

BEITRÄGE ZUR ENTOMOLOGIE

9. BAND · NUMMER 3/4 · BERLIN · JUNI 1959

Zur Kenntnis von *Strongylogaster xanthoceros* (Steph.) und *Strongylogaster lineata* (Christ) und ihrer Parasiten

(Hymenoptera: Tenthredinidae & Ichneumonidae; Diptera: Larvaevoridae)

GÜNTER WELKE

Deutsches Entomologisches Institut
der Deutschen Akademie der Landwirtschaftswissenschaften zu Berlin
Berlin-Friedrichshagen

(Mit 61 Textfiguren)

Inhalt

	Seite
Einleitung	234
Material und Methodik	235
I. Zur Morphologie, Bionomie und Gradologie von <i>Strongylogaster xanthoceros</i> (Steph.) und <i>Strongylogaster lineata</i> (Christ)	236
A. Morphologie	236
1. Imago	236
a) Weibchen	236
b) Männchen	240
2. Ei	244
3. Larve	245
4. Puppe	251
B. Bionomie	251
1. Lebensraum	251
2. Imago	253
3. Larve	256
4. Verpuppung und Überliegen	259
C. Gradologie	260
1. Allgemeines	260
2. Parasiten	261
3. Praedatoren	263
4. Krankheiten	263
II. Die wichtigsten Parasiten der beiden Blattwespenarten	264
A. Ichneumoniden	264
1. <i>Cubocephalus anatorius</i> (Grav. 1829)	264
2. <i>Cubocephalus distinctor</i> (Thbg. 1822)	274
3. <i>Alexeter niger</i> (Grav. 1829)	279

B. Larvaevoriden (Tachiniden)	287
1. <i>Blondelia nigripes</i> (Fall. 1820)	288
2. <i>Bessa selecta</i> (Meig. 1824)	289
Zusammenfassung	289
Benutzte Abkürzungen	290
Literatur	291

Einleitung

Den Anlaß zu der vorliegenden Arbeit gab das in den vergangenen Jahren wiederholt beobachtete, starke Auftreten von Larven der zwei Blattwespen-Arten *Strongylogaster xanthoceros* (Stephens) und *Strongylogaster lineata* (Christ) (Tenthredinidae; Selandriinae) am Adlerfarn (*Pteridium aquilinum*) im Stadforst Berlin-Friedrichshagen. Schon RATZEBURG (1844) machte darauf aufmerksam, daß *Strongylogaster lineata* (Christ) als „täuschendes Forstinsekt wohl zu beachten“ ist und gab ihr den Namen „täuschende Kiefern-rindenblattwespe“, weil sich ihre Larven zur Überwinterung in die Borke benachbarter Kiefern einbohren, ohne jedoch der Kiefer dabei zu schaden. Sie täuschen also gewissermaßen vor, Forstschädlinge zu sein. Heute umfaßt die von DAHLBOM (1835) aufgestellte Gattung *Strongylogaster*, in die von ROSS (1937) auch die Gattungen *Thrinax* Konow und *Pseudotaxonus* A. Costa einbezogen wurden, in Mitteleuropa acht an verschiedenen Farnen fressende Spezies. Vier der acht Arten werden in der Literatur (ENSLIN, 1912—18; BENSON, 1952; LORENZ & KRAUS, 1957) als an Adlerfarn fressend genannt; nur zwei davon, *Strongylogaster xanthoceros* und *Str. lineata*, kamen in den Untersuchungsjahren an den Adlerfarnbeständen der Kiefernwälder bei Berlin vor. Das so starke Auftreten dieser beiden Blattwespen-Arten bot die Möglichkeit, ihre bisher nur sehr unvollständig bekannte Morphologie, Bionomie und Gradologie eingehender zu untersuchen und somit unsere Kenntnis über diese, auch dem Forstmann sehr auffallenden, Arten zu erweitern.

Die Untersuchung wurde im Frühjahr 1955 begonnen und anfänglich auf die Morphologie und Bionomie von *Strongylogaster xanthoceros* beschränkt. Auf den erzielten Ergebnissen fußend wurde sodann in den Jahren 1956 und 1957 auch die Morphologie, Bionomie und Gradologie von *Strongylogaster lineata*, sowie der wichtigsten Parasiten der beiden Blattwespen-Arten untersucht.

Zu Dank verpflichtet bin ich dem Direktor des Deutschen Entomologischen Institutes, Herrn Prof. Dr. H. SACHTLEBEN für die Genehmigung zur Durchführung der Arbeit im Rahmen eines Forschungsauftrages und die Bestimmung der Ichneumoniden — Herrn ROBERT B. BENSON, British Museum (Nat. Hist.) London, für die Überprüfung der Bestimmung der Tenthrediniden — Herrn Prof. Dr. W. HENNIG, Deutsches Entomologisches Institut, für die Bestimmung der Tachiniden und vor allem Herrn Dr. W. SCHWENKE, für die Überlassung des Themas, für viele wertvolle Ratschläge und das Interesse, das er dem Zustandekommen der vorliegenden Arbeit jederzeit entgegengebracht hat.

