

Prof. Dr. BERNHARD KLAUSNITZER

DIE LARVEN DER KÄFER MITTELEUROPAS

1. Band

ADEPHAGA

© Goecke & Evers Verlag, Krefeld 1991
Alle Rechte vorbehalten. Printed in Germany
ISBN 3-87263-041-5

273 pp.

Gesamtherstellung: Verlagsdruckerei Schmidt GmbH, Neustadt a. d. Aisch

GOECKE & EVERS · KREFELD

Sammlung und Präparation

1. Anlage von Larvensammlungen

Für die taxonomische Bearbeitung von Coleopterenlarven ist die Verfügbarkeit einer Sammlung ebenso ein unbedingtes Erfordernis wie dies für die Imagines jedem klar ist. Die Bestimmung der Larven setzt zunächst eine äußere Betrachtung des Tierkörpers voraus, bei der vor allem die Beborstung, aber auch andere Merkmale beachtet werden müssen. Daneben ist es notwendig, viele Einzelheiten, beispielsweise im Bau der Mundwerkzeuge zu studieren. Sehr oft sind die Larven so klein, daß die äußere Untersuchung unter einem Binokular und die der Details unter einem Mikroskop erfolgen muß. Aus dieser Notwendigkeit ergibt sich die Zweckmäßigkeit einer Doppelsammlung: einerseits müssen Larven in Alkohol oder einem anderen Konservierungsmittel aufbewahrt werden, andererseits sollte eine Parallelsammlung von Mikropräparaten existieren. Tatsächlich sind die meisten Larvensammlungen auch so aufgebaut.

2. Abtöten und Fixieren

Natürlich gibt es verschiedene Verfahren, um Käferlarven zu töten und zu fixieren; der eigenen Experimentierfreudigkeit sind in diesem Punkt kaum Grenzen gesetzt (vgl. CARNE 1951, PETERSON 1943). Für das Abtöten lebender Larven ist eine einfache Methode das Einwerfen in kochendes Wasser. Dieses Verfahren hat mehrere Vorteile: 1. tötet es die Tiere in Sekundenschnelle, 2. fixiert das kochende Wasser die Körpereiweweise auch bei sehr großen Larven (z. B. Scarabaeidae, Cerambycidae) schnell und vollständig und 3. werden sie von etwa anhaftenden Substratpartikeln weitgehend gereinigt. Viertens werden sie bei diesem Verfahren gestreckt (natürlich nicht die c-förmig gekrümmten) und sind dadurch gut für die weitere Präparation und Betrachtung vorbereitet. Das Einwerfen lebend gesammelter Larven etwa in 70–80%iges Ethanol bei Exkursionen führt gerade bei großen Larven zu einer schnellen äußeren Fixierung, während im Inneren des Körpers Fäulnisprozesse ablaufen können. Das Ergebnis sind mehr oder weniger schwarze Exemplare, an denen viele Merkmale schlecht zu sehen sind. Sollte man Material aus Barberfallen aufarbeiten wollen, das in Formalin fixiert wurde, muß man sich allerdings mit den Nachteilen dieses Verfahrens abfinden. ŠUSTEK (1987) empfiehlt das Einlegen solcher Larven in eine 20%ige wässrige Lösung von Zitronensäure.

Für die Fixierung vor allem weißer Larven hat sich auch das Pampelsche Gemisch gut bewährt. Es besteht aus 30 Teilen Aqua destillata, 15 Teilen Ethanol (96%), 6 Teilen Formaldehyd und 4 Teilen Eisessig. Darin werden die Larven etwa eine Woche belassen und dann in 70–80% Ethanol überführt.

3. Alkoholsammlung

Die Aufbewahrung der Coleopterenlarven in Ethanol erfordert gegenüber anderen derartigen Sammlungen keine besondere Vorgehensweise. So wie alle-

mein üblich wird jede Art bzw. Probe in ein Glasröhrchen eingelagert, das vollständig mit Flüssigkeit gefüllt und mit Watte verschlossen wird. Selbstverständlich enthält dieses die nötige Etikettierung (Funddaten und -umstände sowie gegebenenfalls Name der Larve). Die Röhrchen werden in größeren Gefäßen gesammelt untergebracht, die einen möglichst dicht abschließenden Deckel haben. Besonders bewährt sind die klassischen Einweckgläser mit einem durch einen Gummi abgedichteten Glasdeckel, der mit einer Metallspange angedrückt wird. In diese oder ähnliche Gläser werden die einzelnen Röhrchen mit der Öffnung nach unten auf ein Wattepolster gestellt und Ethanol zugegeben. Dessen Spiegel sollte über den einzelnen Röhrchen stehen. Selbstverständlich ist darauf zu achten, daß das Konservierungsmittel niemals vollständig verdunstet. Geschieht dies doch einmal, so gibt es mehrere Möglichkeiten. Ein relativ rasches Verdunsten ohne Fäulnis und Verschimmeln der Larven, das zu einem einfachen Eintrocknen führt, ist reversibel, d. h. man kann die Larven nach einem bestimmten Verfahren regenerieren und wieder der Untersuchung zugänglich machen. Auch sind ohne Abbauprozesse eingetrocknete Larven unmittelbar für die Anfertigung von Mikropräparaten aufbereitbar. Ein Verfahren zur Regeneration solcher eingetrockneter Larven wird im folgenden nach JOOST (1982) beschrieben.

Ein z. B. für Geschirrspülung handelsübliches Entspannungsmittel (etwa „Rei“) wird mit Wasser 1:2 verdünnt. In diese Lösung werden die eingetrockneten Larven gebracht und darin belassen, bis sie ihre ursprüngliche Form wieder erhalten haben. Dies dauert je nach Größe der Larve einen bis mehrere Tage. Anschließend werden die Tiere in 20–30% Ethanol ausgewaschen und schließlich in 70–80% Ethanol zur weiteren Aufbewahrung überführt. Reines Wasser ist für das Auswaschen ungeeignet, da das Material darin weiter quillt.

Leider kann es beim Eintrocknen von Material aber auch zum Verschimmeln oder anderen mikrobiellen Prozessen kommen. Solche Larven sind kaum noch zu retten. Man kann versuchen, sie mit größter Vorsicht von den Mycelgeflechten zu befreien und wieder in Alkohol zu überführen bzw. für Mikropräparate vorzubereiten, doch werden in den meisten Fällen die Tiere verdorben sein. Um so wichtiger ist es, auf die ständige Kontrolle der Alkoholsammlung zu achten. Zweckmäßigerweise sollte zu feststehenden Terminen im Abstand von 3–6 Monaten eine Kontrolle und eventuelles Ergänzen erfolgen. Es ist bei dem Nachfüllen zu beachten, daß man 96%iges Ethanol verwenden sollte, obwohl die Lagerung des Materials in ca. 70–80%igem Ethanol erfolgen sollte. Da aber der Alkohol schneller verdunstet als das Wasser, stellt sich im Laufe der Zeit eine immer niedrigere Alkoholkonzentration in den Sammelgefäßen ein, die durch das Auffüllen mit 96%igem Ethanol wieder kompensiert werden kann. Niedrig prozentiges Ethanol ist insofern problematisch, weil es mazerierend wirkt. Dies kann den Zustand der Larven sehr nachteilig beeinflussen.

