

Original-Abhandlungen.

Die Herren Verfasser sind für den Inhalt ihrer Veröffentlichungen selbst verantwortlich, sie wollen alles Persönliche vermeiden.

Zur Biologie der Trachusa byssina Pz. (Hym., Apid., Megach.)

Von **Georg Hachfeld**, Göttingen.

(Mit 1 Tafel und 16 Abbildungen im Text).

Lebensweise und Nestbau.

Die Kolonie, an der die nachstehenden Beobachtungen gewonnen wurden, bedeckte nur wenige Quadratmeter einer steil nach O.-S.-O. abfallenden Böschung im Buntsandsteingebiet des Unter Eichsfeldes in der Nähe des Städtchens Duderstadt. Der Untergrund bestand aus stark zerbröckelten Buntsandsteinletten, die an der Oberfläche von den lehmigen Verwitterungsprodukten dieses Horizontes eingeschlossen waren. Offenbar liebt *Trachusa* solche groben Bodenarten, denn auch die von Friese (11. pg. 295/97) mitgeteilte Fundstelle bei Gosek liegt in einem stark geröllhaltigen Sande. Die Böschung ist stellenweise mit kurzem Moosrasen, sonst mit kurzen Grasbüscheln, wenigen Pilosellen und Hieracien bedeckt. Zahlreiche Laubbäume und Sträucher, einige Fichten und reichliche Bestände an *Lotus corniculatus* befinden sich in unmittelbarer Nähe der Kolonie. Außer *Trachusa* nisten dort zahlreiche *Halictus*, zum Teil zwischen den *Trachusa*-Nestern, ferner *Osmia papaveris* Latr., *Anthidium punctatum* Latr. und *Prosopis variegata* F. Sonst fing ich dort noch *Osmia leucomelana* K., *Eucera longicornis* L. und *Astata stigma* Pz. u. a. Das Ausgraben der Nester machte gar keine Schwierigkeiten, da die Biene stets nur wenige Zentimeter unter der Oberfläche bleibt. So gelingt es leicht, ganze Nestanlagen auszuheben (Tafel II, Fig. 5).

Im Sommer 1924 waren zunächst alle Nestanlagen auf jenen oben beschriebenen Raum begrenzt. Später, im Juli, beobachtete ich zahlreiche Weibchen auch außerhalb jenes Areals bei der Bautätigkeit. Offenbar hatten sie, durch meine Grabarbeit gestört, ihren alten Nistplatz verlassen, und so kam es denn, daß im nächsten Sommer (1925) die Kolonie wesentlich vergrößert, aber doch nicht individuenreicher geworden war.

Ganz frische Männchen und Weibchen beobachtete ich erstmalig am 20. Juni 1924. Am selben Tage fand ich auch ein bauendes Weibchen. Kopulationsversuche der Männchen, selbst an mit Pollen oder Harz beladenen Weibchen, konnten noch Ende Juni häufig beobachtet werden, als die Kolonie bereits in voller

Tätigkeit war. Bei der Kopula reitet das Männchen in der üblichen Stellung mit weit ausgezogenem Abdomen auf dem Weibchen. Im Augenblicke der Begattung fällt das Paar in der Regel auf den Boden. Ende August war die Tätigkeit der Kolonie in beiden Jahren erloschen; einzelne stark abgeflogene Weibchen wurden bis zum 10. September beobachtet.

Die Scheu der Weibchen beim Pollen- und Honigsammeln verschwindet in dem Augenblick, wo sie sich dem Nest nähern, sodaß sich ihr Verhalten am Nest und beim Graben gut beobachten läßt. In den Nachmittagsstunden ruhen sie gern ein wenig aus, auf der Schutthalde vor dem Nest, an Grashalmen, oder auch einmal auf der Hand des Beobachters. Die Haltung, die sie dabei annehmen, ist ganz charakteristisch: die Vorderbeine werden angezogen und die Kiefer hängen geöffnet senkrecht nach unten (das Tier ruht also nur auf den Mittel- und Hinterbeinen). Es ist dieses die typische Transportstellung, wie sie Friese bereits mitteilte. (Am 29. 6. 24 hatten die Weibchen unter der erdrückenden Schwüle, die einem heftigen Gewitter vorausging, zu leiden, denn das Benehmen unserer Tiere wich ganz und gar von der sonst so geschäftigen Sicherheit ab. Abgesehen davon, daß ein großer Teil der Weibchen sich bereits gegen 4 Uhr nachmittags in seine Bauten zurückgezogen hatte, während sie sonst an günstigen Tagen bis 8 Uhr abends tätig waren, zeigten die noch sammelnden Tiere ein auffallend unruhiges Wesen, befliegen hastig Pilosella- und Hieraciumblüten, ohne wirklich auf ihnen zu sammeln, während sie normalerweise, wie bekannt, bei uns nur Lotus befliegen, und hatten offenbar Schwierigkeiten, den Weg zu ihren Bauten zu finden).

Die ausschlüpfenden Bienen zernagen zunächst die innere Querwand des Kokons und sämtliche Gespinste der vorderen Zellkammer, auch an solchen Wandstellen, die später nicht durchnagt werden, gelegentlich auch noch den größten Teil des Harzverschlusses sodaß die Außenwand der Zelle in bedeutendem Umfange, bis schließlich die vordere Zellenpartie nur noch durch eine schmale Brücke mit dem hinteren Zellenabschnitt in Verbindung bleibt. Aber auch diese Brücke wird bei der bald einsetzenden Grabarbeit in der Regel zerstört, sodaß man von alten, vor- und mehrjährigen Zellen meistens nur den hinteren Abschnitt findet. Die Bienen müssen nun noch einen kurzen Gang durch das Erdreich an die Oberfläche graben, welcher — das ist die Regel — nach Möglichkeit den Anfang eines neuen Baues bildet. So kommt es, daß im Zentrum der Kolonie der Boden mit frischen, vor- und mehrjährigen Zellen und Zellresten geradezu gespickt ist. Ich habe frische Bauten ausgegraben, die von mehreren Weibchen stammten, aber so dicht

nebeneinander lagen, daß es zunächst garnicht leicht war, die zusammengehörenden Zellen als solche zu erkennen. Die Folge war Platzmangel, der gleichfalls zur zentrifugalen Vergrößerung der Kolonie führte. Bischoff (1. pg. 42, 139) vermutet, daß *Trachusa* zu den wenigen Gastrilegiden gehöre, die noch selbständig graben. Diese Vermutung ist richtig und zwar gräbt *Trachusa* auffallend gut. Ein Weibchen, das ich in dem Augenblick gewahrte, als es einen passenden Fleck für sein Nest gefunden hatte, konnte nach fünf Minuten bereits in dem neugegrabenen Schacht verschwinden und eine stattliche Schutthalde vor dem Eingange der Röhre zeigte eine halbe Stunde später, daß die Arbeit flott voranging. Rückwärts gehend schafft die Biene die Erde mit den herabhängenden Kiefern und den Vorderbeinen heraus, größere Steinchen werden dabei zwischen Kiefer, Kehle und Vorderschienen eingeklemmt, also auf dieselbe Weise transportiert wie Harz und Blätter. Frie se (11) hat Ähnliches gesehen; seine Angabe, daß die Harzballen zwischen Kinn und Vorderbeinen getragen werden, ist in obigem Sinne zu ergänzen.

Die Anlage des Nestes hat Frie se gut beschrieben und abgebildet. Weitere Beiträge lieferten Perez (13) und Fertou (10) sowie [nach Reuter (115)] Boheman, Sahlberg und Adlerz. Ich verweise auf diese Arbeiten und teile nur noch solche Beobachtungen mit, die mir bemerkenswert erscheinen. Bei Gosek schneidet *Trachusa* nur *Epilobium*. Bei Duderstadt wurden vornehmlich *Fagus silvatica* (Tafel II, Fig. 1) und *Crataegus oxyacantha* (Tafel II, Fig. 4) geschnitten, seltener *Salix caprea* und *Rubus* spez. (Tafel II, Fig. 3). Im allgemeinen gebraucht eine Biene ein und dasselbe Blattmaterial (Tafel II, Fig. 3), nur 10 der untersuchten 66 Zellen enthielten Blätter von verschiedenen Pflanzen. Es bestanden aus

Fagus	25 Zellen	= 37,9%
Crataegus	20	= 30,3%
Rubus	11	= 16,7%
Salix	3	= 4,6%
Fagus + Crataegus	2	= 3 %
Fagus + Rubus	2	= 3 %
Rubus + Crataegus	2	= 3 %
Rubus + Crataegus + Fagus	1	= 1,5%
	<hr/> 66	<hr/> = 100%