Material und Methodik

Das Ziel der Arbeit, die Morphologie, Bionomie und Gradologie sowohl von *Strongylogaster xanthoceros* (Steph.) und *Str. lineata* (Christ) als auch ihrer Parasiten möglichst vollständig darzustellen, machte es notwendig, neben den Freilandbeobachtungen, planmäßige Zuchten der Imagines und vor allem der Larven durchzuführen.

Das Ausgangsmaterial — überwinternde Strongylogaster-Larven und Parasiten-Kokons — erhielt ich durch vorsichtiges Abtragen der Borke befallener Kiefern. Die aus den Bohrgängen herausgelesenen Larven wurden zwischen Filtrierpapier in Petrischalen gebracht, in denen sie sich gut hielten (maximal 3 Jahre), wenn das Filtrierpapier von Zeit zu Zeit leicht angefeuchtet wurde. Die Parasitenkokons wurden einzeln in Glasröhrchen gehalten.

Der zur Eiablage nötige Adlerfarn erwies sich in der Haltung als außerordentlich empfindlich. Da im ersten Untersuchungsjahre weder Topfkulturen noch Wasserkulturen zum Ziele führten und Freilandzuchten direkt im Walde aus verschiedenen Gründen nicht durchführbar waren, verpflanzte ich im Frühjahr 1956 den Farn, dessen Sprosse noch unter der Moosdecke waren, mit großen Erdballen auf das Institutsgelände. Über den nun gut austreibenden Farn setzte ich am Boden offene Gazezuchtkästen (60 × 40 × 50 cm) mit Beobachtungsscheibe, in denen die Imagines gehalten wurden. Als Nahrung bot ich den Blattwespen Zuckerwasser (von Viskoseschwämmchen aufgesogen) mit Erfolg an. Die aus den Zuchten erhaltenen Larven bildeten in erster Linie das Material für die morphologischen Untersuchungen, während für Vergleichszwecke sowie zur Aufzucht nicht parasitierten Larvenmaterials auf im Freien abgelegte Eier zurückgegriffen werden mußte. Diese Eier wurden mitsamt ihrer Unterlage (den Farnfiederblättchen) eingesammelt und in Petrischalen auf angefeuchtetes Filtrierpapier gebracht. Da nur Eier mitgenommen wurden, in denen die Junglarve schon deutlich zu erkennen war, erfolgte das Schlüpfen bereits nach ein bis zwei Tagen.

Die Larvenzucht erfolgte ebenfalls in mit feuchtem Filtrierpapier ausgelegten Petrischalen. Infolge der sich einstellenden 100% Luftfeuchtigkeit hielt sich der empfindliche Farn, der einfach auf das Filtrierpapier gelegt wurde, sehr gut und war die Entwicklung der Larven zufriedenstellend. Die bei dieser Haltung festgestellte Mortalität von etwa 8% ist als niedrig zu bezeichnen. Zum Einbohren wurde den Larven des letzten Stadiums Kiefernborke gereicht. Eine Massenzucht der Larven in Gazezuchtkästen an im Wasser stehenden Farnsprossen mußte am nächsten Tage abgebrochen werden, da der Farn welkte und die Larven die Nahrungsaufnahme verweigerten. Somit erwies sich die oben beschriebene Zuchtmethode in Schalen für Strongylogaster als am zweckmäßigsten, zumal laufende Vergleiche der Laborzuchten mit den freilebenden Larven bezüglich der morphologischen und bionomischen Daten volle Übereinstimmung ergaben.

Zur exakten Erfassung der einzelnen Larvenstadien und ihrer Besonderheiten führte ich nach der gleichen Methode für beide Arten je eine Einzelzucht durch, wozu ich in jeweils 40 Petrischalen (Ø 8 cm) je eine Larve hielt, deren morphologische und bionomische Daten täglich, in besonderen Fällen (z. B. Häutung) auch stündlich, in Karteikarten eingetragen wurden.

Den Grundstock der Parasitenzuchten bildeten die aus den gesammelten Parasiten-Kokons schlüpfenden Ichneumoniden. Die Imagines wurden nach dem Schlüpfen paarweise in Petrischalen (Ø 10 cm) gebracht, in denen sofort die Kopulation erfolgte, wenn die Weibchen frisch geschlüpft waren.

Die Weibchen des Larvenparasiten *Alexeter niger* (Grav.) hielt ich weiterhin in Petrischalen und bot ihnen zum Anstich nacheinander Strongylogaster-Larven verschiedener Stadien an, die von den Weibchen auch angenommen wurden. Die mit einem Ei belegten Larven wurden nach Anstichtagen gesondert weitergezogen.

