

Zeitschrift: Entomologica Basiliensia
Herausgeber: Naturhistorisches Museum Basel, Entomologische Sammlungen
Band: 5 (1980)

Artikel: Morphologie comparée, évolution et systématique des Cantharidae (Insecta: Coleoptera)
Autor: Brancucci, Michel
Kapitel: 2: Matériel et Méthodes
DOI: <https://doi.org/10.5169/seals-980743>

Nutzungsbedingungen

Die ETH-Bibliothek ist die Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Zeitschriften und ist nicht verantwortlich für deren Inhalte. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern beziehungsweise den externen Rechteinhabern. [Siehe Rechtliche Hinweise.](#)

Conditions d'utilisation

L'ETH Library est le fournisseur des revues numérisées. Elle ne détient aucun droit d'auteur sur les revues et n'est pas responsable de leur contenu. En règle générale, les droits sont détenus par les éditeurs ou les détenteurs de droits externes. [Voir Informations légales.](#)

Terms of use

The ETH Library is the provider of the digitised journals. It does not own any copyrights to the journals and is not responsible for their content. The rights usually lie with the publishers or the external rights holders. [See Legal notice.](#)

Download PDF: 17.05.2025

ETH-Bibliothek Zürich, E-Periodica, <https://www.e-periodica.ch>

II. MATÉRIEL ET MÉTHODES

1. Matériel

De nombreux Musées et Instituts ont collaborés à nos recherches. La liste et les abréviations utilisées sont les suivantes:

BM	= British Museum, London (Miss D ^r C.M.F. von Hayek)
DEI	= Deutsches Entomologisches Institut, Eberswalde (D ^r R. Gaedicke)
KMF	= coll. K.M. Fender (McMinnville, Oregon, USA)
MCG	= Museo Civico di Storia Naturale, Giacomo Doria, Genova (D ^r R. Poggi)
MCM	= Museo Civico di Storia Naturale, Milano (Dr C. Leonardi)
MHHN	= Musée Hongrois d'Histoire Naturelle, Budapest (D ^r Z. Kaszab)
MIZ	= Museo ed Istituto di Zoologia sistematica, Torino (Dr U. Parenti)
MMB	= Moravské Museum, Brno
MNB	= Museum für Naturkunde, Berlin (Humboldt-Universität, Dr H. Uhlig)
MP	= Muséum National d'Histoire Naturelle, Paris (D ^r J. Menier)
MPR	= Muséum National Tschécoslovaque, Prague (D ^r J. Jelinek)
MZH	= Muséum Zoologique, Helsinki (D ^r H. Silfverberg)
NHMB	= Naturhistorisches Museum Basel (D ^r W. Wittmer)
NHW	= Naturhistorisches Museum Wien (D ^r F. Janczyk)
RC	= coll. R. Constantin (Saint-Lô, France)
SNM	= Slovenské Národné Múzeum, Bratislava
VS	= coll. V. Švihla (Prague)
WW	= coll. W. Wittmer (Muséum d'Histoire Naturelle, Bâle)
ZIL	= Zoological Institute, Leningrad (D ^r O. Kryzhanovskij)
ZSM	= Zoologische Staatssammlung, München (D ^r G. Scherer)

A tous nous adressons ici encore nos plus vifs remerciements pour l'abondant matériel mis à notre disposition, sans lequel cette étude n'aurait pas été réalisable.

2. Méthodes

a. Préparation des maxilles

Les maxilles sont détachées à leur base et placées dans une goutte d'inclusion PVP®, soluble dans l'eau.

b. Préparation du tentorium

La tête est détachée du reste du corps et séparée de ses antennes. Elle est ensuite placée quelques heures dans une solution 30% d'hydroxide de potassium à froid. Elle est alors déshydratée dans de l'alcool et dans du toluol et plongée dans de la paraffine liquéfiée. Le tout est ensuite refroidi. A l'aide d'une lame de rasoir ou d'un fin scalpel on prélève la partie supérieure de la capsule céphalique jusqu'au niveau des antennes,

soit tout le vertex. La partie inférieure est libérée grossièrement de la paraffine à l'aide d'un papier buvard et placée dans du toluol pour en éliminer les résidus. Elle est ensuite collée sur un carton rectangulaire dans la position voulue.

c. Préparation du métendosternite

Suivant le mode de préparation de la tête, le thorax, détaché du reste du corps, est placé dans une solution de KOH, déshydraté et plongé dans de la paraffine. A l'aide d'une lame de rasoir la partie supérieure, soit la partie tergale, est détachée. La partie inférieure libérée de toute trace de paraffine est alors collée sur un carton rectangulaire, sous-jacent à celui où se trouvent les restes de l'insecte.

d. Préparation de l'aile

L'insecte est ramolli durant 15–20 minutes dans un verre de montre rempli d'eau. Un élytre est alors soulevé et l'aile détachée près de sa base. Elle est ensuite étalée, séchée et collée sur un rectangle d'acétate qui sera superposé au carton où se trouve l'insecte.