Stets ist der natürliche Blattrand dem Grunde der Zelle zugewandt. Die Blattoberfläche zeigt dabei in der Regel nach innen, doch kommt auch das Gegenteil nicht selten zur Beobachtung. Die Zahl der

für eine Zelle benötigten Blattstreifen schwankt zwischen 10 und 15. Da der Durchmesser einer Blattrolle beim Transport nicht größer als 5 mm ist, bei wesentlich geringerer Breite, bleibt er unsichtbar, wenn man eine anfliegende Biene von oben her beobachtet. Das Schneiden der Blattstreifen ging in allen beobachteten Fällen sehr schnell von statten. Höchstens 2 Minuten nach dem Verlassen des Nestes kehrten die Bienen mit einem neuen Blattstreifen zurück, dessen Unterbringung im Nest nur wenige Sekunden in Anspruch nimmt. Ebenso schnell schneidet übrigens *Osmia papyveris* Latr., die im Sommer 1925 am gleichen Platz in großer Zahl nistete und ca. 100 m bis zu den nächsten Mohnblüten zurückzulegen hatte. Stets werden die Streifen dem natürlichen Blattrende entnommen, ein und dieselbe Blattpartie wird also immer nur einmal angeschnitten. Nur wenige der vielen 100 untersuchten Blattstreifen hatten zwei Schnittränder, entstammen also bereits angeschnittenen Blattpartien. Vergleicht man die Blattstreifen der *Trachusa*-Zellen mit den Blattstücken aus der Zelle z. B. der *Megachile circumcincta* K., so fällt bei *Trachusa* der rauh gezackte, fast gesägte Schnittrand auf, der bei *Megachile* viel glatter ist. Es ist jeder Einschnitt der Mandibeln zu erkennen. Ein Vergleich der Mandibeln d. Imagines beider Arten lehrt, daß das gar nicht anders sein kann: bei *Megachile* ist die Kieferschneide fast geradlinig mit gerundeten Ecken, bei *Trachusa* dagegen gezähnt mit scharfen Ecken (vergl. Tafel II, Fig. 8).

Sind alle Blattstreifen in der Nestkammer untergebracht, so beginnt die Biene mit dem Einsammeln von Harz. Daß das Harz in kleinen Klümpchen herbeigeschafft wird, auf dieselbe Weise wie die Blattstreifen, hat Friese mitgeteilt. Auch die nötige Harzmenge ist bald eingesammelt. Höchstens 7 Minuten lagen zwischen zwei Touren, wovon bis zu 2 Minuten für die Unterbringung des Klümpchens im Nest gebraucht wurden. Das frisch herbeigeschaffte Harz wird nämlich nicht sofort verstrichen, sondern zunächst portionsweise am Grunde der Zelle aufgestapelt. Gräbt man eine Zelle in diesem Stadium aus, so werden nur die am Grunde der Zelle liegenden Blattstreifen vom Harz zusammengehalten, die anderen fallen auseinander. In diesem Zustande befindet sich die Zelle Tafel II, Fig. 6 c: Eine dicke Harzmasse liegt am Grunde der Zelle und besteht aus einzelnen Klümpchen, die auf der Photographie noch gut zu erkennen sind. Erst wenn soviel Harz wie im ganzen erforderlich herbeischafft worden ist, wird es an der Innenwand zu einer dünnen Schicht verstrichen, welche die Blattstreifen fest zu einem Ganzen verklebt. Nun wird die Bautätigkeit fürs Erste eingestellt. Eine solche frische noch unverschlossene

Zelle ist sehr weich und wird durch Druck leicht deformiert (Tafel II, Fig. 3 u. 4). Später erhärtet das Harz zu einer spröden Schicht, die sich leicht vom Kokon trennen läßt.

Die Biene beginnt jetzt mit dem Einsammeln der Larvennahrung. Zunächst wird trockener Pollen in geringer Menge am Grunde der Zelle deponiert, dann aber überwiegt der Nektar, der mit ersterem zu einem dickflüssigen dunkelbraunen Futterbrei vermischt wird, in welchem kleinste Pollenklümpchen mit unbewaffnetem Auge gerade noch zu erkennen sind. Dieser Brei füllt schließlich $\frac{3}{5}$ des Zellenhohlraumes aus. Friese (l. c., siehe auch dort Tafel 23 u. 12) gibt ziemlich trockenen Pollen als Larvennahrung an. Ich habe, um diese Angabe Frieses zu prüfen, gefüllte Zellen geöffnet, das Ei entfernt und dann die Zellen offen aufbewahrt. Nun wird allerdings der Inhalt sehr bald ziemlich trocken und hellgelb, wie ihn Friese auf seiner Tafel angibt und es erscheint nicht ausgeschlossen, daß dem Maler der Tafel solche Zellen vorgelegen haben. (Die in Tafel I Fig. 6 a u. b wiedergegebenen Zellen hatten bereits einige Tage offen gestanden: daher die kugelige Oberfläche als Folge einer eingetretenen Gärung, die normalerweise natürlich nicht vorkommt). Am meisten erinnert die Larvennahrung der *Trachusa* an den Inhalt frischer Zellen der *Osmia parvula* Duf. u. Perris. Selbstverständlich kann eine solche Larvennahrung nicht als „echter Honig“ bezeichnet werden, wie wir ihn beispielsweise von *Apis* oder *Polistes* kennen, denn deren Honig enthält, wenigstens nach meinen Beobachtungen, gar keine Pollenkörner, aber auch *Chalicodoma* trägt gar keinen echten Honig ein, wie Reuter (15, S. 324) von dieser Biene bemerkt und von *Trachusa* vermutet, denn Carrière (2, S. 266) hat bereits darauf hingewiesen, daß der reichlich in der Larvennahrung der *Chalicodoma* suspendierte Pollen so von der Flüssigkeit durchtränkt wird, daß er unsichtbar bleibt.

Nach Ablage des Eies wird die Öffnung der Zelle mit einem dicken Harzpfropfen verschlossen. Vermutlich reicht das eingesammelte Harz hierzu nicht mehr aus, die Biene wird also abermals auf die Harzsuche gehen müssen. Schließlich werden noch einige kleine Blattfetzen auf den Verschuß gelegt und die Biene beginnt nun gleich wieder mit der Anlage einer neuen Zelle, die der ersten unmittelbar aufsitzt (Tafel II, Fig. 5).

Bei einem Urteil über die Bedeutung dieser komplizierten Nestanlage ist jedenfalls Vorsicht geboten. Weder sind die Blattspiralen imstande, nachrutschende Erd- oder Sandteile aufzuhalten, weil ihre Turgescenz sich zu schnell verliert, noch kann das Harz in Verbindung mit dem Gerbstoffgehalt der Blätter den Schimmelpilzen

unbedingt den Eintritt in die Zelle verwehren, denn frische Zellen mit verpilztem Inhalt sind gar nicht so selten anzutreffen. Jedenfalls schließt eine unversehrte Harzdecke gegen Feuchtigkeit ziemlich lange ab, denn trocken oder feucht im Zimmer aufbewahrte Zellen liefern gleich gut im nächsten, gelegentlich auch erst im übernächsten Jahre Imagines.

Als im Winter 1924/25 die oberflächlichen Schichten, in der unsere Kolonie lag, durch Frostwirkung merklich aufgelockert wurde, suchte ich vergeblich nach Zellen, die bei dieser Auflockerung Druckschäden erlitten haben könnten. Ich konnte mich dann davon überzeugen, daß die spröde Harzschicht in Verbindung mit dem zähen Kokon überraschend starken Druckkräften ausgesetzt werden kann, ohne nennenswerte Deformationen zu erleiden: Eisenbetonprinzip!

Die Metamorphose.

Das Ei der *Trachusa* ist ca. 4,5 mm lang und 2 mm dick.

Seine Form ist elliptisch bei etwas verschmälerter Mittelpartie. Da die Schale nur dünn ist, paßt sich die Längsachse des Eies den Krümmungen der Oberfläche des Futterbreies an (Tafel II, Fig. 6). Man sieht das deutlich, wenn man geöffnete Zellen senkrecht aufstellt, um die Entwicklung von Ei und Larve verfolgen zu können. Es läßt sich hierbei, wie oben bemerkt, nicht vermeiden, daß der Futterbrei in eine, wenn auch nur schwache Gärung übergeht, wobei sich seine Oberfläche stark wölbt. Übrigens vertragen die Eier diese Gärung ganz gut, wenn man sie von Zeit zu Zeit auf frischen Futterbrei überträgt.

Nach Beobachtungen an Eiern aus noch unverschlossenen Zellen, die also höchstens einige Stunden alt waren, beträgt die Entwicklungsdauer (im Zimmer und in geöffneter Zelle) 10 Tage.

Kurz vor dem Schlüpfen der Larven sind ihre Formen im Ei deutlich zu erkennen: Hinter dem vorderen Pol bildet sich eine leichte Einschnürung und der darauf folgende Abschnitt verdickt sich allmählich bis zum letzten Viertel. Die frisch geschlüpfte Larve steckt dann noch einige Zeit mit der hinteren Körperhälfte in der zarten Eihaut und hat wenige Stunden nach dem Schlüpfen die Gestalt angenommen, die in Fig. 2a in der Ansicht von oben dargestellt ist. Ihre Länge beträgt jetzt 5 mm.