Die Sammelgefäße sollten so angelegt sein, daß sie stets bestimmte Taxa in sich vereinigen. Eine kleinere Kollektion wird vielleicht für jede größere Familie ein Hauptsammelgefäß beinhalten, größere Sammlungen werden dann die Familien aufteilen, verschiedene Gattungen separieren, mitunter sogar Arten. Auch ist es zweckmäßig, die größeren Sammelgefäße entsprechend zu beschriften, so daß man die Larven schnell auffinden bzw. einordnen kann. Auch soll der Inhalt der Sammelgefäße nicht zu dicht gepackt werden, da es ausgesprochen unangenehm ist, bei sehr eng stehenden Röhrchen einzelne herausfischen zu wollen bzw. neu einzuord-

nende einzufügen. Damit man die auf dem Kopf stehenden Röhrchen leicht erkennen kann, ist es zweckmäßig, auf die Innenseite des Bodens ein Nummernschild zu legen und mit einem Wattepfropf zu befestigen. Ein gleichzeitig geführter Sammlungskatalog hilft langes Suchen zu vermeiden. Es wird empfohlen, für die Larvensammlung eine Kartei oder einen anders gearteten Datenspeicher zu führen, so daß man sehr schnell feststellen kann, ob man von der betreffenden Gattung oder Art Material besitzt und in welchem Umfang und natürlich, ob die Belege in der Alkoholsammlung und/oder der Mikropräparatesammlung zu suchen wären. Die Aufbewahrung der Sammelgefäße sollte in Metallschränken erfolgen. Dies ist vor allem wegen einer nicht völlig ausschließenden Feuergefährlichkeit des Konservierungsmittels zweckmäßig.

4. Mikropräparatesammlung

Man sollte anstreben, von jeder Art neben dem in einer Flüssigkeit konserviertem Material wenigstens ein Mikropräparat verfügbar zu haben. Die feinen Unterschiede im Bau der Mundwerkzeuge und anderer Organe sind kaum ohne mikroskopische Betrachtung ausreichend zu beurteilen. Wenn man daran denkt, daß auch Abbildungen angefertigt werden sollen, dann sind Mikropräparate als Vorlagen stets geeigneter als alkoholkonservierte Larven.

Für die Aufbewahrung der Mikropräparate nimmt man die handelsüblichen Präparatekästen, am besten die für 100 Stück. In diesen Kästen kann man die Mikropräparate so anordnen, daß sie leicht aufzufinden sind und auch immer etwas Platz lassen, damit neu angefertigte Präparate leicht eingefügt werden können. Die Präparatekästen sollten außen nummeriert oder mit einer Inhaltsangabe beschriftet werden, so daß Finden und Einordnen problemlos sind. Es ist zweckmäßig, die Präparatekästen aufrechtstehend aufzubewahren, so daß die Mikropräparate darin in waagerechter Stellung verbleiben. Bei der Einbettung in Kanadabalsam, die hier empfohlen wird, ist immer zu bedenken, daß die Verfestigung des Mediums recht lange dauern kann. Da man bei größeren Larven sehr viel Balsam unter dem Deckglas versammelt, ist durch diese Lagerung ein Verschieben des Präparates oder gar Auslaufen weitgehend zu verhindern.

Natürlich unterliegt die Beschriftung der Präparate individuellem Geschmack und Variation. In jedem Fall sollten aber alle Daten zu den Fundumständen und auch zur Determination auf dem Objektträger enthalten sein. Eine bloße Numerierung und parallele Führung eines Buches oder einer Kartei birgt immer die Gefahr des Informationsverlustes in sich. Empfohlen wird hier, auf der linken Seite des Objektträgers die Angaben zur Determination anzubringen und auf der rechten Seite die Fundumstände. Man kann, um Zeit zu sparen, zunächst mit einem waserfesten Stift die Beschriftung anbringen. Allerdings sollte man diese rasche Lösung nicht als Dauerlösung auffassen. Zum einen verblässen die meisten derartigen Schriften mit der Zeit, zum anderen sind sie alkohollöslich. Da man beim Umgang mit den Präparaten und mit den Larven immer wieder Kontakt mit Ethanol hat, ist leicht auch ein Abwischen der Beschriftung möglich. Besser sind aufgeklebte Papieretiketten, die mit Tusche ausgeführt sind und auch ein vorgedrucktes Beschriftungsschema enthalten können. Es werden verschiedene Leimsorten empfohlen, die Papier auf Glas festhalten sollen. Die einzige Befestigung,

bei der ich niemals ein Abplatzen der Etiketten bemerkt habe, ist die Verwendung von etwas Kanadabalsam, den man ohnehin im Zusammenhang mit den Präparaten bereitstehen hat.

5. Anfertigen von Mikropräparaten

Es ist wohl immer erforderlich, die Coleopterenlarven vor der Einbettung einem Mazerationsprozeß zu unterziehen, der Muskulatur, Bindegewebe und anderes auflöst und dadurch die Chitinstrukturen, die für die Bestimmung wichtig sind, klar herausarbeitet. Als Mazerationsmittel können natürlich verschiedene Substanzen verwendet werden. Recht gute Erfahrungen habe ich mit ca. 10%iger KOH gemacht. Als Gefäße für die Mazeration können kleine Blockschälchen, Wägegäschchen und ähnliches verwendet werden. Zweckmäßigerweise gibt man nur eine einzige Larve in jedes Gefäß. Erstens vermindert dies die Gefahr von Verwechslungen und zweitens muß der Mazerationsprozeß oft von Larve zu Larve individuell verschieden schnell abgebrochen werden. Man kann die Mazeration mit kalter Kalilauge durchführen. Dieses Verfahren ist schonend, und es ist leicht möglich, den rechten Zeitpunkt für den Abbruch zu bestimmen, andererseits ist diese Variante zeitraubend. Schneller geht es bei der Verwendung angewärmter Kalilauge. Eine Heizplatte vermeidet das Herausspritzen, und die Objekte können ständig kontrolliert werden. Natürlich sind auch andere Mazerationsmittel denkbar, z. B. solche auf enzymatischer Basis (etwa Pepsin) (vgl. KANAAR 1990). Die von KLESS (1989) für Imagines empfohlene Verwendung einer Lösung von 1 g Pepsin in 100 ml Wasser unter Zusatz von 1 ml HCl konz. läßt sich auch bei Larven anwenden.

Es läßt sich keine Regel für die optimale Dauer des Mazerationsvorganges angeben. Man muß durch Beobachten der Larve den rechten Zeitpunkt sehen: wenn das Körperinnere aufgelöst erscheint, aber die Chitinstrukturen noch nicht aufgeheilt sind, dann ist der Prozeß abzubrechen.

Anschließend werden die Larven in Wasser überführt, wobei ohne weiteres Leitungswasser verwendet werden kann. Das Wasserbad (doppelter bis dreifacher Wechsel ist zu empfehlen) dient dem Auswaschen der Kalilauge. Die Larven quellen durch das aufgenommene Wasser und werden zusätzlich gestreckt.

Es schließt sich die Präparation des Tieres unter einem Stereomikroskop an. Dabei wird mit einem geeigneten feinen Instrument (Nadel, Lanzett o. ä.) eine Intersegmentalhaut auf der Ventralseite des Abdomens geöffnet. Durch diesen Schlitz kann man den aufgelösten Körperinhalt herausdrücken. Nach Möglichkeit sollten alle Muskelfasern, Darminhalt usw. entfernt werden. Stellt man fest, daß das Innere der Larve noch zu fest ist, kann man sie ohne weiteres zurück in die Kalilauge geben und noch etwas länger mazerieren. Nach dem Präparieren wird die Larve nochmals gründlich im Wasser gespült, anschließend in Aqua destillata, um auch letzte Spuren der Kalilauge zu entfernen.