L'acétate permet d'une part une observation double et d'autre part une estimation plus sûre de la taille et de l'état de chitination des nervures.

e. Préparation de l'édéage ♂

Suivant la méthode conventionnelle, l'abdomen de l'insecte ramolli est détaché du reste du corps. L'édéage en est extrait progressivement par pression à l'aide d'une épingle, et ensuite collé devant l'abdomen sur un carton rectangulaire superposé à celui où se trouve le reste du corps de l'insecte.

f. Préparation des segments génitaux ♀ (Figs 1a–g)

Exactement comme pour la préparation de l'édéage ♂, l'insecte est réhydraté durant 15–20 minutes dans de l'eau. Cette manipulation demande 10–15 minutes supplémentaires lorsqu'il s'agit de vieux matériel. L'abdomen est ensuite détaché du thorax (Fig. 1a) et laissé 15–20 minutes supplémentaires dans l'eau. Le dernier sternite visible est alors séparé latéralement du tergite correspondant (VIII^e) à l'aide d'une épingle affilée (Fig. 1b). Il est ensuite replié vers l'avant de façon qu'il se superpose avec le septième (Fig. 1c). Les segments génitaux en sont extraits (Fig. 1d) et plongés dans un verre de montre rempli de KOH 30% froid durant 30–45 minutes (Fig. 1e). Puis ils sont rincés et observés dans une

goutte de glycérine (Fig. 1f) ou montés directement dans du PVP® (inclusion soluble dans l'eau développée par Lompe et vendue par Lühr, Kiel).

Dans le premier cas, ils sont rapidement lavés dans de l'alcool et collés sur un carton sous-jacent à l'insecte. En séchant, ils se contractent et il est nécessaire, pour une observation ultérieure, de les réhydrater. La deuxième méthode proposée est avantageuse. Les segments génitaux sont placés dans une goutte de PVP® sur un carton ou sur une lamelle d'acétate fixés à la même épingle que l'insecte (Fig. 1g). Ils peuvent ainsi être, sans autre préparation, observés en tout temps.

Une brève coloration dans une solution de Giemsa ou de May-Grünwald permet en outre la mise en évidence des parties faiblement sclérifiées.

g. Préparation des organes génitaux ♀

L'abdomen réhydraté est plongé durant une heure dans une solution de KOH portée à ébullition ou y est laissé macérer à froid durant 10 à 12 heures. L'abdomen est alors disséqué. Les segments génitaux suivis des organes génitaux sont libérés de leurs attaches, en particulier des membranes connectives qui les relient au huitième urite. Ils sont ensuite colorés au May-Grünwald, à la Fuchsine ou au Giemsa, déshydratés dans de l'alcool ou dans de l'isopropanol et placés directement dans une goutte d'Entellan® ou dans un produit similaire pour inclusion. Une inclusion soluble dans l'eau est dans ce cas déconseillée, les colorants utilisés étant également solubles dans l'eau.