Bischoff (1) schreibt pg. 42, 148 bezgl. der postembryonalen Entwicklung der Apiden: „Über die Zahl und den Verlauf der Häutungen ist noch nichts Sicheres bekannt“ Das ist in mehrfacher Beziehung überraschend. Einmal in Anbetracht der so zahl-

reich vorliegenden Arbeiten über Bau und Leben von *Apis*¹⁾, dann aber auch, weil, wie ich glaube, gar nicht einmal allzu große technische Schwierigkeiten der Durchführung einer solchen Untersuchung im Wege stehen, wenn man folgendes berücksichtigt: Ebenso wie bei Insekten mit hemimetaboler Entwicklung das sprungartige Wachstum der einzelnen Sklerite nach der Häutung zwei aufeinander folgende Stadien scharf voneinander trennt, wird man bei einer Untersuchung der Zahl der Häutungen der Hymenopterenlarven ebenso jene Veränderungen untersuchen müssen, die an den stark chitinierten Bestandteilen der Kutikula statthaben, also am Kopf nebst Anhangsorganen und an den Stigmen. Die zarte Kutikula des Rumpfes ist beträchtlich dehnungsfähig und macht daher eine genaue Abgrenzung der Stadien gegeneinander durch Vergleichung der Körperformen sehr schwierig, durch Größenvergleichung unmöglich. Eine zweite Möglichkeit, die Zahl der Larvenstadien bzw. der Häutungen festzustellen ist die direkte Beobachtung des Häutungsvorganges. Das ist bei *Trachusa* relativ leicht möglich. Ich schnitt die Zellen unterhalb des Verschlusspfropfens ab und stellte sie mit Nummern versehen senkrecht in Petrischälchen auf (Tafel II, Fig. 6a u. b). So habe ich Ei und Larve während ihrer ganzen Entwicklung dauernd unter Beobachtung halten können.

Ich will, ehe ich mich der Beschreibung der Larve zuwende, gleich hier bemerken, daß die aus dem Ei geschlüpfte Larve der *Trachusa* im ganzen noch 5 Häutungen durchmacht, mit anderen Worten, *Trachusa* entwickelt sich über 4 Larvenstadien und die Nymphe zur Imago. Die erste und zweite Häutung habe ich mehrfach beobachtet, nur der Verlauf der dritten Häutung, die zur Ruhelarve führt, ist mir unbekannt geblieben. Sie wird sich schwerlich von den beiden ersten unterscheiden und findet sicher noch vor der Anfertigung des Kokons statt, denn ich habe trotz gerade hierauf gerichteter Bemühungen niemals im Kokon die dritte Exuvie gefunden. Ferner ist zu bemerken, daß nicht die Ruhelarve, sondern schon das Stad. III exkrementiert. Der frische Kot besteht aus regelmäßiger kleinen Zylinderchen von dunkelgrüner bis schwarzer Farbe, deren Grundflächen je einen kleinen Kegel tragen (Fig. 7, Tafel II, Fig. 11).

Zunächst einige Worte über die Häutung selbst. Eingeleitet wird dieser Vorgang wie bei so vielen Insekten durch eine Phase herabgesetzter Lebenstätigkeit, die bei den Häutungen zum zweiten bis vierten Larvenstadium keine 24 Stunden dauert und äußerlich

¹⁾ Ich erinnere mich, irgendwo einmal die Bemerkung gelesen zu haben, daß die Larven von *Apis* sich überhaupt nicht häuten sollen. Ich möchte diese Angabe allen Ernstes stark in Zweifel ziehen.

nur durch die Unterbrechung der Nahrungsaufnahme gekennzeichnet ist, im Stad. III auch durch die Beendigung der Kotentleerung und durch die Unterbrechung der nur in diesem Stadium lebhafteren Bewegungen. Dann reißt sehr schnell die Kopfkapsel in der dorsalen Mittellinie vom Scheitel bis zum proximalen Clypeusrande ein, und gleichzeitig platzt die Kutikula der Rumpfsegmente 1—3 in der dorsalen Mittellinie an der Kopfgrenze beginnend und in wenigen Minuten bis zum Hinterrande des dritten Rumpfsegmentes fortschreitend auf. Durch starke Rumpfkontraktionen wird zunächst der neue Kopf aus der alten Kapsel gehoben, die nun naturgemäß an die Ventralfläche des Rumpfes rückt. Die Segmente 1—9 werden in spätestens einer Stunde frei, die drei letzten Segmente bleiben noch eine Zeitlang von der alten Haut umschlossen. So wie sich aber die Larve nur ein wenig bewegt, bleibt die alte Haut am zähen Futterbrei hängen und wird abgestreift. Genau so verläuft die Häutung bei den Larven verschiedener Vespiden und Sphegiden, z. B. *Odynerus spinipes* L. und *Diphlebus* spec. Auch die Häutung zur Nymphe geht nach demselben Modus vor sich. Aus äußeren Gründen habe ich leider keine genauen Daten der Phasen einer solchen Häutung aufnehmen können. Ich will aber nachstehend zwei Beobachtungsprotokolle wiedergeben, die sich auf die Häutung der *Diphlebus*-Ruhelarve zur Nymphe beziehen, welche in derselben Art und Weise wie bei *Trachusa* verläuft. Ich bemerke zu diesen Zeitangaben, daß sich die beobachteten Larven in kleinen Uhrglas-schälchen befanden, denn ich glaube, daß unter natürlichen Bedingungen, also in der engen Zelle die Häutung etwas schneller vor sich gehen wird, da sich hier die Eigenbewegungen des Tieres und die Reibung an der Zellwand beim Abstreifen der Haut gegen-



Fig. 1
Nymphe von *Diphlebus* spec.
Vergr. 5:1.

seitig unterstützen werden. Fig. 1, welche die Nymphe einer nicht näher bestimmten in *Rubus* bauenden *Diphlebus*-Art darstellt, mag die nachfolgenden Protokolle erläutern. Allerdings ist diese Nymphe bereits mehrere Tage alt. Während der Häutung sind aber Mittel- und Hinterbeine weiter nach hinten gestreckt, die Schenkel stehen ungefähr senkrecht und bilden mit den Schienen einen nach unten geöffneten Winkel, wodurch die Tarsen mehr nach hinten zu liegen kommen. Daraus erklären sich einige Widersprüche zwischen den Protokollen und der Figur.

1. 10. III. 1925:

4⁰ nachm. Beginn der Häutung (s. o.)

4¹⁰ Larvenkopfexuvie etwas vor den Mittelhöften. Lebhaftere

Pulsationen des Clypeus und einer schmalen Längsfurche zwischen den Fühlerwurzeln.

- 4¹⁵ nachm. Nach heftigen Bewegungen des Abdomen sind die Fühler frei geworden.
- 4¹⁶ Larvenkopfexuvie unter dem 2. Abdominalsegment. Die Vorderbeine sind frei (s. o.).
- 4¹⁷ Larvenkopfexuvie unter dem 3. Abdominalsegment.
- 4¹⁸ Larvenkopfexuvie unter dem 5. Abdominalsegment. Mittelbeine werden frei.
- 4²⁰ Larvenkopfexuvie unter dem 7. Abdominalsegment. Hinterbeine werden frei.
- 4²⁷ Larvenkopfexuvie am Hinterende.
2. 13. III. 1925:
- 7²⁵ Larvenkopfexuvie unter dem Prothorax. Lebhaftere Pulsationen des Clypeus, schwächere der Stirnfurche.
- 7²⁹ Larvenkopfexuvie wandert. Vorderschenkel und Maxillartaster frei.
- 7³⁰ Larvenkopfexuvie steht.
- 7³¹ Larvenkopfexuvie wandert. Zehn Fühlerglieder frei.
- 7³³ Bewegungen des Abdomens. Fühler ganz frei.
- 7³⁴ Larvenkopfexuvie steht.
- 7³⁵ Larvenkopfexuvie wandert bis unter Abdominalsegment 2. Flügelscheiden frei.
- 7³⁸ Larvenkopfexuvie unter Abdominalsegment 4. Vorderbeine frei.
- 7³⁹ Larvenkopfexuvie unter Abdominalsegment 5.
- 7⁴⁰ Mittelbeine frei.
- 7⁴¹ „ Larvenkopfexuvie unter Segment 6.
- 7⁴² nachm. Larvenkopfexuvie unter Segment 7. Hinterbeine frei.
- 7⁴⁵ Larvenkopfexuvie unter Segment 8¹⁾. Pulsationen des Clypeus schneller. Ein wenig langsamer hebt und senkt sich die ganze Stirnpartie.
- 7⁴⁸ Abdominahanhänge frei.
- 7⁵⁰ Exuvie abgestreift.
- 7⁵² Kontraktionen und Krümmungen der letzten Segmente und Anhänge.
- 8³⁰ Ganz schwache Clypeus- und Stirnpulsationen. Einwanderung von Körnchenkugeln in die Endblase.

Es ist möglich, daß die Häutung der Apidenlarven auf dieselbe Weise in Gang gebracht wird, wie z. B. bei *Dixippus* nach den Untersuchungen E i d m a n n s (Zeitschr. f. Morphologie und Oekologie

¹⁾ Genitalanhänge.

der Tiere 1924, 2. Bd., S. 567 ff.), wo der zum Sprengen der Körperdecke erforderliche erhöhte Innendruck durch Füllung des Darmes mit Luft erreicht wird. Ich beobachtete nämlich mehrmals, und zwar bei Larven im Stad. I und II, die ich zwecks mikroskopischer Beobachtung auf einem Objektträger übertragen hatte, wie in regelmäßigen Abständen kleine Luftbläschen verschluckt wurden. Es kann sich hier um solche Larven gehandelt haben, die kurz vor der Häutung standen, ebensogut ist es aber auch möglich, daß diese Luftaufnahme eine unfreiwillige war, bewirkt lediglich durch die infolge der Nahrungsentziehung gesteigerte Tätigkeit der Mundwerkzeuge.