Die Ruhelarvenparasiten *Cubocephalus anatorius* (Grav.) und *C. distinctor* (Thbg.) hielt ich in größeren Petrischalen (\varnothing 18 cm) und reichte ihnen zum Anstich täglich je ein Borkestück, in dem sich durchschnittlich 10 eingebohrte Strongylogaster-Larven befanden. Nach 24 Stunden wurden die Borkestücke durch neue ersetzt, vorsichtig aufpräpariert und die frei an den Larven abgelegten Eier mitsamt der Strongylogaster-Larve in Glasröhrchen (\varnothing 4 mm, Länge 40 mm) überführt, in denen die Entwicklung der Parasitenlarven verfolgt werden konnte.

Als Nahrung erhielten die Imagines der Parasiten Zuckerwasser.

Die aus den ersten Strongylogaster-Larven der Vegetationsperiode gezogenen Tachiniden *Blondelia nigripes* (Fall.) und *Bessa selecta* (Meig.) setzte ich nach dem Schlüpfen in größere Petrischalen (\varnothing 18 cm), wo sie auch kopulierten. Außer Zuckerwasser wurden als Pollennahrung Umbelliferen-Blüten gereicht. Zur Eiablage kamen die Weibchen in kleinere Petrischalen (\varnothing 10 cm) und erhielten — wie auch bei *Alexeter niger* beschrieben — eine Strongylogaster-Larve, die nach erfolgtem Anstich durch eine neue ersetzt wurde.

Das für die morphologischen Untersuchungen notwendige Material wurde, soweit eine sofortige Bearbeitung nicht möglich war, in einem Alkohol-Formol-Eisessig-Gemisch fixiert und in 70%igem Alkohol konserviert.

Die Zeichnungen, auf die vor allem im morphologischen Teil besonderer Wert gelegt wurde, fertigte ich mit Hilfe eines Okularnetzmikrometers an. Für die fotografischen Aufnahmen benutzte ich die Exakta-Varex meist in Verbindung mit einem Elektronenblitzgerät.

An optischen Geräten verwendete ich das Stereo-Mikroskop PM XVI, ein Durchlichtmikroskop (Lg-Stativ) und für Auflichtuntersuchungen das Epignost (alle Geräte von Zeiss-Jena).

I. Zur Morphologie, Bionomie und Gradologie von *Strongylogaster xanthoceros* (Steph.) und *Strongylogaster lineata* (Christ)

A. Morphologie

1. Imago

Die Morphologie der Imagines von *Strongylogaster xanthoceros* und *Str. lineata* wurde von ENSLIN (1912—18) und BENSON (1952) bekannt gemacht. Da jedoch die Genitalien beider Arten bisher noch nicht untersucht wurden, gebe ich im folgenden eine Beschreibung der männlichen und weiblichen Genitalien unter Einbeziehung des gesamten inneren Genitaltraktes. Bei der Benennung der einzelnen Teile des Genitalapparates wurde die Terminologie von MICHENER (1956) und WEBER (1949) verwendet.

a) Weibchen

Der Legeapparat beider *Strongylogaster*-Arten entspricht dem schon von ENSLIN (1912—18) und SNODGRASS (1933) für die Tenthrediniden beschriebenen Grundtyp. KEIR (1936) untersuchte eingehend den Legeapparat der verwandten Arten *Strongylogaster mixta* (Kl.) und *Str. macula* (Kl.), mit dem der Legeapparat der von mir bearbeiteten Arten im wesentlichen übereinstimmt. Fig. 1 gibt einen Überblick über den Bau des Legeapparates und die Beziehungen der einzelnen Teile zueinander. Die den 1. Valven entsprechenden paarigen Sägeblätter inserieren mit ihren bogenförmigen Rhami am dreiecksförmigen 1. Valvifer. Die von den 2. Valven gebildete Stachelrinne artikuliert mit je einem kräftigen Fortsatz am 2. Valvifer jeder

Körperseite. Die beiden Valven der Stachelrinne sind dorsal zu zwei Drittel ihrer Länge miteinander häutig verwachsen, während die Spitzen frei sind. Sägeblätter und Stachelrinne stehen durch eine besondere Führungsvorrichtung miteinander in beweglicher Verbindung, die bei den Tenthrediniden meines Wissens bisher noch nicht näher untersucht wurde. Wie Fig. 2 zeigt, besitzt die Stachelrinne eine schienenartige, kräftig chitinisierte Leiste, die von einer entsprechenden Bildung der Sägeblätter umgriffen wird. Dadurch