An die mazerierte, präparierte und gewässerte Larve können sich natürlich verschiedenartige Einbettungswege anschließen. Hier soll keine Vorstellung von Alternativen erfolgen, das kann aus der Fachliteratur zur Mikropräparation beliebig entnommen werden, und individuell bewährte Rezepte können selbstverständlich Anwendung finden. Geschildert wird nur die Einbettung in Kanadabalsam, da dies dasjenige Verfahren ist, das der Verfasser seit Jahren mit Erfolg

praktiziert (der Erfolg bezieht sich auf die wohl unbegrenzte Haltbarkeit und Betrachtbarkeit der Präparate). Die Einbettung in Kanadabalsam hat den Nachteil, daß sie länger dauert als verschiedene andere Verfahren. Der Lohn liegt aber in der erwähnten Haltbarkeit, und es ist später keine Pflege oder Nachbehandlung erforderlich. Derartige Nachweise sind für andere Einbettungsmittel nicht in jedem Fall geführt worden oder wegen der Neuheit der Einbettungsmittel auch noch gar nicht möglich.

Der Weg zur Überführung der Larve in den Balsam führt über Ethanolstufen verschiedener Konzentration. Man sollte eine kurze Zwischenlagerung in 60%igem Ethanol als 1. Stufe einschalten. Wenn man gleich 80%iges Ethanol verwendet, kommt es unter Umständen zu Verkrümmungen durch den zu radikalen und plötzlichen Wasserentzug. Besser ist also ein stufenweiser Aufbau über 60%, 70%, 80%, 96%iges Ethanol. Schließlich wird die Larve in Propanol gelegt, das für den vollständigen Entzug des Wassers sorgt und gleichzeitig das geeignete Zwischenmedium für die Überführung in Xylol darstellt. Über die Xylolstufe kann dann die Larve in den Balsam gebracht werden. Bei der Einlagerung in die verschiedenen Ethanolstufen ist zu beachten, daß ein ausreichend langer Verbleib in jedem der Medien erfolgt. Wenn die Entwässerung nicht vollständig war, zeigt sich dies in weißen Niederschlägen im Balsam. Diese weißen Niederschläge machen die Betrachtung von Einzelheiten praktisch unmöglich. Passiert es trotz aller Vorsicht doch, muß man die Larve aus dem Balsam über Xylol bis zum 100%igen Propanol zurückführen und dann wieder erneut nach oben bringen. Im Xylol bzw. Propanol fällt der Niederschlag ab. Auch hier läßt sich keine verbindliche Zeitempfehlung für die Aufenthaltsdauer in den einzelnen Medien angeben. Für große Larven von mehreren cm Länge wird empfohlen, den Wechsel jeweils erst nach einer Nacht vorzunehmen. Kleinere Larven können nach ein bis zwei Stunden umgesetzt werden, Chitineinzelteile bzw. sehr kleine Larven sogar in noch kürzerem Zeitabstand.

Bevor das Deckglas auf den Balsamtropfen gelegt wird, muß die Larve auf dem Objektträger einigermaßen gerichtet werden. Die ordentliche Anordnung und das Ausbreiten der Beine (so vorhanden), hat nicht nur ästhetische Aspekte, sondern erweist sich als ausgesprochen hilfreich, wenn man Zeichnungen anfertigen will. Entsprechend der unterschiedlichen Größe der Larven wird man verschiedene Deckglasgrößen wählen. Große Larven habe ich mitunter in der Mitte geteilt und die beiden Hälften nebeneinander gelegt, da sonst zu wenig Platz für die Etikettierung bleiben würde. Bei dicken Larven sollte man unter das Deckglas Glasbällchen legen, um eine Schräglage zu vermeiden. Auch Objektträger mit Hohlslchliff vermindern eine zu große Höhe des Präparates. Fehlender Balsam sollte von der Seite her unter das Deckglas ergänzt werden. Das fertige Präparat muß unbedingt in der Waagerechte liegenbleiben und mehrere Tage soweit antrocknen, daß es ohne Gefahr bewegt werden kann. Es ist dann noch gegebenenfalls das verdunstete Xylol zu ergänzen, damit die Balsamschicht unter dem Deckglas vollständig wird. Überstehende Deckglasränder können bei späterer Benutzung leicht abbrechen. Von manchen Autoren wird eine Anfärbung des Chitins empfohlen, zarte Strukturen werden dadurch besser sichtbar. Genannt sei hier die Färbung mit Methylenblau.

GOULET (1977) empfiehlt das Studium der Larven in Glycerin, vor allem weil sie in diesem Medium beliebig positioniert werden können (im Gegensatz zur starren

Lage in Kanadabalsam) und ihre Stellung wegen der größeren Viskosität leichter fixiert werden kann, als in Ethanol. Sein Rezept lautet:

1. Entnehmen der Larven aus dem Ethanol und einlegen in siedende 10%ige KOH (3–5 Minuten). Larven, die länger als 10 mm sind, sollten ventral an 1–3 Stellen punktiert werden.
2. Überführen der Tiere in destilliertes Wasser. Es empfiehlt sich die Verwendung eines polierten oder gefärbten Uhrgläschens. Ein derartig geformter Behälter ist für den späteren Verdunstungsprozeß günstig.
3. Das Wasser wird dreimal gewechselt. Niemals sollte das Wasser völlig entfernt werden, damit die Larven nicht kollabieren.
4. Es wird eine 4%ige Glycerinlösung hergestellt. Mit dieser wird das Uhrgläschen gefüllt und die Larve hineingelegt.
5. Anschließend läßt man das Wasser aus dieser Lösung verdunsten. Dieser gewöhnlich etwa 3 Tage dauernde Vorgang kann durch die Verwendung einer Heizplatte für Mikropräparate auf einige Stunden verringert werden. Auf staubfreie Lagerung ist zu achten. Die Larven müssen sich, bevor der Verdunstungsprozeß beginnt, am Boden des Uhrgläschens befinden.
6. Die Untersuchung der Larven kann auf einem Objektträger mit Hohlslchliff in Glycerin erfolgen. Größere Larven wird man in einem anderen Gefäß, z. B. einem Ring, der auf einen Objektträger geklebt ist, untersuchen. Wenn erforderlich, kann ein Deckglas aufgelegt werden um störende Oberflächeneffekte zu vermeiden.