Bevor ich auf die Einzelheiten der *Trachusa*-Metamorphose eingehe, seien einige allgemeine Bemerkungen gestattet. Wie bei allen seither bekannt gewordenen Larven der Aculeaten besteht auch der Larvenkörper der *Trachusa* aus Kopf und 13 Rumpsegmenten, deren Abgrenzung beim Stad. I unschwer gelingt, bei den Stadien II—IV dagegen zu verschiedenen Auffassungen führen kann. Unsicher bleibt bei Betrachtung nur der äußeren Gestalt, der Ruhelarve insbesondere, die Abgrenzung der Rumpsegmente I—III und die Verteilung der zu ihnen gehörigen Stigmen, da unzweideutige Segmentsgrenzen nur an der Ventralfläche vorhanden sind, an den Seiten und dorsal aber außer diesen noch mehrere Sekundärfalten auftreten, die das Bild verwischen. Enslin trifft die diesbezüglichen Entscheidungen nach der Anordnung der Stigmen und nimmt bei den Apidenlarven eine Verteilung der Stigmen 1 und 2 auf die Segmente 1 und 2 als Regel an, während Segment 3 kein Stigma besitzen soll.

Enslin schreibt (9. S. 205) über die Larve der *Stelis minuta* Lep.: „Bei der Zählung der Segmente kann man sich leicht irren, indem das ziemlich lange erste Rumpsegment durch eine Quersfurche geteilt ist, sodaß man dieses Segment für zwei zählen wird, wenn man sich nicht durch die Lage der Stigmen leiten läßt; tut man dies¹⁾, so erkennt man, daß das erste und zweite Stigma am Hinterende des ersten und zweiten Rumpsegmentes liegt. Das dritte Segment ist klein und keilförmig¹⁾, ohne Stigma, “. Der Abbildung nach erreicht es die Ventralfläche nicht! Derselbe so verdiente Forscher hat nun aber eine Apidenlarve beschrieben, die von *Anthidium lituratum* Pr. (8), bei der die Stigmenverteilung fraglos von dieser Regel abweicht: Die beiden ersten Stigmen liegen nahe dem Vorderrande des 2. und 3. Rumpsegmentes, während das 1. ohne

¹⁾ Von mir gesperrt.

Stigma ist, und genau so ist meiner Auffassung nach die Verteilung der Stigmen bei der Larve von *Trachusa*, trotzdem sich bei dieser Art die Segmentierung zwanglos im Sinne der Enslin'schen Stigmenregel deuten ließe, wenn man nur die äußere Gestaltung berücksichtigt, zumal die *Trachusa*-Ruhelarve, abgesehen von der Größe mit der von Enslin abgebildeten Larve der *Stelis minuta*, große Ähnlichkeit hat (Fig. 3). Es ist aber meines Erachtens unerlässlich, in allen den Fällen, wo die Betrachtung der äußeren Segmentierung allein zu Mehrdeutigkeiten führen kann, nach anderen Kriterien zu suchen. Eindeutig ist aber der Segmentwert irgend eines Körperabschnittes immer dann bestimmt, wenn sich zeigen läßt, daß der äußeren Metamerie eine innere parallel geht, und das gilt in den allermeisten Fällen auch für caenogenetisch modifizierte Larven, wie wir sie von den Hymenopteren kennen. Im Tracheensystem der Apiden — und Aculeatenlarven überhaupt ist nun aber die Metamerie offenbar caenogenetisch gestört [ich erinnere nur an die noch keineswegs geklärte Frage der „Stigmenverschiebung“ bei der Metamorphose zur Nymphe beispielsweise der Vespiden], so daß ich der Anordnung der Stigmen und Tracheen allein keine prinzipiell entscheidende Rolle bei der Abgrenzung der Segmente zuschreiben kann. Ganz entschieden palingenetische Züge trägt dagegen bei den Apidenlarven das Nervensystem des Rumpfes und bekommt dadurch höheren morphologischen Wert. Es erweist sich demnach als notwendig, in zweifelhaften Fällen das Bauchmark zu untersuchen. Dann werden sich bald Lagebeziehungen zu den Segmenten und Stigmen ergeben. Da es mir nicht möglich war, Schnittserien anzufertigen, mußte ich mich auf eine Untersuchung in toto beschränken, die aber doch eine eindeutige Antwort auf unsere Frage ergab. Junge Larven (Stad. I u. II), mit Carnoy fixiert und mit Nelkenöl aufgehell, ergaben gute Übersichtsbilder der Ganglienkeite des Bauchmarks. Betrachtet man bei angemessener Vergrößerung eine so behandelte Larve seitlich und etwas von unten, so sieht man ganz deutlich, daß zwischen der ersten und zweiten Ventralfurche, also unter dem ersten Stigma das zweite Bauchganglion gelegen ist, während das erste Bauchganglion zwischen Kopf und erster Ventralfurche liegt (das Suboesophagealganglion liegt in der ventralen Kopfzone): Demnach ist bei der *Trachusa*-Larve das erste Segment stigmenfrei. Segment 2 bis 11 haben je ein Stigma, welches bei Segment 2 und 3 in der Mitte bei Segment 4 bis 11 nahe dem Vorderrande liegt (Fig. 3).

Ähnlich scheinen mir auch die Verhältnisse bei *Chalicodoma* zu liegen, deren Embryogenese von Carrière und Bürger (2) eingehend untersucht wurde (vergl. hier Tafel XV, Fig. XLIII und XLIV). Auch bei dieser Gastrilegide bestehen direkte Beziehungen zwischen dem zweiten Bauchganglion und dem ersten Stigma, dem dritten Bauchganglion und dem zweiten Stigma u. s. f., sodaß auch hier das erste Segment ohne Stigma ist. Demnach weichen nach unseren jetzigen Kenntnissen mindestens 3 Apidengattungen von der Enslin'schen Stigmenregel ab (*Anthidium*, *Chalicodoma*, *Trachusa*), wenn nicht auch noch für *Stelis* unsere Deutung gültig ist, da ich jenen keilförmigen Abschnitt, den Enslin als drittes Segment anspricht, erst dann als ein solches anerkennen kann, wenn sich zeigen läßt, daß der von Enslin als Segment I bezeichnete Abschnitt allein vom ersten Bauchganglion aus innerviert wird. Die Palmé'sche Formel: „Außer dem Prothorax kommt jedem Segment ein Stigma zu“ gilt also mindestens für einen Teil der Apidenlarven.

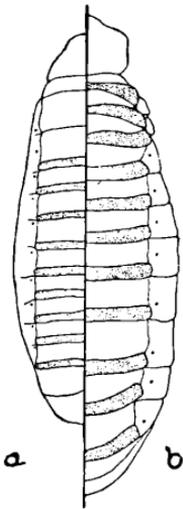


Fig. 2.

Junge Larven von *Trachusa byssina*

Pz. von oben.

a: Stad. I, 12 Stunden alt. b) Stad. II,

einige Stunden nach der Häutung.

Dorsalwülste punktiert. Vergr. 10:1.

Ich gehe nunmehr zur Beschreibung der Larven über. Es wird sich dabei empfehlen, die Entwicklung der einzelnen Organsysteme durch die 4 Larvenstadien hindurch zu verfolgen.

Zunächst die Körperform. Hierin unterscheiden sich Stad. I und II einerseits von III und IV andererseits. Erstere sind stark dorsoventral abgeplattet, letztere \pm drehrund mit ebener aber relativ schmaler Ventralfläche, Unterschiede, die bei Berücksichtigung der Lebensweise ohne weiteres verständlich werden: Stad. I und II schwimmen auf dem zähen Futterbrei, die Stigmen zeigen nach oben, während Stad. III sehr bald nach der Häutung zu ausgiebigeren Drehungen und Bewegungen gezwungen wird, da der jetzt noch vorhandene Futterrivat die Larve garnicht mehr zu tragen imstande ist, da also ein Schwimmen nicht mehr in Frage kommt.

Der stark abgeplattete Querschnitt beim Stad. I und II ist zum großen Teile auf die Gestalt der Pleuralbildungen zurückzuführen. Im Stad. I (Fig. 2a) säumt nämlich eine breite Pleuralfalte beide Flanken. Sie beginnt am Vorderrande des zweiten und endet, ohne irgendwelche Segmentgrenzen an ihren Rändern zu zeigen, am Hinterrande des 11. Segmentes. Nach der ersten Häutung, also im Stad. II, haben sich die

Pleuralpartien des 2. und 3. Segmentes von dieser einheitlichen Falte abgelöst und bilden nun selbständige Höcker, während die Segmente 4—11 wie im Stad. I von einer einheitlichen Pleurfalte umsäumt werden, an der die wenig tiefen Segmentgrenzen immer hin deutlich genug zu erkennen sind (Fig. 2b). Im Stad. III kommt es dann zur Isolierung sämtlicher Pleuralvorsprünge, und wir bekommen nun das Bild, das auch die Ruhelarve (Stad. IV) zeigt. Die Segmente 2—11 tragen jederseits einen Pleuralhöcker, deren Größe vom 2.—6. und 7. Segment zu und von da wieder abnimmt (Fig. 3).