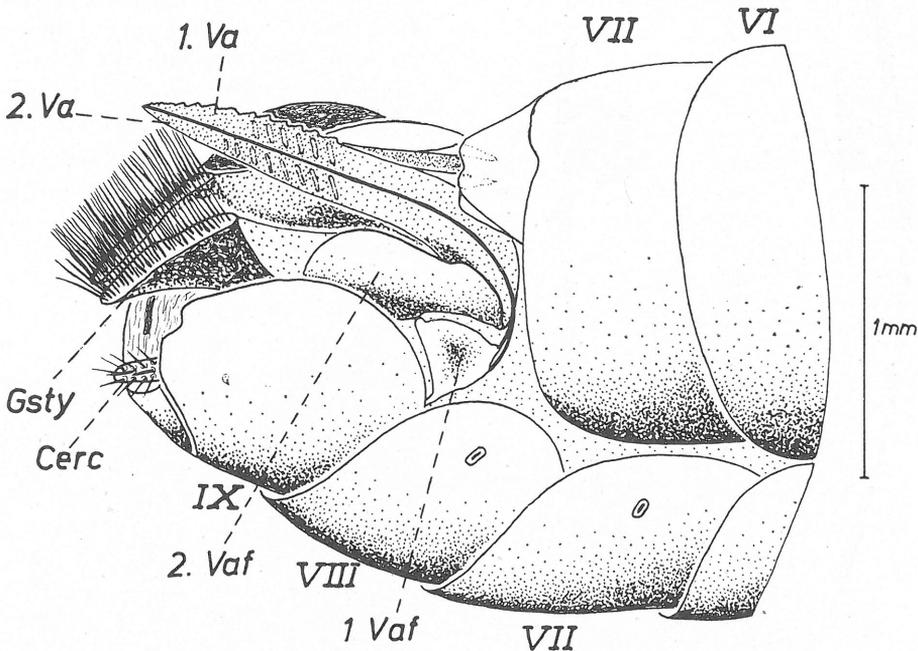


Fig. 1. Sägeapparat des *Strongylogaster*-Weibchens (Medio-Ventralansicht)

ist die Bewegung der Sägeblätter in sagittaler Richtung gesichert und ein Abgleiten von der Stachelrinne nicht möglich. Ähnliche Einrichtungen sind bekanntlich bei den Insektenmundwerkzeugen und auch am Legeapparat der Locustiden (DEWITZ, 1882) sowie am Bienenstachel anzutreffen.

Die am oberen Rand der Sägeblätter stehenden Scharnierborsten (Dentes marginales nach ZIRNGIEBL, 1937) haben sicher nicht, wie ZIRNGIEBL angibt, die Aufgabe die Sägen zusammenzuhalten (dafür sorgt ja die sinnreiche Führung), sondern werden vielmehr die gesamte Führungsvorrichtung vor Verschmutzung durch Pflanzenteile, ähnlich einem Gitter, zu schützen haben. Eine ausführliche Beschreibung der Sägeblätter beider Arten gibt ZIRNGIEBL (1937). Danach unterscheiden sich die Sägen vor allem durch den unterschiedlichen Index (Längen-Breitenverhältnis) und die etwas regelmäßigeren Bezahnung der Säge von *Strongylogaster lineata*. Was den erst-

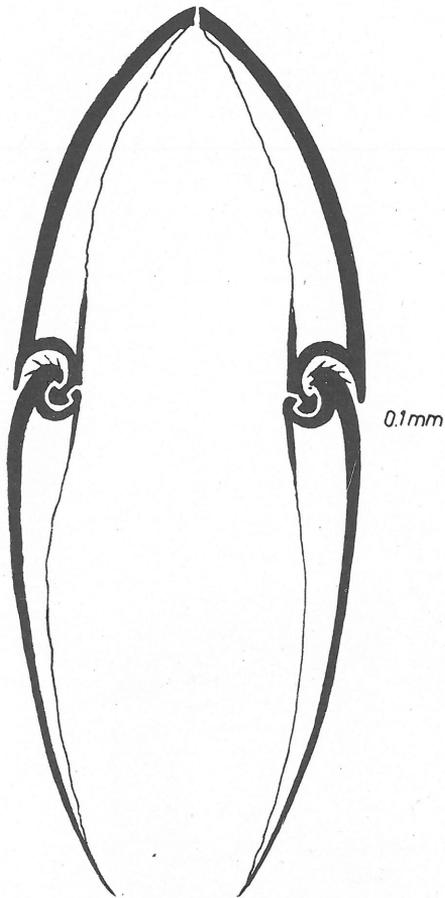


Fig. 2. Querschnitt durch den Sägeapparat. Von den Oberflächenskulpturen der Sägeblätter wurden nur die *Dentes marginales* gezeichnet

genannten Unterschied betrifft, stimmen meine Ergebnisse mit denen ZIRNGIEBL'S überein, wie das auch die Fig. 3 und 4 zeigen (die Säge von *Strongylogaster xanthoceros* ist schlanker). Bezüglich der Bezahnung ist jedoch bei beiden Arten eine große Unregelmäßigkeit sowohl in der Zahl, als auch in der Stellung der Nebenzähnen (*Dentes secundarii* ZIRNGIEBL) festzustellen. Selbst die Sägeblätter ein und desselben Tieres sind zum Teil ungleichmäßig in ihrer Bezahnung. Auf ähnliche Erscheinungen bei zwei Nematinen-Arten (*Pteronidea umbrata* Ths. und *P. bergmanni* Dbm.) wurde von LINDQUIST (1956) hingewiesen. Bei vergleichenden Untersuchungen stellte ich fest, daß die Sägen der Tiere, die nachweislich Eier abgelegt hatten, keine Unterschiede gegenüber den Sägen frisch geschlüpfter Tiere aufwiesen. Somit dürfte die unregelmäßige Bezahnung kaum auf Abnutzungserscheinungen zurückzuführen sein.