Literatur

- BERTRAND, H. (1934): Récolte, élevage et conservation des larves aquatiques de Coléoptères. — *Terre et la Vie* Paris 4, 428–430.
- CARNE, P. B. (1951): Preservation techniques for Scarabaeid and other insect larvae. — *Proc. Linn. Soc. N.S. Wales* 76, 26–30.
- EMDEN, F. I. van (1921): Über Leben, Fang und Konservierung der Carabidenlarven, nebst einer kurzen Bestimmungstabelle ihrer in Mitteleuropa vorkommenden Gattungen. — *Ent. Jahrb. Leipzig*, 121–137.
- EMDEN, F. I. van (1942): The collection and study of beetle larvae. — *Entomol. month. Mag.* 78, 73–79.
- GOULET, H. (1977): Technique for the study of immature coleoptera in glycerine. — *Coleopt. Bull.* 31, 381–382.
- HUSLER, F. & J. (1940): Studien über die Biologie der Elateriden (Schnellkäfer). — *Mitt. Münch. Ent. Ges.* 30, 343–397.
- JOOST, W. (1982): Filzlösung – ein brauchbares Medium zur Regeneration getrockneter Insekten, speziell von Emergenzmaterial. — *Ent. Nachr. Ber.* 26, 184–185.
- KANAAR, P. (1990): The use of a proteolytic enzyme in clearing genital preparations. — *Ent. Ber. Amst.* 50 (10), 141–142.
- KLESS, J. (1989): Ein neues Verfahren zum Aufweichen unpräparierter Käfer. — In: G. A. LOHSE & W. LUCHT: *Die Käfer Mitteleuropas*. 1. Supplementband, S. 17. — Krefeld.
- KOCH, M. (1956): *Präparation von Insekten*. — Radebeul und Berlin.
- PAULUS, H. F. (1969): Einiges zur Konservierung und Bestimmung von Käferlarven. — *Mitt. Int. Ent. Ver. Frankfurt* 1, 3–14.
- PETERSON, A. (1943): Some new killing fluids for larvae of insects. — *J. Econ. Ent.* 36, 115.
- PIECHOCKI, R. (1985): Makroskopische Präparationstechnik. — Jena.
- SCHERF, H. (1964): Die Entwicklungsstadien der mitteleuropäischen Curculioniden (Morphologie, Bionomie, Ökologie). — *Abh. senckenb. naturf. Ges.* 506, 10–12.
- SÜSTEK, Z. (1987): A simple and effective method of relaxing the insects conserved by formol. — *Biología (Bratislava)* 42, 633–634.

Übersicht über das für „Die Larven der Käfer Mitteleuropas“
verwendete System der Coleoptera

1. Unterordnung: Adepnaga
 1. Familie: Rhyssodidae
 2. Familie: Carabidae
 3. Familie: Haliplidae
 4. Familie: Hygrobiidae
 5. Familie: Noteridae
 6. Familie: Dytiscidae
 7. Familie: Gyrimidae
2. Unterordnung: Myxophaga
 8. Familie: Microsporidae
3. Unterordnung: Polyphaga
 1. Überfamilie: Hydrophilodea
 9. Familie: Hydraenidae
 10. Familie: Spercheidae
 11. Familie: Hydrochidae
 12. Familie: Hydrophilidae
 13. Familie: Georissidae
 2. Überfamilie: Histeroidea
 14. Familie: Sphaeritidae
 15. Familie: Histeridae
 3. Überfamilie: Staphylinoidea
 16. Familie: Ptilidae
 17. Familie: Leptinidae
 18. Familie: Anisotomidae (einschließlich Lioidae,
Catopidae, Colonidae)
 19. Familie: Silphidae
 20. Familie: Scydmaenidae
 21. Familie: Scaphidiidae
 22. Familie: Dasycteridae
 23. Familie: Micropeplidae
 24. Familie: Staphylinidae
 25. Familie: Pselaphidae
 4. Überfamilie: Dascilloidea
 26. Familie: Dascillidae
 5. Überfamilie: Eucinetodea
 27. Familie: Clambidae (einschließlich Calyptomeridae)
 28. Familie: Eucinetidae
 29. Familie: Helodidae
 6. Überfamilie: Scarabaeoidea
 30. Familie: Lucanidae
 31. Familie: Trogidae
 32. Familie: Geotrupidae

33. Familie: Scarabaeidae
34. Familie: Hybosoridae
7. Überfamilie: Byrrhoidea
 35. Familie: Byrrhidae (einschließlich Syncalypidae)
8. Überfamilie: Dryopoidea
 36. Familie: Psephenidae
 37. Familie: Heteroceridae
 38. Familie: Limnichidae
 39. Familie: Dryopidae
 40. Familie: Elmidae
9. Überfamilie: Buprestoidea
 41. Familie: Buprestidae
10. Überfamilie: Elateroidea
 42. Familie: Elateridae
 43. Familie: Throscidae
 44. Familie: Lissomidae
 45. Familie: Cerophytidae
 46. Familie: Eucnemidae
11. Überfamilie: Cantharoidea
 47. Familie: Homalidae
 48. Familie: Lycidae
 49. Familie: Drilidae
 50. Familie: Lampyridae
 51. Familie: Cantharidae
12. Überfamilie: Dermestoidea
 52. Familie: Derodontidae
 53. Familie: Nosodendridae
 54. Familie: Dermestidae
 55. Familie: Thoricidae
13. Überfamilie: Bostrychoidea
 56. Familie: Anobiidae
 57. Familie: Ptinidae
 58. Familie: Bostrychidae
 59. Familie: Lyctidae
14. Überfamilie: Cleroidea
 60. Familie: Trogositidae
 61. Familie: Peltidae
 62. Familie: Phloiophilidae
 63. Familie: Lophocateridae
 64. Familie: Cleridae
 65. Familie: Melyridae
 66. Familie: Malachiidae
15. Überfamilie: Lymexyloidea
 67. Familie: Lymexylidae

16. Überfamilie: Cucujoidea
1. Reihe: (Clavicornia)
68. Familie: Nitidulidae (einschließlich Cybocephalidae)
 69. Familie: Kateretidae
 70. Familie: Rhizophagidae
 71. Familie: Sphindidae (einschließlich Aspidiphoridae)
 72. Familie: Cucujidae
 73. Familie: Phloeostichidae
 74. Familie: Hypocopridae
 75. Familie: Silvanidae
 76. Familie: Phalacridae
 77. Familie: Laemophloeidae
 78. Familie: Cryptophagidae
 79. Familie: Languriidae
 80. Familie: Cryptophilidae
 81. Familie: Erotylidae
 82. Familie: Biphyllidae
 83. Familie: Byturidae
 84. Familie: Bothrideridae
 85. Familie: Cerylonidae
 86. Familie: Sphaerosomatidae
 87. Familie: Corylophidae
 88. Familie: Lathridiidae
 89. Familie: Merophysidae
 90. Familie: Endomychidae
 91. Familie: Coccinellidae
2. Reihe: (Heteromera)
92. Familie: Mycetophagidae
 93. Familie: Colydiidae
 94. Familie: Tenebrionidae
 95. Familie: Lagriidae
 96. Familie: Alleculidae
 97. Familie: Boridae
 98. Familie: Prostomidae
 99. Familie: Salpingidae
 100. Familie: Cononotidae
 101. Familie: Mycteridae
 102. Familie: Pythidae
 103. Familie: Pyrochroidae
 104. Familie: Cisidae
 105. Familie: Tetratomidae
 106. Familie: Melandryidae
 107. Familie: Scaptiidae
 108. Familie: Mordellidae
 109. Familie: Rhipiphoridae
 110. Familie: Meloidae
 111. Familie: Anthicidae
112. Familie: Oedemeridae
 113. Familie: Aderidae
17. Überfamilie: Chrysomeloidea
114. Familie: Cerambycidae
 115. Familie: Bruchidae
 116. Familie: Chrysomelidae
18. Überfamilie: Curculionoidea
117. Familie: Nemonychidae
 118. Familie: Anthribidae
 119. Familie: Attelabidae
 120. Familie: Apionidae
 121. Familie: Curculionidae (einschließlich Scolytidae, Platypodidae)

Übersicht wichtiger morphologischer Begriffe

Abb. 1-14

1. Kopf

Nach der Stellung des Kopfes zur Körperlängsachse sind 3 Typen zu unterscheiden: prognath (Kopf in Richtung der Längsachse gerade nach vorn gerichtet), orthognath (Kopf im Winkel von 90° nach unten gerichtet) und hypognath (Kopf nach hinten gerichtet).