Während demnach die Pleuralbildungen erst nach der zweiten Häutung ihre definitive Gestalt annehmen, bilden sich die Dorsalwülste bereits nach der ersten Häutung in der Form aus, die bis zum Ende des Ruhelarvenstadiums beibehalten wird. Im ersten Larvenstadium tragen nur die Segmente 3—11 an ihren Hinterrändern je einen wenig auffälligen Dorsalwulst (Fig. 2a), zu denen nach der ersten Häutung, also in dem Stadium II, III und IV, zwei weitere kommen, die am Vorderrande des 2. und 3. Segments liegen. Segment 3 hat demnach 2 Dorsalwülste (Fig. 2b und 3).

Die Haut der Larve ist als glatt und glänzend zu bezeichnen. Geringe Runzeln treten bei frisch gehäuteten Tieren auf, ohne sich lange zu halten, nur bei der Ruhelarve sind sie an allen Stellen mit Ausnahme der Höcker und Wülste

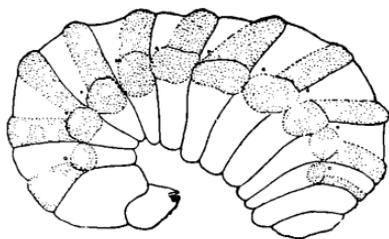


Fig. 3.
Ruhelarve von *Trachusa byssina* Pz.
Dorsal- und Pleuralwülste punktiert.
Vergr. 5 : 1.

zu bemerken. Erst nach der 2. Häutung, also in den Stad. III und IV beobachtet man zahlreiche kleine Borstenhaare. Sie stehen auf den Dorsal- und Pleuralvorsprüngen ein wenig dichter wie an anderen Stellen. Es sind echte Haare, d. h. gelenkig mit der Kutikula verbundene Hohlkörper (in den Figuren nicht gezeichnet). Wie oben bemerkt, wird nach der zweiten Häutung die Larve zu größeren Bewegungen und Drehungen gezwungen und kommt dabei in Berührung mit der Harzauskleidung der Zelle. An heißen Tagen wird aber das Harz so weich, daß die Larvenhaut an ihm kleben bleiben kann, was ich an geöffneten Zellen mehrfach beobachtet habe. Es ist dann fast immer unmöglich, eine festgeklebte Larve unverletzt von der Wand zu lösen. Die zahlreichen Haare sind nun m. E. ein Schutzmittel gegen derartige Gefährdungen, zum mindesten orientieren sie die Larve über die Annäherung an die Zellenwand.

Der Kopf der *Trachusa*-Larve gleicht in seinem Bauplan so ganz dem Kopf der bisher beschriebenen Apidenlarven, daß ich von seiner allgemeinen Beschreibung absehen kann. Ulrich (16) hat in seiner schönen Arbeit über die Mundwerkzeuge der Spheciden die Kopfkapsel + Labrum + Mandibeln in topographischen Gegensatz gestellt zum Labiomaxillarkomplex. Dieser Gegensatz ist bei den Larven aculeater Hymenopteren auch physiologisch recht gut ausgeprägt. Beobachtet man solche Larven beim Freßakt, so entzieht man ihnen die Nahrung, so setzen die Mundwerkzeuge ihre natürlichen Bewegungen fort. Es zeigt sich dabei, daß der ganze Labiomaxillarkomplex durchaus einheitliche Bewegungen ausführt, daß, was bisher garnicht genügend betont zu sein scheint, die Maxillen gar keine physiologisch selbständigen Ausstülpungen darstellen, daß sie vielmehr fest in jenen Komplex hineingearbeitete Organe sind, mit der besonderen Aufgabe, die Mundöffnung bezw. den vor ihr gelegenen Trichterraum seitlich zu begrenzen. Zu selbständigen Bewegungen sind sie garnicht mehr befähigt, da sie mit breiter Fläche in das Labium übergehen. Wenn bei der Imago schon enge räumliche und physiologische Beziehungen zwischen Labium und Maxillen zweifelsohne bestehen, so sind demnach diese Beziehungen bei der Larve weiter ausgebildet. Wir haben in dieser Verschmelzung einen bemerkenswerten Fall caenogenetischer Veränderung zu konstatieren als weitere Stütze für die ja wohl unbestrittene Einordnung der Hymenopterenlarven in die Gruppe der tertiären Larven.

Nun ist die Kopfkapsel mit ihren Anhangsorganen eigentlich der einzige Körperteil, der vergleichende Messungen gestattet, als deren Resultat die Feststellung von vier Larvenstadien oben bereits bemerkt wurde. Da lebende Tiere wegen ihrer ständigen Bewegungen nur schwer unter das Okularmikrometer zu bringen waren, beschränkte ich mich bei diesen auf eine wiederholte Messung der maximalen Kopfbreite und bekam dadurch Resultate, die von den Messungen an konserviertem Material nur minimal abwichen, soweit eben bei diesen kleinen aber stark plastischen Objekten mit den mir zur Verfügung stehenden Hilfsmittel (Okularmikrometer) genaue Werte ermittelt werden konnten.

Die postembryonale Entwicklung des Kopfes besteht lediglich in einer Größenzunahme. Schon im Stad. I sind alle Organe topographisch und gestaltlich festgelegt, abgesehen von Einzelheiten, auf die ich noch zu sprechen komme (Fig. 4—7). Die Sprünge zu den einzelnen Stadien sind prozentual gleichmäßig. Der äußere Umriß des Kopfes, schräg von vorn und oben betrachtet, ist in den beiden ersten Stadien relativ breiter wie in den beiden letzten.

Dazu kommt eine mit jedem Stadium zunehmende „Prognathie“, die mir in enger Beziehung zur Nahrungsaufnahme zu stehen scheint: Die dorsale Medianlinie des Kopfes bildet mit der Tangente, die man von der Mitte der Oberlippe an die Unterlippe legt, einen

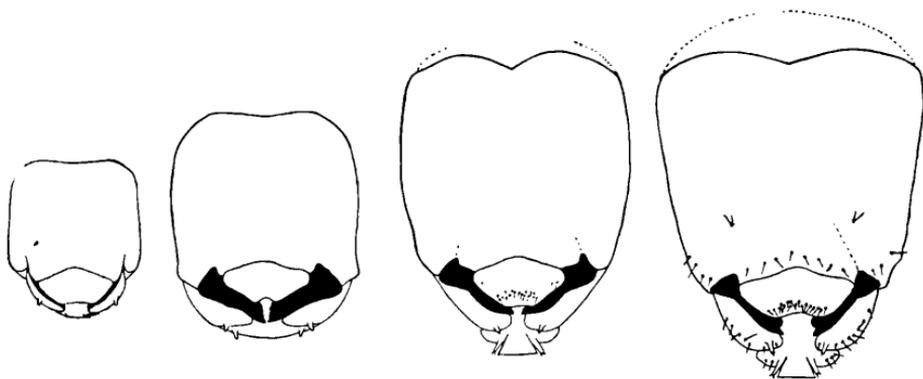


Fig. 4.

Fig. 5.

Fig. 6.

Fig. 7.

Köpfe der Larvenstadien I–IV von *Trachusa*. Vergr. 14:1.

Winkel, der nach jeder Häutung wächst (Fig. 8). Im Stad. I und II beträgt er ca. 90° , d. h. die Vorderfläche des Kopfes mit den Mundwerkzeugen ist schräg nach vorn und unten gerichtet: wir erinnern uns, daß eben diese Stadien flach auf dem Futterbrei schwimmen und so, ohne starke Bewegungen des Kopfes ausführen zu müssen, die Nahrung mit den Man-

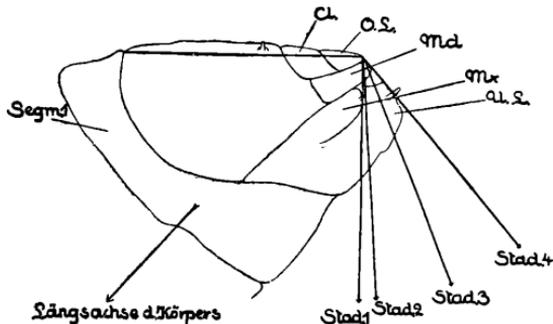


Fig. 8.