Außer den von ZIRNGIEBL angeführten Unterschieden sind die Sägen der beiden *Strongylogaster*-Arten offenbar auch durch die Zahl der hellen vertikalen Streifen un-

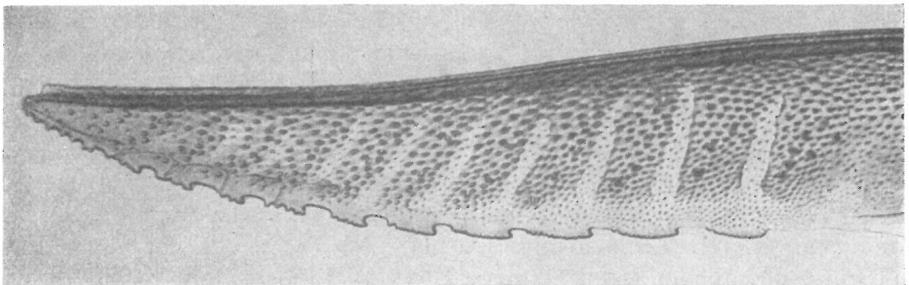


Fig. 3. 1. Valve (Sägeblatt) von *Strongylogaster lineata*. 140:1

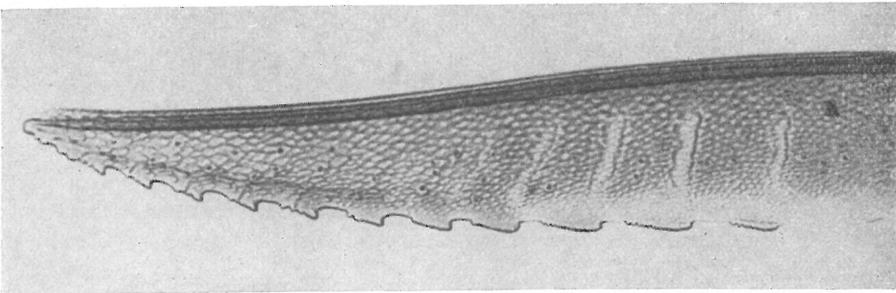


Fig. 4. 1. Valve (Sägeblatt) von *Strongylogaster xanthoceros*. 140:1

terschieden, die durch die abwechselnd schwächere und stärkere Chitinisierung zustandekommen. Bei *Strongylogaster xanthoceros* fand ich 5—6 deutliche Streifen, während es bei *Str. lineata* 7—9 waren, die zur Spitze der Säge auch deutlich schräger als bei *Str. xanthoceros* verliefen (Fig. 3 und 4).

Die bei den Tenthrediniden bisher wenig untersuchten inneren Genitalien weichen vom Grundbauplan der Hymenopteren, der von BERLESE (1906—1909), WEBER (1933) und IMMS (1951) beschrieben wurde, nur unwesentlich

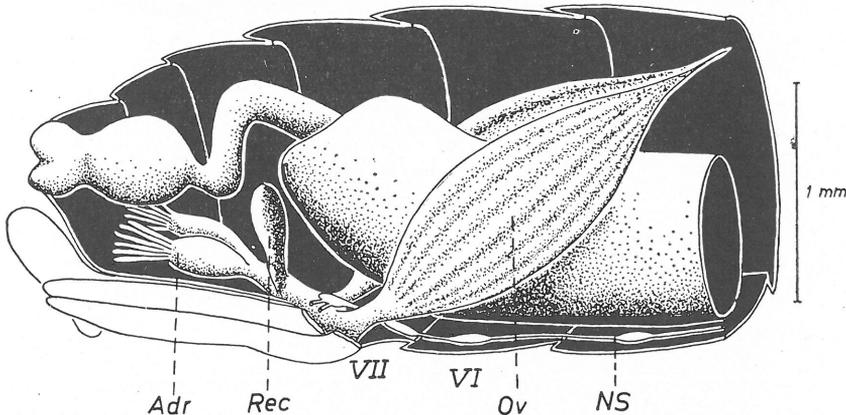


Fig. 5. Blick von median in die linke Hälfte des Abdomens der weiblichen *Strongylogaster*-Puppe. Die Malpighi-Gefäße sowie der umfangreiche Fettkörper, in den sämtliche Organe eingebettet sind, wurden nicht gezeichnet

ab. Die büschelförmigen Ovarien liegen bei der frischen *Strongylogaster*-Puppe im V.—VI. Abdominalsegment (Fig. 5), während sie bei der frisch geschlüpften Imago, infolge der zahlreichen ablegereifen Eier, nahezu den gesamten vorderen Abschnitt des Abdomens ausfüllen (Fig. 6). Jedes Ovar setzt sich aus 9—11 Ovariolen zusammen, wobei nicht selten bei dem gleichen Tier eine unterschiedliche Zahl in jedem Ovarium auftreten kann. Die Ovariolen entsprechen dem meroistischen, polytrophen Typ. Sie münden in die paarigen kurzen Ovidukte, die sich in der Vagina vereinigen. Kurz hinter der Einmündungsstelle der Ovidukte liegt dorsal auf der Vagina das