Form und Vorhandensein der Nähte der Kopfkapsel liefern wichtige diagnostische Merkmale. Man unterscheidet: Clypeolabralnaht (Naht zwischen Labrum und Clypeus). Sind beide Teile verschmolzen, wird das Produkt als Clypeolabrum bezeichnet. Zwischen Clypeus und Frons befindet sich die Clypeofrontalnaht, das Verschmelzungsprodukt beider Teile ist das Clypeofrontale. Gelegentlich sind Labrum, Clypeus und Frons miteinander verschmolzen. Aus dem Zusammenfließen der Frontalnaht entsteht eine mediane Naht (Coronalnaht, oft als Epicranialnaht bezeichnet), die die Parietalia trennt. Die vorderen, miteinander einen Winkel bildenden Schenkel der Epicranialnaht werden als Frontalnaht (= Stirnnaht) bezeichnet (Abb. 2).

Diagnostische Merkmale liefern folgende Einzelteile der Kopfkapsel:
 Clypeus (= Kopfschild): Unpaarer Teil der Kopfkapsel zwischen Frons und Labrum, der von der Stirn durch die Clypeofrontalnaht getrennt ist (Abb. 2).
 Frons (= Stirn): Oberer, zwischen den Stemmata gelegener Teil der Kopfkapsel, der seitlich von der Frontalnaht begrenzt wird (Abb. 2).
 Parietalia: Seitenteile der Kopfkapsel, die durch die Epicranialnaht getrennt sein können (Abb. 2).
 Epicranium (= Hinterkopf): Hinter den Stemmata gelegener Teil der Kopfkapsel.
 Gula (= Kehle): Fest mit der Kopfkapsel verwachsene Platte zwischen Submentum und Hinterhauptloch (Abb. 5).
 Epistom: Vorderer, unpaarer Teil des Peristoms (Randsaum der Kopfkapsel um das Mundfeld herum).

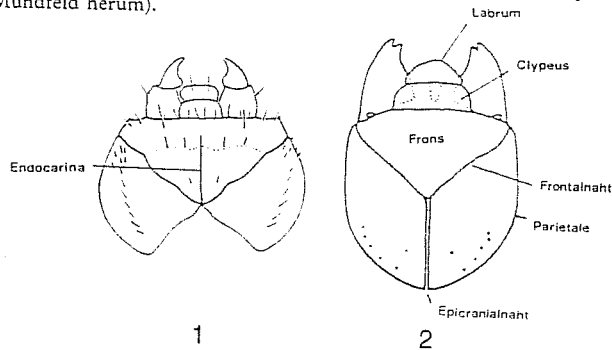


Abb. 1: Kopfkapsel, dorsal (aus STEINMANN & ZOMBORI 1984).

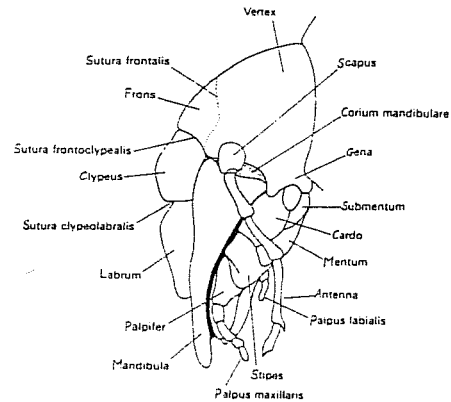
Abb. 2: Kopfkapsel, dorsal (aus KLAUSNITZER 1978).

Endocarina: Mediane, innere Sklerisierung der Kopfkapsel, die von außen als dunkle Linie erkennbar ist (Abb. 1).

Stemmata: Laterale Einzelaugen der Käferlarven.

Sehr wesentliche Merkmalsträger sind die Mundwerkzeuge (Abb. 3-6).

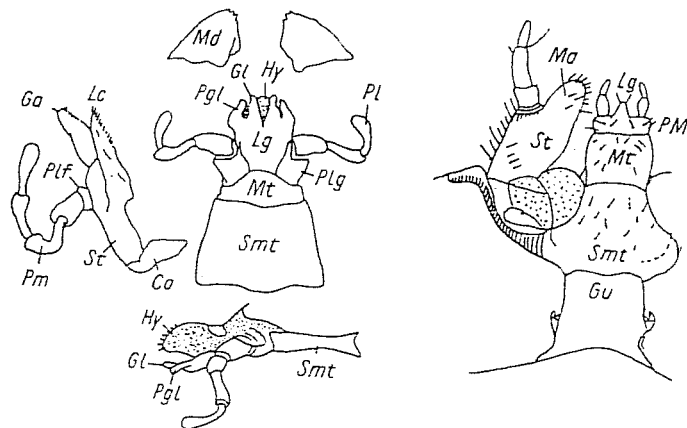
- a) Labrum (= Oberlippe): Unpaarer Anhang des Clypeus (Abb. 2).
 Epipharynx: Innere Wand des Labrums, die oft ein besonderes Sklerit trägt (Epipharyngealsklerit).
- b) Mandibel (= Oberkiefer): Ungegliedertes, ± dreikantiger paariger Teil der Mundwerkzeuge (Abb. 4).
 Exodont: Mandibel mit Zähnen an der Außenseite.
 Mola: Basaler, meist angerauhter, mit Skulpturen versehener breiter Teil des Kaurandes der Mandibel, der zum Mahlen der Nahrung dient (Abb. 4 f, g).
 Penicillus: Borstenträger Fortsatz an der Basis des Mandibelinnenrandes (Abb. 4 c, e, l).
 Prostheca: Schlanker, mit der Mandibel beweglich verbundener Fortsatz auf deren Innenschneide (Abb. 4 d, f).
 Retinaculum: Zahnartiger, meist zugespitzter Vorsprung in der Mitte der inneren Mandibelschneide oder deren Nähe (Abb. 4 b, k, l).
- c) Maxille (= Unterkiefer): Paarige Mundgliedmaßen, die in Cardo (Angelstück), Stipes (Stammstück), Galea (Außenlade), Lacinia (Innenlade), Palpifer (Tasterträger der Maxille) und Palpus maxillaris (Kiefertaster, Maxillarpalpus) gliedert sind (Abb. 5, 6 b).
 Mala (Lade): Dem Stipes ansitzender, meist nicht als Galea, Lacinia oder Verschmelzungsprodukt beider homologisierbarer einteiliger terminaler Anhang der Maxille (Abb. 5, 6 a, c, d).



3

Abb. 3: Kopfkapsel, lateral (aus STEINMANN & ZOMBORI 1984).