Kopf der Ruhelarve von *Trachusa*, seitlich. Erklärung im Text. Cl. = Clypeus, O. L. = Oberlippe, Md = Mandibel, Mx = Maxille, U. L. = Unterlippe. Vergr. 15:1.

dibeln in die Mundöffnung hineinbefördern können. Beim Stad. III ist dieser Winkel wesentlich gewachsen. Dieses Stadium muß den Rest des Futters von den Wänden absuchen und vor allem die Reste, die an den tiefsten Stellen der Zelle liegen: die Mundöffnung zeigt jetzt nach vorn. Die Ruhelarve gebraucht ihre Mundwerkzeuge nur noch beim Spinnen und wird hierbei durch die weiter gesteigerte Prognathie unterstützt. (Die eben geschilderten Verhältnisse sind in Fig. 4–7 nicht zu erkennen, da ich hier absichtlich den Labiomaxillarkomplex etwas vorgezogen gezeichnet habe, weil ich mit dieser Figur lediglich die Größenverhältnisse darstellen will.)

Durchaus gleichmäßig ist auch die Wachstumszunahme der

Mandibeln (Fig. 9—11). Sie gleichen einer Pflugschar, deren Oberkante in einem kurzen Zahn ausgezogen ist und deren nach innen und unten gerichtete Lade feinste Zähnchen trägt, die aber nur bis zum Stad. III ausgebildet werden (Fig. 9—11), wo sie fast die ganze Länge der Pflugscharschneide besetzen, während sie in den beiden ersten Stadien mehr auf die Spitzenpartie beschränkt sind. Im Stad. IV (Fig. 12) fehlen sie stets. Die Bedeutung der stark chitinierten Platte der Unterlippe (nur in den Stad. III (Fig. 6) und IV (Fig. 7) ist mir unbekannt geblieben. Sie mag beim Spinnen eine Rolle spielen, denn dicht hinter ihrem Ursprung münden die Spinnendrüsen. Sie wurde auch bei anderen Apidenlarven beobachtet. Die Oberlippe ist in den Stad. III (Fig. 6) und IV (Fig. 7) mit zahlreichen Tasthaaren besetzt, die in den Stad. I (Fig. 4) und II (Fig. 5) fehlen.

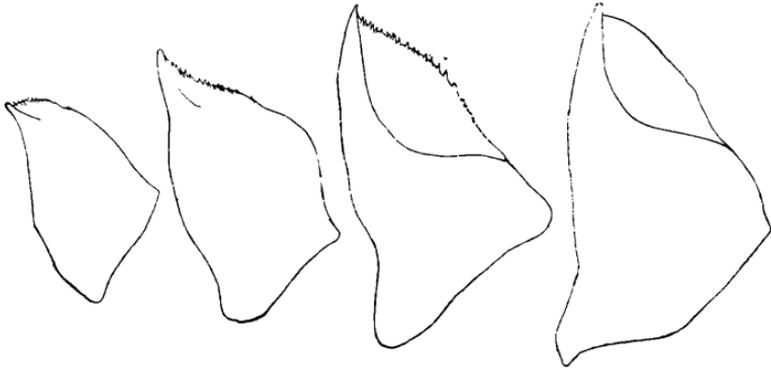


Fig. 9 Fig. 10 Fig. 11 Fig. 12
Mandibeln der Larvenstadien I—IV von *Trachusa*. Vergr. 70:1.

Ich lasse nun noch zwei Tabellen folgen. Die erste gibt die Durchschnittsergebnisse meiner Messungen wieder, die zweite gibt eine Zusammenstellung aller der Merkmale, durch welche die einzelnen Stadien ohne Messung voneinander unterschieden werden können.

Tabelle I.
(Alle Angaben in mm.)

Stadium	I	II	III	IV
Mittlere Länge der Kopfkapsel bis zum Vorder- rand des Clypeus .	0,63	0,88	1,25	1,28
Größte Breite des Kopfes	0,93	1,25	1,51	1,75
Länge der Oberlippe	0,15	0,25	0,35	0,36
Breite der Oberlippe	0,40	0,61	0,65	0,72
Länge der Borsten der Oberlippe	—	—	0,025	0,036
Länge der Mandibeln (außen)	0,34	0,45	0,55	0,57
Breite der Mandibeln (an der Basis von der Seite gesehen)	0,15	0,20	0,30	0,35
Abstand der Stirnfühler	0,44	0,70	0,88	0,93
Borsten der Rumpsegmente .	—	—	0,13	0,15
Durchmesser der Stigmen	0,053	0,088	0,125	0,150

Tabelle II.

Stadium	I	II	III	IV
Körperquerschnitt	abgeplattet		walzig	
Pleuralbildungen	einheitliche Pleuralfalte an den Segment. 2-11	Pleuralhöcker a. d. Segm. 2 u. 3; einheitl. Pleuralfalte an den Segment. 4-11	Pleuralhöcker an Segm. 2-11	
Dorsalwülste	am Hinterrande vom Segment 3-11	am Vorderrande vom Segment 2; am Vorder- u. Hinterrande vom Segment 3; am Hinterrande der Segmente 4-11		
Haut	nackt		behaart	
Oberlippe	ohne Sinnesborsten		mit Sinnesborsten	
Mandibeln	innerer Kaurand fein gezähnt			nicht gezähnt

Der Kokon.

Sehr bald nach der Häutung beginnt die Ruhelarve mit der Anfertigung des Kokons, dessen Bau in Fig. 13 schematisch wiedergegeben ist. Friese (12) berichtet allerdings, daß der Kokon erst im nächsten Frühjahr angefertigt wird. Diese Beobachtung trifft nicht zu, ebensowenig wie seine Angabe, daß der Kokon dünnwandig sei; das Gegenteil ist richtig (s. u.).

Zunächst überzieht die Larve die ganze innere Oberfläche der Zelle mit einer dünnen Haut aus einem schnell erhärtenden Schleim, die unter dem Mikroskop betrachtet, folgendes Bild ergibt (Fig. 14 und Fig. 13, 1. In einer durchscheinenden Schicht, die beim Aufhellen mit Nelkenöl optisch fast verschwindet, sind sehr feine Fäserchen locker eingebettet, zwischen

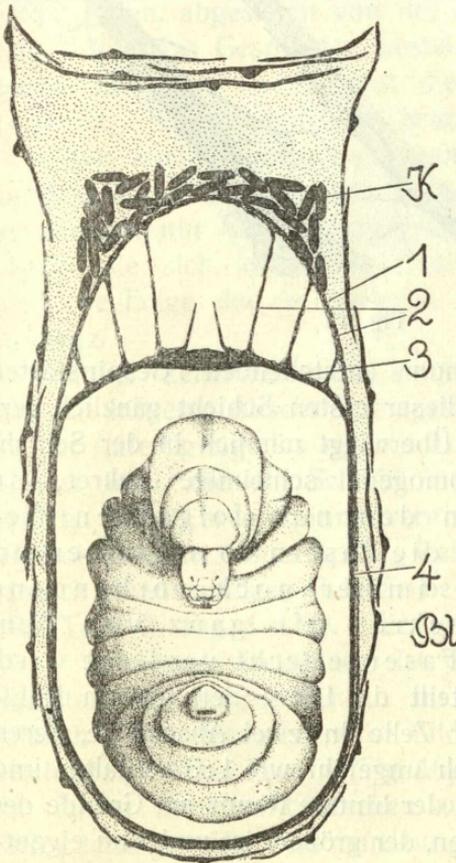


Fig. 13

Schematischer Längsschnitt durch eine Zelle mit Kokon und Ruhelarve (ventral). K = Kot, Bl = Blätter. Die übrigen Bezeichnungen im Text. Harz punktiert gezeichnet. Vergr. ca. 5:1. (Die Larve ist etwas zu klein gezeichnet!)

denen Pollenkörner und andere Partikelchen liegen. Die dicksten dieser Fasern haben einen Durchmesser von 3 bis 4 μ und sind hohl. Bringt man sie nämlich direkt in Nelkenöl, so kann die in ihnen eingeschlossene Luft nicht mehr entweichen und die Fasern erscheinen dem Auge bei durchfallendem Licht schwarz. Läßt man aber die Haut zunächst eine Zeit lang in Alkohol liegen und hellt man dann mit Nelkenöl auf, so werden die Fasern erst bei stärkerer Ablendung sichtbar, da sie in ihrem Brechungsindex nur wenig von der homogenen Grundschicht abweichen. Im ganzen betrachtet hat diese Haut strukturell viel Ähnlichkeit mit dem durch sichtigen Wandhäutchen der *Colletes*- und *Prosopis*-Zellen, nur daß in diesen Gebilden die Fäserchen sehr spärlich vorhanden sind und manchmal ganz zu fehlen scheinen.

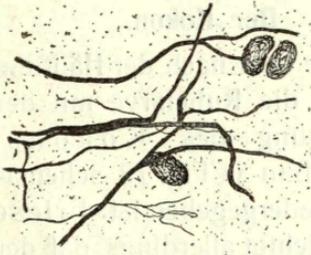


Fig. 14

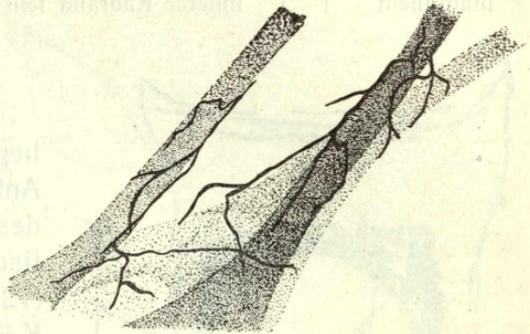


Fig. 15

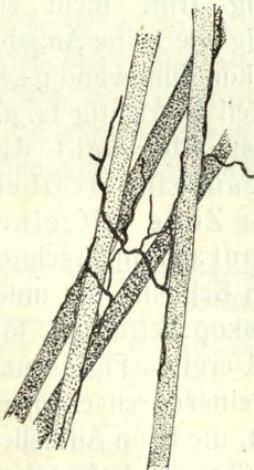


Fig. 16.