unpaare Receptaculum seminis, das wie eine einfache Tasche ausgebildet ist und von Muskelzügen umgeben wird. In gefülltem Zustande ist es mehr kugelförmig, mit einem kurzen Ausführungsgang (Fig. 6). Hinter dem Receptaculum seminis münden noch zwei Anhangsdrüsen in die Vagina. Das Sekret wird in zahlreichen Drüsenschläuchen erzeugt und in zwei je nach Füllungszustand sack- bis kugelförmigen Reservoiren gespeichert. Bei *Diprion pini* L. (ELIESCU, 1932) sind zwar ebenfalls zwei Gruppen von Drüsenschläuchen, jedoch ist nur ein Sekretreservoir vorhanden. Die Aufgabe des

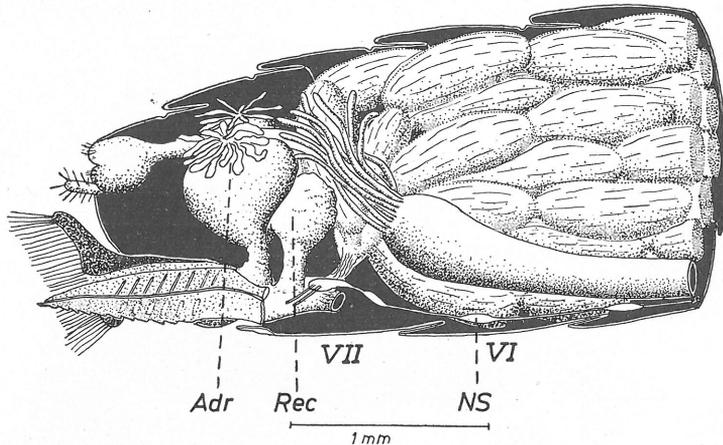


Fig. 6. Blick von median in die linke Hälfte des Abdomens der weiblichen Imago. Das rechte Ovarium und der gesamte Fettkörper wurden entfernt

Sekretes war bei den *Strongylogaster*-Arten nicht einwandfrei zu klären, da die Eier mit einem Zipfel der Eihaut in das Pflanzengewebe geklemmt werden, ein Festkitten also nicht vorliegt und das Sekret somit wohl nur als Gleitmittel im Sägeapparat fungiert.

b) Männchen

Größere Arbeiten über den Bau und die systematische Bedeutung des Kopulationsapparates zahlreicher Tenthrediniden-Arten wurden vor allem von CRAMPTON (1919), BOULANGÉ (1924) und SNODGRASS (1941) veröffentlicht, jedoch existiert meines Wissens bisher keine Beschreibung des Kopulationsapparates von *Strongylogaster xanthoceros* und *Str. lineata*, der im Grundbauplan zwar nicht vom Tenthredinidentyp abweicht, für die systematische Trennung der beiden *Strongylogaster*-Arten jedoch sehr gute Merkmale bietet.

Der Kopulationsapparat (Fig. 7) besteht aus den zweiteiligen äußeren Haltezangen, deren basale Teile Gonocoxite genannt werden. Mit ihnen sind die auf der inneren Seite stark beborsteten Gonostyli gelenkig verbunden. An jeden Gonocoxiten legt sich von innen die Volsella an, die an ihrer Spitze durch eine Vertiefung in Digitus (innen) und Cuspis (außen) geteilt wird (Fig. 8). Median liegen die schwächer chitinisierten Penisvalven, die am morphologischen Ventralrand fein gezähnt sind (Fig. 9 und 11).

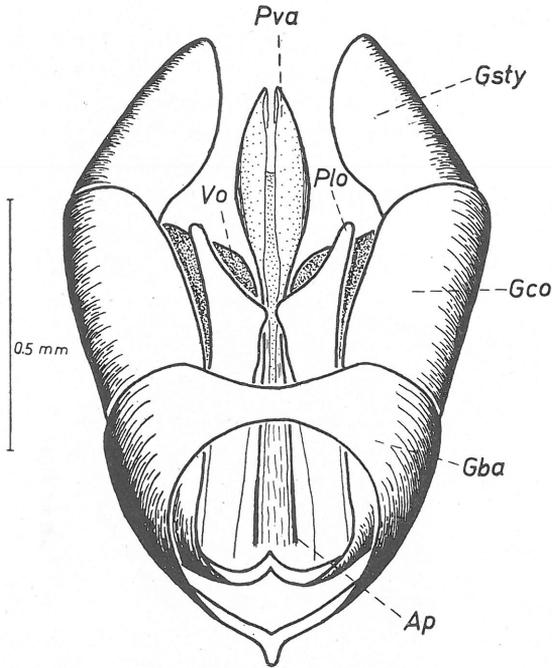


Fig. 7. Kopulationsapparat von *Strongylogaster xanthoceros*. Morphologische Dorsalseite