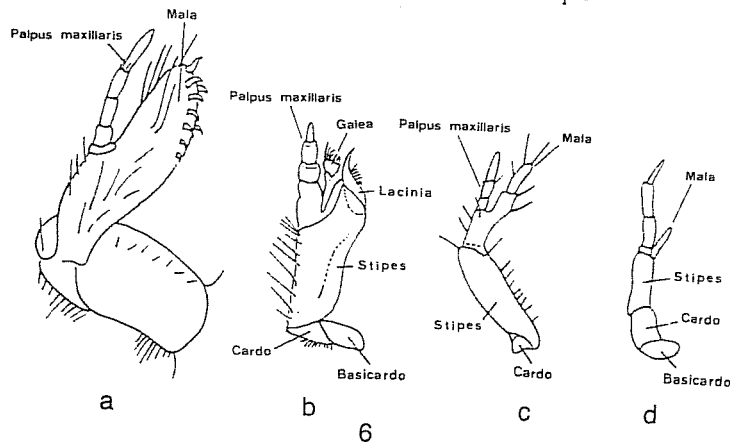
- d) Labium (= Unterlippe): Ursprünglich paarige Mundgliedmaßen, die in Submentum (Unterkin), Mentum (Kinn), Praementum (Vorkinn), Palpiger (Tasterträger des Labiums), Palpus labialis (Lippentaster, Labialpalpus), Glossa (Zunge) und Paraglossa (Nebenzunge) unterteilt sind (Abb. 5). Ligula (Zünglein): Aus verschmolzenen Glossae und Paraglossae gebildeter unpaariger zungenförmiger Anhang des Praementums (Abb. 5).
- e) Hypopharynx: Zungenartige Ausstülpung des Mundfeldes, die ± stark chitiniert sein kann.
- f) Superlinguae: Paarige seitliche Anhänge des Hypopharynx.
- f) Antenne: Aus 1–4 Gliedern bestehend, mitunter auf einem Antennifer entspringend. Für die Bestimmung wichtig sind oft die Sensillen (Abb. 7).



5

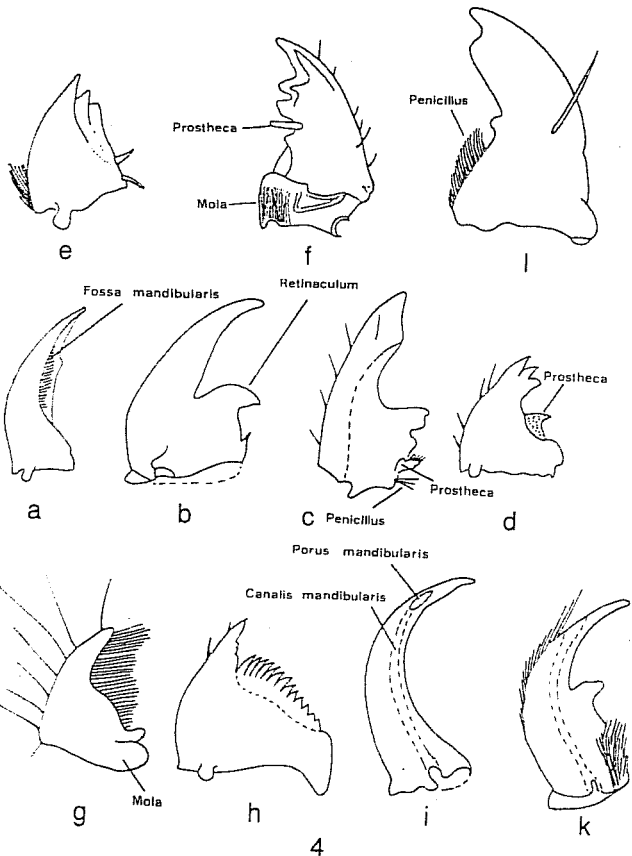
Abb. 5: Maxille und Labium (aus KLAUSNITZER 1978).

Ca	-	Cardo	Mt	-	Mentum
Ga	-	Galea	Pgl	-	Paraglossa
Gl	-	Glossa	Pl	-	Palpus labialis
Gu	-	Gula	Plf	-	Palpifer
Hy	-	Hypopharynx	Plg	-	Palpiger
Lc	-	Lacinia	PM	-	Praementum
Lg	-	Ligula	Pm	-	Palpus maxillaris
Ma	-	Mala	Smt	-	Submentum
Md	-	Mandibel	St	-	Stipes



6

Abb. 6: Maxillen (aus STEINMANN & ZOMBORI 1984).



4

Abb. 4: Mandibeln (aus STEINMANN & ZOMBORI 1984 und KLAUSNITZER 1978).

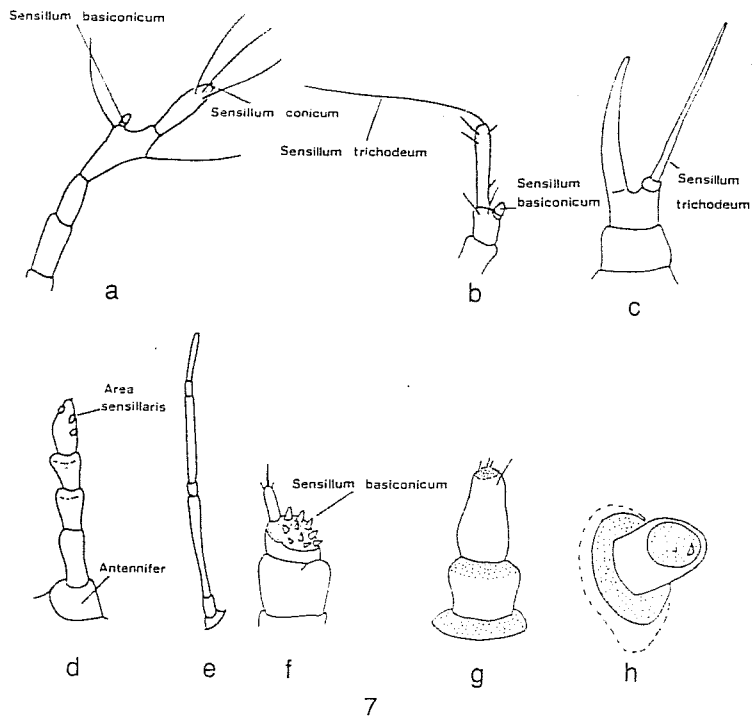


Abb. 7: Antennen (aus STEINMANN & ZOMBORI 1984).

2. Thorax

Die Thorax- und Abdominalsegmente tragen verschiedene Sklerite, die wie folgt bezeichnet werden (Abb. 8, 9):

Tergit: Rückenschild.

Sternit: Bauchschild.

Pleurit (Pleure): Zwischen Tergit und Sternit liegendes Sklerit.

Pleuralnaht: Naht zwischen Sternit und Pleurit oder zwischen Tergit und Pleurit.

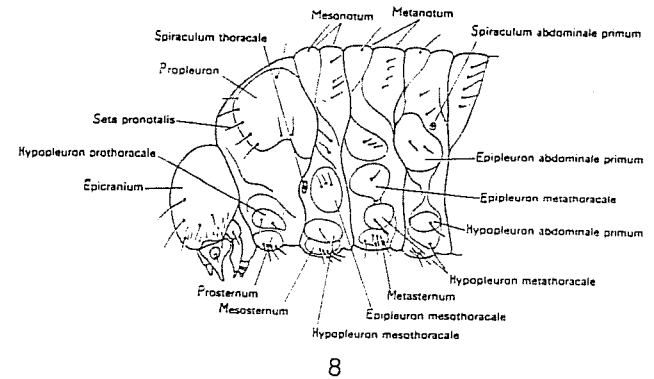
Epipleurit: Oberes laterales Sklerit.

