, Montpellier, France*
- Olivier Blight, *Avignon University / Aix-Marseille University / CNRS / IRD, Marseille, France*
- Petr Bogusch, *University of Hradec Králové, Czechia*
- Philippe Bourlet, *Perche Nature, Mondoubleau, France*
- Jérôme Carminati, *Office for Insects and their Environnement (Franche-Comté), Besançon, France*
- Stan Chabert, *University of Florida, Gainesville (FL), USA*
- Laurent Colindre, *Entomological Society of Picardy, Compiègne, France*
- Éric Dufrêne, *CNRS / University Paris-Saclay, Orsay, France*
- Mike Fox, *BWARS, London, United Kingdom*
- Éric Gabiot, *Society of Natural Sciences and Archeology of Toulon and Var, Toulon, France*
- Maël Garrin, *Study Group of Armorican Invertebrates, Rennes, France*
- David Genoud, *Observatory of Bees, Flines-lez-Râches, France*
- Guillaume Ghisbain, *University of Mons, Mons, Belgium*
- Hervé Jourdan, *IRD / IMBE, Aix-Marseille University / Avignon University / CNRS / IRD, Marseille, France*
- Violette Le Féon, *Observatory of Bees, Flines-lez-Râches, France*
- Vincent Leclercq, *Observatory of Bees, Flines-lez-Râches, France*
- Guillaume Lemoine, *Entomological Society of Northern France, Cambrai, France*
- Patrick Lhomme, *University of Mons, Mons, Belgium & The Pennsylvania State University, University Park (PA), USA*
- Kamel Louadi, *University of Constantine, Algeria*
- Gilles Mahé, *Observatory of Bees, Flines-lez-Râches, France*
- Alice Michelot-Antalik, Lorraine University, Nancy-Metz, France
- Denis Michez, *University of Mons, Mons, Belgium*
- Jean-François Odoux, *INRAE / Caen Normandy University, Caen, France*
- Massimo Olmi, *Tuscia University, Viterbo, Italy*
- Francisco Javier Ortiz-Sánchez, *University of Almería, Spain*
- Orianne Rollin, *University of Lisbon, Lisbon, Portugal & University of Goiânia, Goiânia, Brazil*
- Jeroen de Rond, *NaturalMedia, Lelystad, The Netherlands*
- Christian Schmid-Egger, *Ökoteam Institute for Animal Ecology and Landscape Planning, Berlin, Germany*
- Jan Smit, *Duiven, The Netherlands*
- Nicolas J. Vereecken, *Free University of Brussels, Brussels, Belgium*
- Fons Verheyde, *Flanders Marine Institute, Ostend, Belgium*
- Herbert Wagner, *Ökoteam Institute for Animal Ecology and Natural Space, Graz, Austria*
- Thomas Wood, *University of Mons, Mons, Belgium*

Soumission d'articles • Submission of items
osmia.editor@gmail.com

Recommandations aux auteurs • Recommendations to authors
https://www.osmia-journal-hymenoptera.com/auteurs-authors-instructions.html

Observatoire des Abeilles
68 rue du Onze Novembre
F – 59148 Flines-lez-Râches (France)
https://oabeilles.net/

Sommaire • Contents

B. Geslin
Éditorial : une bataille pour l'entomologie | Editorial: A battle for entomology ii

T. J. Wood
Two new overlooked bee species from Spain (Hymenoptera: Anthophila: Andrenidae, Apidae) 1–12

E. Marhic
Liste préliminaire des Bethylidae de France (Hymenoptera : Chrysidoidea) 13–24

M. Toulzac, M. Methlouthi, A. Perrard
Soda maker for field anesthesia as a step towards a non-lethal identification of wild bees and other flower visitors 25–34

B. Seifert
The previous concept of the cosmopolitan pest ant *Tapinoma melanocephalum* (Fabricius, 1793) includes two species (Hymenoptera: Formicidae: *Tapinoma*) 35–44

A. Gekière, J. Habay, D. Michez
Monitoring of parasites in bumblebee colonies developed from controlled nesting of wild queens (Hymenoptera: Apidae: *Bombus*) 45–54

L. Belenguier, M. Kreder, C. Galkowski, T. Pèlerin, M. Sacré
Préférences des fourmis en matière de type et de structure d'habitat : résultats sur quatre tourbières d'Auvergne (Hymenoptera : Formicidae) 55–70

O. Durand, P. Bourlet
Découverte de *Nomada pulchra* Arnold, 1888 en Maine-et-Loire (49), recherche de son hôte et comparaison avec les données d'Indre-et-Loire (37) (Hymenoptera : Apoidea : Apidae) 71–78

E. Kaplan, E. Yildirim
Contribution to the knowledge of the Chalcididae, Leucospidae and Perilampidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) fauna from Bingöl and Diyarbakır provinces of Turkey 79–86

Sommaire • Contents iv

Formica picea ☿
Photo T. Delsinne