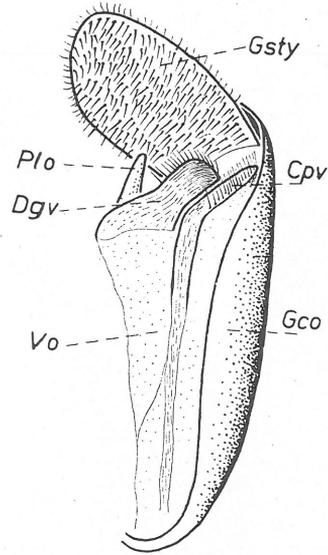


Fig. 8. Äußere Haltezange mit Volsella. Morphologische Ventralseite

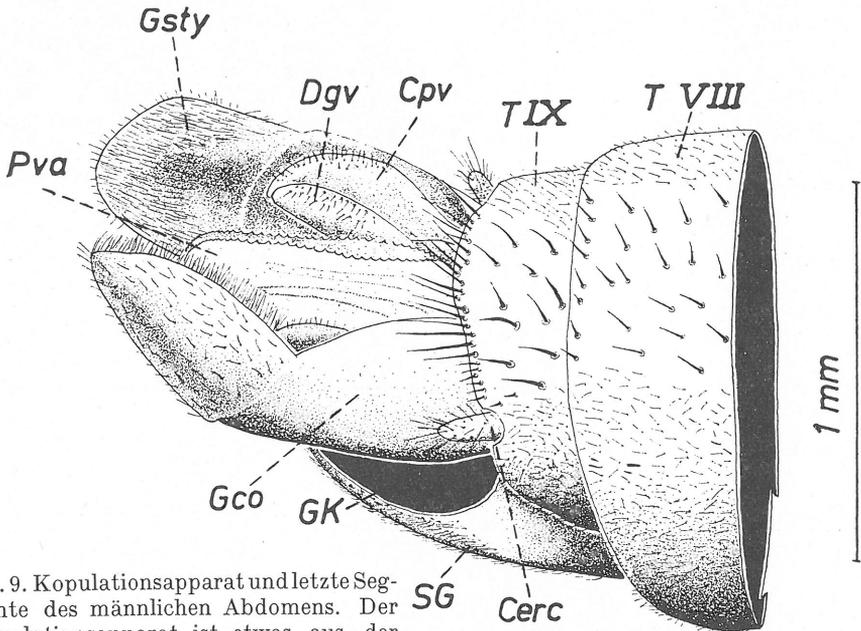


Fig. 9. Kopulationsapparat und letzte Segmente des männlichen Abdomens. Der Kopulationsapparat ist etwas aus der Genitalkammer herausgezogen und hat die bereits erwähnte Drehung um 180° vollführt, so daß die ursprüngliche Ventralseite jetzt dorsal liegt

An dieser Stelle sei darauf hingewiesen, daß bekanntlich der Kopulationsapparat der Tenthrediniden eine Drehung um 180° vollführt, wodurch die ursprüngliche (morphologische) Dorsalseite später ventral liegt. Nach meinen Beobachtungen erfolgt diese Drehung erst, nachdem das Männchen einige ausgedehnte Flüge unternommen hat.

Dorsal befinden sich beiderseits vom Penis die Parapenialloben. An der Basis wird der Kopulationsapparat von der ringförmigen Gonobasis umschlossen. In der Ruhe ist der Kopulationsapparat in die geräumige Geni-

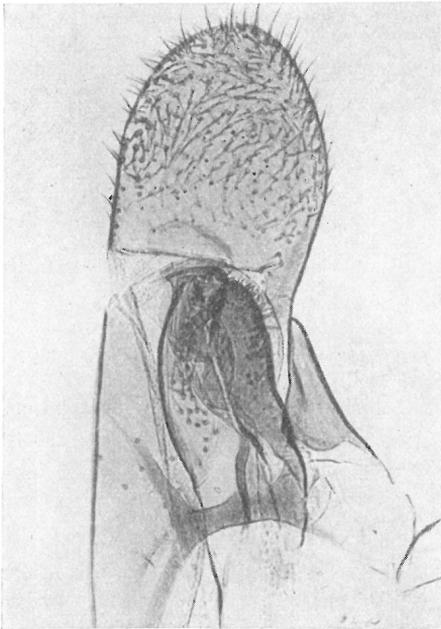


Fig. 10a. Äußere Haltezange von *Strongylogaster xanthoceros*. 80:1

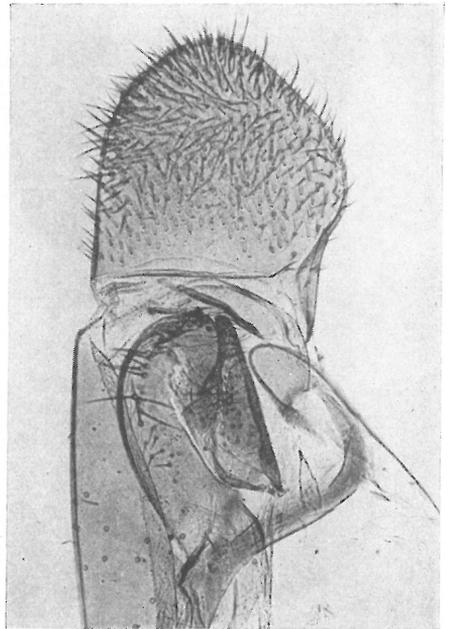


Fig. 10b. Äußere Haltezange von *Strongylogaster lineata*. 80:1

talkammer zurückgezogen, so daß nur die Gonostyli und die Spitzen der Penisvalven sichtbar sind.