Fig. 14 16

Gespinnste aus dem Kokon
von *Tr. byssina* Pz.
Erklärung im Text.
Vergr. 200 : 1.

Die nun entstehenden Gespinstarten sind von dieser ersten Schicht gänzlich verschieden. Überwiegt nämlich in der Schicht 1 das homogene schleimige Sekret, so treten in den nun folgenden Gespinsten die Fasern so stark hervor, daß das immer noch vorhandene Schleimsekret oft ganz von dem dichten Fasergeflecht verdeckt wird. Zunächst teilt die Larve den ganzen Hohlraum ihrer Zelle in zwei Abschnitte, deren Längen sich ungefähr wie 1:3 verhalten und von denen der hintere Raum, am Grunde der Zelle gelegen, der größere ist und zum eigentlichen Kokon wird. Der vordere Raum entsteht nun offenbar so, daß zunächst seine seitliche und vordere Wandung mit der Schicht 2 überzogen wird. Die Larve be-

ginnt dabei an den seitlichen Stellen und zieht nun in auffallend regelmäßigen Abständen von der äußeren Wand aus Strebepfeiler (2) in den Hohlraum der Zelle hinein, deren freie Enden zu der Schicht 3 (Fig. 13), also der ersten Trennungsfäche der vorderen und hinteren Larvenkammer ineinander übergehen. Diese Strebepfeiler bilden in der Regel in ihrer Gesamtheit zwei bis drei konzentrische Kreise um die in der Längsachse der Zelle liegende gleich noch zu besprechende Spitze des eigentlichen Kokons (Fig. 13). Aus eben dieser Figur wird man erkennen, daß die schwächste Stelle der ganzen Zelle die Seitenwand dieser vorderen Kammer ist. Naturgemäß läßt sich eine ältere Zelle an dieser Stelle leicht abbrechen und man sieht dann von oben diese zwei oder drei konzentrischen Ringe (Tafel II, Fig. 1 u. 4). Das mikroskopische Bild dieser Fasern, die wie alle nun folgenden Schichten glänzend braun aussehen, läßt zwei Gespinstelemente unterscheiden, abgesehen von der strukturlosen Grundsicht. Die Hauptmasse des Gespinstes besteht aus braungelben sehr dicken Fasern (15—25 μ) — es sind die dicksten Fasern des Kokons überhaupt —, die von feinen, anscheinend soliden dunkelbraunen bis schwarzen Fäserchen unspinnen werden (Fig. 15). Die angegebene Dicke der an erster Stelle genannten Fasern dieses Gespinstes gilt nur für ihre mittleren Strecken, an ihren Enden verbreitern sie sich stets und verschmelzen auch miteinander, als natürliche Folge der ja zunächst plastischen Beschaffenheit ihrer Substanz.

Ist der Zellenhohlraum so in den kleineren vorderen und größeren hinteren Abschnitt aufgeteilt, dann beginnt die Ruhelarve mit der Anfertigung des eigentlichen Kokons, der von der Schicht 4 gebildet wird, die der Schicht 1 unmittelbar anliegt und mit ihr verklebt. Die Larve spinnt vermutlich zunächst die zentral am Kopfpol gelegene hohle Spitze, welche als relativ großes, aber auch ziemlich dünnwandiges Gebilde beim Öffnen einer Zelle sofort auffällt (Tafel II, Fig. 1 u. 4). Sie geht direkt in den Hauptkokon über. Von innen betrachtet ist der Hauptkokon braunrot, seine innersten Faserlagen glänzen im frischen Zustande gelegentlich weißlich. Das mikroskopische Bild dieser Schicht zeigt durchaus gleichmäßig dicke Fasern (Fig. 16), die ähnlich wie bei Schicht 2 von feinen dunklen Fäserchen unspinnen werden. Irgendeine Verbreiterung oder Verschmelzung von Fasern kommt in dieser Schicht nicht vor. Die hyaline Grundsubstanz tritt stark zurück. Ihrer Masse nach stellt diese Schicht (4) den wichtigsten Bestandteil des Kokons dar und sie ist es auch, der das ganze Gebilde die große Widerstandsfähigkeit verdankt. Schließlich wird ein

viertes Gewebe gebildet (Fig. 13) eine linsenförmige Platte, die nun die bis jetzt noch offene Spitze von unten her abschließt. Schleimige Sekrete und dunkle Fäserchen fehlen in diesem Gewebe ganz. Die substanzuell gleichartigen Fasern nehmen von $18\ \mu$ Dicke im Maximum durch alle Übergänge bis zu den feinsten Kalibern ab und zeigen damit die erlahmende Leistungsfähigkeit der Spinndrüse deutlich an. Diese Verschlussplatte läßt sich übrigens unschwer als ganzes von ihrer Unterlage abheben.

Der Bauplan des *Trachusa*-Kokons stellt nichts wesentlich Neues dar, wengleich er einen der kompliziertesten der bisher bekannt gewordenen Aculeatenkokons zu sein scheint. Über die Bedeutung der einzelnen Kokonabschnitte, besonders der vorderen Kammer und der Spitze ein Urteil zu fällen, ist nicht ganz leicht. Auffällig ist jedenfalls, daß bei solchen Apiden, Sphegiden und Vespiden, die normalerweise einen Freikokon spinnen, außer diesem sehr häufig wenigstens noch ein Teil der Zellwand mit Gespinstüberzügen verschiedener Art versehen wird, und zwar fast immer in der vorderen Zone als Ausdruck wohl der von Enslin wiederholt betonten Tendenz zur Verstärkung des vorderen Poles. Ich möchte zu diesem Thema folgende Anregung geben, der weitere Untersuchungen demnächst folgen werden: Offenbar sind nicht nur der *Trachusa*-Kokon, sondern auch ähnliche Gebilde anderer Aculeaten, wie mir scheinen will, Interferenzerscheinungen zweier gelegentlich einander entgegenstehenden Instinkte. Der erste, er möge als „Wandkokoninstinkt“ bezeichnet werden, zwingt das Tier, den ganzen Hohlraum, in welchem es liegt, mit Gespinstüberzügen zu versehen. Demgegenüber steht der „Freikokoninstinkt“, der zur Anfertigung möglichst enger Hohlräume treibt. Folgender Versuch bringt mich auf diesen Gedanken: Ich habe ausgewachsene Larven mehrerer *Hoplopus*- und *Ancistrocerus*-Arten, die in Lehmwänden bauen, zu einer Zeit als sie kurz vor der Anfertigung des Kokons standen in kleine Glas-tuben gebracht, deren Ausmaße jedoch viel größer waren wie die der natürlichen Brutzellen. Alle diese Larven spannen nun einen Wandkokon, dessen Fläche die des natürlichen um ein vielfaches übertraf, je nach der Größe des zur Verfügung stehenden Raumes, der nach Möglichkeit ausgenutzt wurde, soweit das eben die Leistungsfähigkeit der Spinndrüse zuließ (Wandkokoninstinkt). Nahm ich aber Tuben vom 2- bis 3-fachen Volumen des natürlichen Brutraumes, so spannen die Larven zunächst einen Wandkokon, dann aber außerdem einen Freikokon, welcher relativ dünn war, gleichfalls wohl

als Zeichen für die Erschöpfung der Spinndrüse; normalerweise spinnen aber diese in Lehmwänden bauenden Arten nur Wandkokons. Ähnliches beobachtete Popovizi-Basnozanu (14), der mit *Osmia rufa* L. experimentierte (vergl. dort Fig. 3).

Unter obigem Gesichtspunkt betrachtet sind die äußere dünne Wandschicht 1 und die vordere Kokonkammer des *Trachusa*-Kokons der Niederschlag des Wandkokoninstinktes, während die Querwand mit der Spitze ihre Entstehung der Tendenz des Freikokoninstinktes verdankt. Zwingt man nämlich eine *Trachusa*-Larve zur Anfertigung des Kokons in eine Zelle, deren oberer Teil ungefähr in Höhe der späteren Querwand abgeschnitten wurde, so kommt es auch nicht zur Ausbildung der vorderen Kammer und der Strebepfeiler, von denen Reste als unregelmäßige Fasermassen in der Umgebung der normal ausgebildeten Spitze zu beobachten sind. Schneidet man die Zelle etwas oberhalb der Stelle ab, wo die zukünftige Querwand liegen wird, so sind noch unnormale Ansätze einer vorderen Kammer seitlich zu beobachten, soweit eben die Zellwand reicht. (Tafel II, Fig. 1 a.)