Hypopleurit: Unteres laterales Sklerit.

Notum (Praetergum): Vorderer, sklerotierter Teil des Tergits.

Paratergit: Plattenförmig verbreiteter Seitenteil des Tergits, mitunter durch membranöse Zone abgetrennt.

Mediansutur: Meist helle Mittellinie auf den Thorax- und Abdominalsegmenten, die die Tergite teilt.



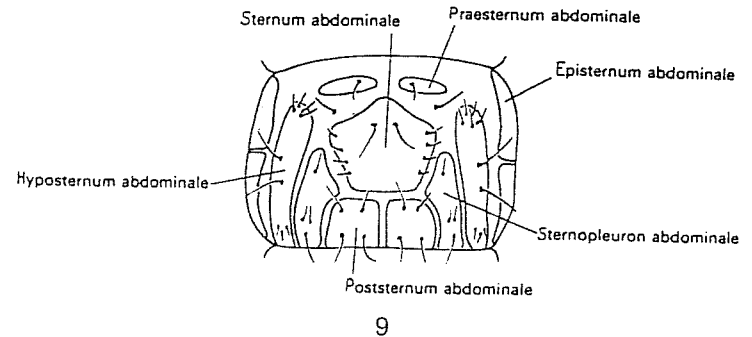
8

Abb. 8: Thorax, lateral (aus STEINMANN & ZOMBORI 1984).

Die Beine gliedern sich (soweit vorhanden) in folgende Teile (Abb. S. 38):
 Coxa (Hüfte), Trochanter (Schenkelring), Femur (Schenkel), Tibia (Schiene, nur bei den Adephaga selbständig vorhanden) und Tarsus (Fuß, nur bei den Adephaga selbständig vorhanden). Bei den Polyphaga sind Tibia und Tarsus zum Tibiotarsus verschmolzen.

Klaue: Am Tarsus bzw. Tibiotarsus befindliche Krallen, die auch paarig vorhanden sein kann.

Pulvillus (Haftlappen): Ein Paar häutige Lappen oder Polster am Grunde der Klaue.



9

Abb. 9: Abdominalsegment, ventral (aus STEINMANN & ZOMBORI 1984).

3. Abdomen

Auf dem 9. Abdominalsegment befinden sich oft dorsale paarige Anhänge, die als Urogomphi bezeichnet werden (Abb. 10).

Praegomphi: Vor den Urogomphi liegende Erhebungen.

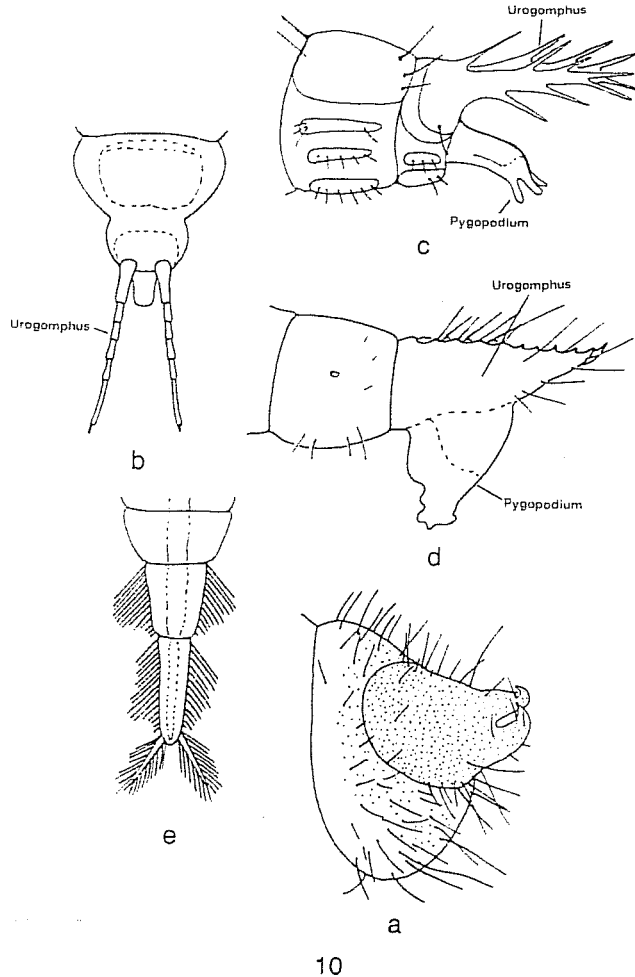


Abb. 10: Urogomphi (aus STEINMANN & ZOMBORI 1984 und KLAUSNITZER 1978).

Das 10. Abdominalsegment trägt oft der Fortbewegung dienende Sonderbildungen:

Postpedes (Nachschieber): Bauchfüße des 10. Abdominalsegmentes.

Prostyli: Ventrale Anhänge des 10. Abdominalsegmentes vor dem After.

Pygopodium: Extremität des 10. Abdominalsegmentes mit im einzelnen sehr unterschiedlichem Bau (Abb. 10).

Nach der Anordnung und Funktion der Stigmen (Stigma = Atemloch) können verschiedene Typen unterschieden werden:

Apneustisch: Larven ohne funktionierende Stigmen.

Holopneustisch: Alle thorakalen (2) und abdominalen (8) Stigmen sind funktionsrichtig.

Metapneustisch: Nur die Stigmen des 8. Abdominalsegmentes sind funktionsrichtig.

Peripneustisch: Das 1. Paar der thorakalen und alle abdominalen Stigmen sind funktionsrichtig.

Die einzelnen Stigmen zeigen große Verschiedenheiten in ihrem Bau, die oft diagnostisch verwendet werden können.

Annular: Stigmentyp mit einer einfachen, einzigen ringförmigen Öffnung (Abb. 12).

Annular-biforous: Stigmentyp mit einer einzigen Öffnung, aber zwei sekundären Kammern (Abb. 13).

Biforous: Stigmentyp mit zwei Öffnungen (Abb. 14).

Cribriform: Stigmentyp mit siebartiger Platte (Abb. 11).

Pseudo-annular: Ringförmiger Stigmentyp mit zwei sehr dünnen Röhrenchen.

Das Stigma liegt oft innerhalb eines kleinen Sklerits, das als Peritrema bezeichnet wird.

Bei wasserlebenden Käferlarven finden sich mitunter paarige, von Tracheen und Tracheolen durchzogene Anhänge (Tracheenkiemen) an Thorax- und Abdominalsegmenten (Abb. S. 142, 155, 278).

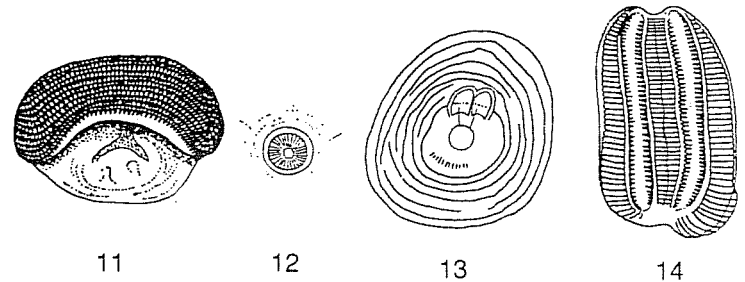


Abb. 11: Stigma mit siebartiger Platte (aus KLAUSNITZER 1978).