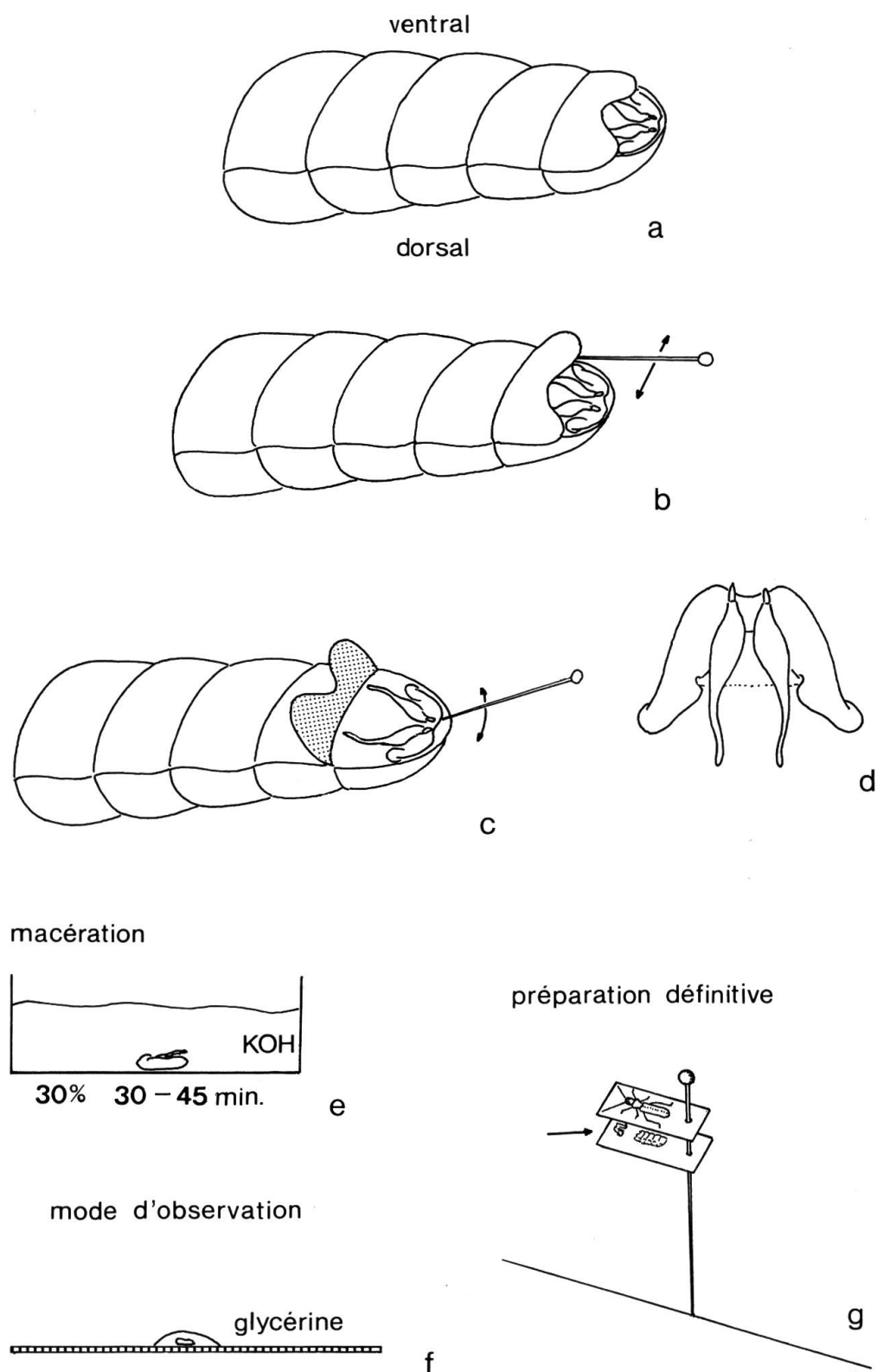
Pour l'observation, il est conseillé d'utiliser une goutte de glycérine. Cela donne la possibilité d'étudier ces organes sous différents angles. Leur morphologie est en effet souvent compliquée, et une seule vue ventrale ou latérale ne permet pas une bonne compréhension.

h. Etablissement d'un système phylogénétique

MAYR (1974) mis à part, nous avons deux méthodes à disposition, soit la taxonomie numérique établie par SNEATH & SOKAL (1973) et la méthode proposée par HENNIG (1950, 1966).

Les caractères pouvant être utilisés à des fins taxonomiques chez les Cantharidae sont d'une part très peu nombreux et présentent d'autre part une spécialisation extrême où les parallélismes, convergences et homologies ne manquent pas. Ils ne sauraient être par conséquent traités à l'aide d'un ordinateur sous peine d'erreurs graves.

Pour les raisons ainsi brièvement expliquées nous avons décidé d'établir un système phylogénétique sur la base de la théorie de Hennig.



Figs 1a-g: Préparation des segments génitaux ♀.

Bien que les faibles de cette méthode nous fussent connus, elle nous a paru plus appropriée. L'étude d'un matériel abondant nous a permis de pallier en partie aux inconvénients de cette méthode, en particulier aux difficultés résidant dans la mise en évidence des caractères plésiomorphes. Nous avons ainsi, le plus souvent, pu établir des arrangements morphoclines cohérents.

i. Remarques

Pour chaque caractère étudié nous nous efforcerons d'effectuer un classement. Nous nous voyons donc contraints d'anticiper et d'utiliser d'emblée des taxons qui ne seront établis que dans la quatrième partie de cette étude. Nous emploierons en effet couramment les termes de Siliinae, Malthininae, etc., nouvelles sous-familles décrites dans la partie systématique de notre travail.

III. MORPHOLOGIE COMPARÉE

Une grande partie des particularités morphologiques des Cantharidae feront ici l'objet d'une étude descriptive et comparée. A quelques exceptions près, l'holomorphologie de représentants de chaque groupe sera traitée. Pour ce faire, un abondant matériel, dont la liste figurera dans chaque chapitre, sera soigneusement étudié.

Les entités morphologiques des différents groupes seront décrites et comparées avec leurs correspondantes des groupes voisins. Le tout sera accompagné d'une discussion sur la valeur du caractère considéré.

Comme nous l'avons déjà mentionné, nous serons contraints d'utiliser d'emblée le nom de taxons décrits seulement dans la dernière partie de ce travail.

1. La tête

Dans ce chapitre, nous étudierons successivement la capsule céphalique et quelques appendices de la tête soit les antennes, les mandibules et les maxilles.

Matériel étudié:

Cantharinae: représentants des genres *Absidia*, *Absidiella*, *Athemellus*, *Athemus*, *Bactrocantharis*, *Bisadia*, *Boveycantharis*, *Cantharis*, *Fissocantharis*, *Kandyosilis*, *Lycocerus*, *Metacantharis*, *Nastonycha*, *Pakabsidia*, *Podabrus*, *Podistra*, *Prothemus*, *Rhagonycha*, *Stenothemus* et *Themus*.