Eine geringe Anzahl der beobachteten Zellen war von einer Diptere befallen. Außerdem fand ich in mehreren Zellen die Triungulinuslarve einer Meloide und zwar aus der Gruppe *Sitaris-Lytta*, die ich bis zur Pseudonymphie weiter ziehen konnte. Da mir diese aber verloren gingen, sehe ich von der Veröffentlichung der gewonnenen Beobachtungen vorläufig ab, weil ich demnächst weiteres Material zu erhalten hoffe. Eine genaue Bestimmung an Hand der vorliegenden Literatur war nicht möglich.

Schriftennachweis.

1. Bischoff, H. (in P. Schulze, Biologie der Tiere Deutschlands) 1923, Teil 42.
2. Carrière u. Bürger, Die Entwicklung der Mauerbiene (*Chalicodoma muraria* Fabr.) im Ei. Nova Acta Acad. Leop.-Carol. Halle 1889, Bd. 49, S. 259 ff.
3. Enslin, E., Beiträge zur Kenntnis der Hymenopteren I. Deutsche Ent. Zeitschr. 1921, S. 59 ff.
4. — ders., Beiträge zur Kenntnis der Hymenopteren II. ebenda. 1921, S. 279.
5. — ders., Beiträge zur Biologie der Hymenopteren I. Arch. für Naturg. 88 A₅. 1922, S. 127 ff.
6. — ders., Zur Biologie von *Solenius rubicola* und seine Parasiten. Konowia 1922, Bd. I, S. 1 ff.
7. — ders., *Linotus delphinalis* Gir. 1922, ebenda, S. 241 ff.
8. — ders., Beiträge zur Kenntnis der Hym. III. Deutsche Ent. Ztschr. 1923, S. 169 ff.
9. — ders., Beiträge zur Kenntnis der Hym. IV, ebenda, 1925, S. 177 ff.
10. Ferton, Ch., Nouvelles observations sur l'instinct des Hyménoptères gastrilégides de France et de Corse. Act. Soc. Linn. Bordeaux LII. 1897, S. 46/47, Pl. IV.

11. Friese, H., Die Europäischen Bienen (*Apidae*). 1923, S. 295/297.
12. — ders., *Apidae I. Megachilinae* (Tierreich, Lief. 28). 1911, S. 326/27.
13. Perez, I. H., Catalogue des Mellifères du Sud-Ouest. Act. Soc. Linn. Bordeaux 1890, T. 44, S. 148.
14. Popovici-Basnozanu, A., Experimentelle Studien über *Osmia rufa* L. Z. wiss. Ins.-Biol. Bd. VI, 1910, S. 224—228.
15. Reuter, O. N., Lebensgewohnheiten und Instinkte der Insekten. Berlin 1913
16. Ulrich, W., Die Mundwerkzeuge der Spheciden. Zeitschr. für Morphologie und Biologie der Tiere. 1924, Bd. I, S. 539 ff.

Erklärung der Tafelfiguren.

- Fig. 1a. Anormaler Kokon, s. Text S. 83.
 Fig. 1b u. 4. 3 Kokons, vordere Kammer entfernt. Querwand mit Spitze und Strebepfeilern.
 Fig. 2. Zwei aufgeschnittene Zellen. Man beachte die Anordnung der Streifen und die am Vorderende (a. links, b. rechts) befindlichen Harzmassen, die später zum Verschluss gebraucht werden (a. Fagus, b. Crataegus).
 Fig. 3 u. 7. Zwei noch offene Zellen.
 Fig. 5. Nestanlage mit 5 Zellen (Rubus).
 Fig. 6a. Larve, Stad. I., ein Tag alt.
 Fig. 6b. Ei.
 Fig. 6c. Harzballen am Grunde einer frischen Zelle.
 Fig. 8. Blattgarnitur einer frischen Zelle (Fagus).

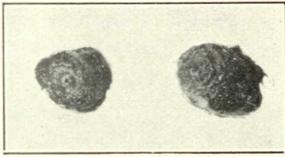
Beobachtungen an Blattminen.

Von J. Seidel, Habendorf (Schles.).

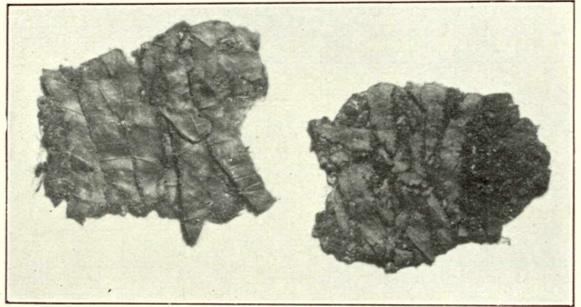
(Mit 7 Abbildungen.)

(Fortsetzung aus Nr. 2/3, Bd. XXI.)

5. In dem Aufsatz „Über die Larvenminen einiger Orchestini“ von Kleine (L.-V. Nr. 7) wird eine Mine an *Alnus* beschrieben, die *Orchestes testaceus* Müll. (= *scutellaris* F.) angehören soll. Sie wird als Platzmine ohne „schmalen Basalteil“ beschrieben. Es könne an ihr „in keinem Falle auch nur die geringste Anlehnung“ an die Mine von *Orchestes fagi* L. festgestellt werden. Es tut mir leid, der sonst so wertvollen, fleißigen Arbeit bezüglich dieser Art widersprechen zu müssen. Die Minen, die Herr Kleine auf den Seiten 27 und 44—47 beschreibt, wie die in den Figuren 35—37 abgebildeten, sind nicht durch *Rhynchaenus (Orchestes) testaceus* Müll. erzeugt. Die Angaben von Bouché und v. Frauenfeld über diese Mine, die Kaltenbach (a. a. O.) p. 590 und p. 602 zitiert, sind recht unbestimmt. Verfasser fand die Mine dieses Rübblers im Mai und Juni der letzten Jahre bei Habendorf an *Alnus glutinosa* Gaertn. und *Alnus incana* D. C. und züchtete den



a b
Fig. 1.



a b
Fig. 2.

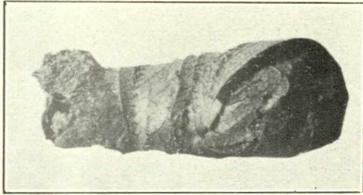


Fig. 3.

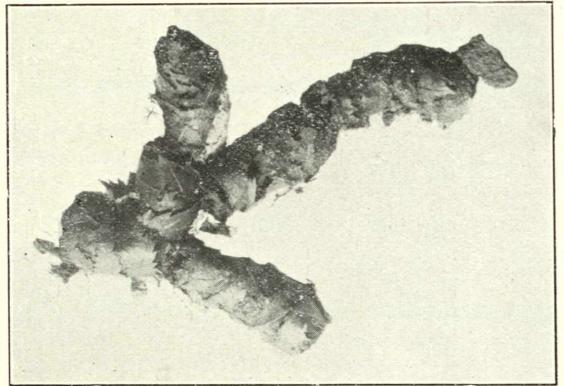


Fig. 5.

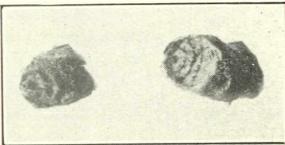
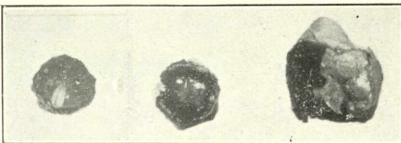


Fig. 4.



a b c
Fig. 6.

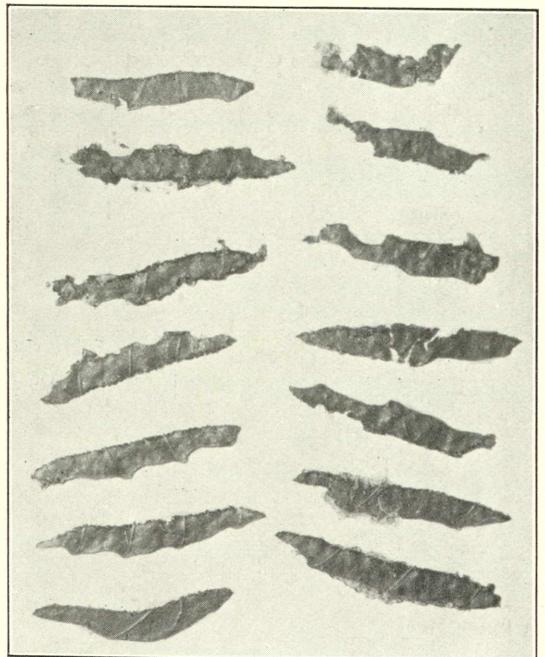


Fig. 8.

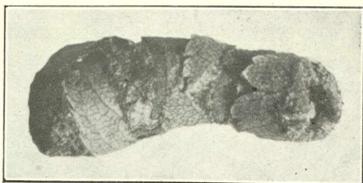


Fig. 7.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Zeitschrift für wissenschaftliche Insektenbiologie](#)

Jahr/Year: 1926

Band/Volume: [21](#)

Autor(en)/Author(s): Hachfeld Georg

Artikel/Article: [Zur Biologie der Trachusa byssina Pz. \(Hym., Apid., Megach.\) 63-84](#)