Abb. 12: annulares Stigma (aus KLAUSNITZER 1978).

Abb. 13: annular-bifourouses Stigma (aus KLAUSNITZER 1978).

Abb. 14: bifourouses Stigma (aus KLAUSNITZER 1978).

- ALARIE, Y. & P. P. HARPER (1990): Primary setae and pores on the last abdominal segment and the urogomphi of larval Hydroporinae (Col., Adephaga, Dytiscidae), with notes on other dytiscid larvae. — *Can. J. Zool.* 68, 368–374.
- ALARIE, Y., HARPER, P. P. & A. MARIE (1990): Primary setae and pores on legs of larvae of Nearctic Hydroporinae (Col.: Dytiscidae). — *Quaest. Entomol.* 26, 199–210.
- ANDERSON, W. H. (1936): A comparative study of the labium of coleopterous larvae. — *Smithsonian Misc. Col.* 95, 1–29.
- ANDERSON, W. H. (1936): A terminology for the anatomical characters useful in the taxonomy of weevil larvae. — *Proc. ent. Soc. Washington* 49, 123–132.
- ANTHON, H. (1943): Der Kopfbau der Larven. — *Spolia Zool. Mus. Haun.* 3, 1–61.
- ASHE, J. S. (1986): Structural features and phylogenetic relationships among larvae of genera of gyrophaeine staphylinids (Col., Staphylinidae, Aleocharinae). — *Fieldiana Zool.* 30, 1–60.
- BELL, R. T. (1967): Coxal cavities and the classification of the Adephaga (Coleoptera). — *Ann. Ent. Soc. Am.* 60, 101–107.
- BLIS, W. (1976): Das Abdomenende weiblicher, terrestrisch lebender Adephaga (Coleoptera) und seine Bedeutung für die Phylogenie. — *Zoomorphol.* 84, 113–193.
- BOUSQUET, Y. & H. GOULET (1984): Notation of primary setae and pores on larvae of Carabidae (Col., Adephaga). — *Can. J. Zool.* 62, 573–588.
- BÖVING, A. G. (1914): On the abdominal structure of certain beetle larvae of the campodeiform type. — *Proc. ent. Soc. Wash. D. C.* 16, 55–63.
- BÖVING, A. G. & F. C. CRAIGHEAD (1931): An illustrated synopsis of the principal larval forms of the order Coleoptera. — *Ent. Amer. N.S.* 11, 1–351.
- BRANDMAYR, P., FERRERO, E. & T. ZETTO BRANDMAYR (1979): Variazioni morfologiche ed ultrastruttura del corredo sensoriale antennale in larve di Coleotteri Carabidi ed interpretazioni adattative. — *Atti XLVII Conv. UZI, 4–7/IX/1979*, 253–255, Bergamo, Milano.
- BRASS, P. (1914): Das 10. Abdominalsegment der Käferlarven als Bewegungsorgan. — *Zool. Jb. Syst.* 37, 1.
- CORNELL, J. F. (1972): Larvae of the families of Coleoptera: a bibliographic survey of recent papers and tabular summary of 7 selected english language contributions. — *Coleopt. Bull.* 26, 81–96.
- CROWSON, R. A. (1967): The natural classification of the families of Coleoptera. — Hampton, Middlesex.
- EMDEN, F. I. van (1922): Beitrag zur Kennzeichnung der holometabolen (heteromorphen) Insektenlarven. — *Zool. Anz.* 54, 231–235.
- EMDEN, F. I. van (1925): Zur Kenntnis der Eizähne der Arthropoden, insbesondere der Coleopteren. — *Z. wiss. Zool.* 126, 622–654.
- EMDEN, F. I. van (1942): Larvae of British beetles. III. Keys to the families. — *Entomol. month. Mag.* 78, 206–226, 253–272.
- EMDEN, F. I. van (1946): Eggbursting in some more families of polyphagous beetles and some general remarks on eggbursting. — *Proc. R. ent. Soc. London A* (21), 89–97.
- GEISTHARDT, M. (1979): Skelett und Muskulatur des Thorax der Larven und Imagines von *Lamprohiza splendidula* (L.) unter Berücksichtigung der Larve und der weiblichen Imago von *Lampyrus noctiluca* (L.) (Coleoptera). — *Zool. Jb. Anatomie* 101, 472–536.
- GILAROV, M. S. (1964): Bestimmungsbuch für bodenbewohnende Insektenlarven. — Moskau (russisch).
- KEMNER, N. A. (1918): Vergleichende Studien über das Analsegment und das Pygopodium einiger Koleopterenlarven. — Uppsala 104, Akad. Abh. Lund.
- KLAUSNITZER, B. (1978): Ordnung Coleoptera (Larven). — Dr. W. Junk b. v. Publishers, The Hague.
- MEIXNER, J. (1934): Coleopteroidea. — *Handb. Zool.* 4 (2), 2, 1037–1040.
- MÜLLER, G. W. (1912): Der Enddarm einiger Insektenlarven als Bewegungsorgan. — *Zool. Jb.* 3, 219–240.
- NILSSON, A. N. (1987): Larval morphology of Fennoscandian *Oreodytes* SEIDLITZ (Col., Dytiscidae), with notes on hydroporin leg chaetotaxy and taxonomy. — *Ent. Tidskr.* 108, 99–108.
- NILSSON, A. N. (1988): A review of primary setae and pores on legs of larval Dytiscidae (Coleoptera). — *Can. J. Zool.* 66, 2283–2294.
- PAULIAN, R. (1950): La vie larvaire des insectes. — *Mem. Mus. Hist. nat. Paris (N.S.)* 30, 1–226.
- PAULIAN, R. (1959): Atlas des larves d'insectes de France. — Paris.
- PERRIS, E. (1877): Larves de Coléoptères. — Paris.
- PETERSON, A. (1957): Larvae of insects, Part. II. — Columbus, Ohio.
- REGENFUSS, H. (1975): Die Antennen-Putzeinrichtung der Adephaga (Coleoptera), parallele evolutive Vervollkommnung einer komplexen Struktur. — *Z. Zool. Syst. Evolutionsforsch.* 13, 278–299.
- RYMER-ROBERTS, A. W. (1930): Key to the principal families of coleopterous larvae. — *Bull. ent. Res.* 21, 57–72.
- SHAROVA, I. Ch. (1960): Die morpho-ökologischen Typen der Larven der Laufkäfer (Carabidae). — *Zool. Zh.* 39, 691–708 (russisch).
- STEINHAUSEN, W. (1966): Vergleichende Morphologie des Labrum von Blattkäferlarven (Col., Chrys.). — *Dtsch. ent. Z. N.F.* 13, 313–322.
- STEINMANN, H. & L. ZOMBORI (1984): A morphological atlas of Insect Larvae. — Budapest.
- STRIGANOVA, B. R. (1964): Peculiarities of the structure of the mouth apparatus of the plantfeeding Coleoptera-larvae. — *Zool. Zh.* 43, 560–571 (russisch).
- STRIGANOVA, B. R. (1966): Gesetzmäßigkeiten im Bau der Ernährungsorgane der Käferlarven. — Moskau (russisch).
- WHITEHEAD, W. E. (1932): The Morphology of the Head-capsule of some Coleopterous Larvae. — *Can. J. Res.* 6 (3), 227, Ottawa.