Beim Vergleich der Kopulationsapparate beider *Strongylogaster*-Arten sind einige Unterschiede festzustellen. Während die Gonostyli von *Strongylogaster xanthoceros* gleichmäßig gerundet sind (Fig. 10a), zeigen die von *Str. lineata* eine dorsale Ausbuchtung (Fig. 10b), die infolge der Drehung des Kopulationsapparates beim adulten Männchen ventral liegt. Die Penisvalven von *Strongylogaster xanthoceros* sind an der Spitze gerundet (Fig. 11a), im Gegensatz zu den mehr zugespitzten Penisvalven von *Str. lineata* (Fig. 11b). Für die Untersuchung dieser Merkmale standen über 30 Männchen von *Strongylogaster xanthoceros* aus Berlin, Mecklenburg, England und

Korsika zur Verfügung, während von den seltenen Männchen von *Str. lineata* 10 Exemplare der gleichen Fundorte untersucht werden konnten.

Die Determination der Männchen beider Arten kann bei Berücksichtigung der oben angeführten Unterschiede am Kopulationsapparat wesentlich sicherer vorgenommen werden, als das mit den bisherigen Merkmalen möglich war.

Da über den inneren männlichen Geschlechtsapparat der Tenthrediniden bisher sehr wenig bekannt geworden ist, erscheint es notwendig, eine kurze

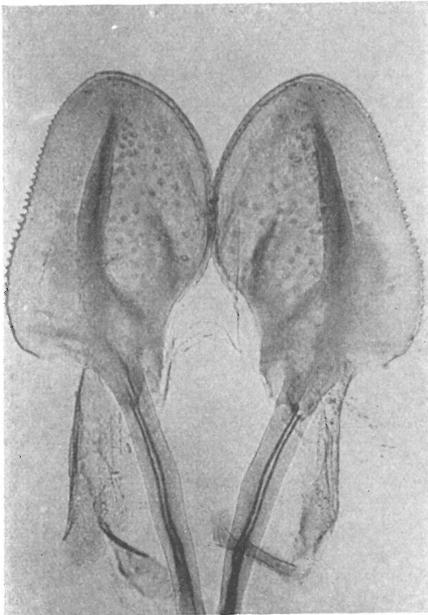


Fig. 11a. Penisvalven (auseinandergeklappt) von *Str. xanthoceros*. 80:1

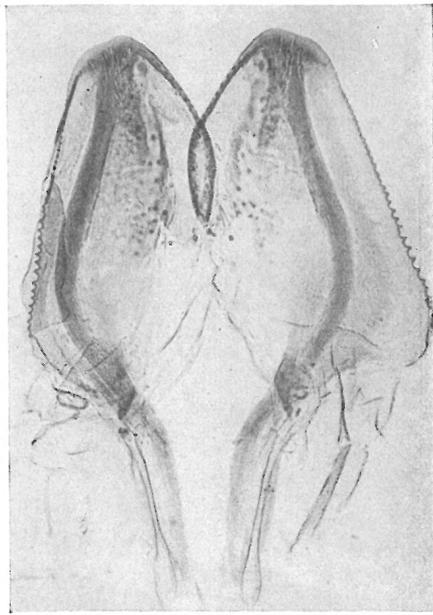


Fig. 11b. Penisvalven (auseinandergeklappt) von *Str. lineata*. 80:1

Beschreibung der Anatomie der inneren Genitalien der Männchen von *Strongylogaster xanthoceros* zu geben (Fig. 12). Die büschelförmigen Hoden liegen im V. Abdominalsegment. Sie setzen sich aus je 28—32 Hodenfollikeln zusammen, die weißlich, hyalin erscheinen und keine gemeinsame Hülle (Skrotum) haben. Die Follikel eines jeden Hodens münden in die dünnen Vasa deferentia, die im VII.—VIII. Segment verdickt sind und spiralgig aufgerollt die Nebenhoden bilden. Sie fungieren vermutlich als Spermienreservoir, wie die bei vielen Arten auftretenden Vesiculae seminales. Unterhalb der Nebenhoden mündet auf jeder Körperseite eine meist recht kompakte accessorische Drüse in den Samenleiter. Infolge der Drehung des Kopulationsapparates beim adulten Männchen tritt hinter der Einmündungsstelle der Anhangsdrüsen eine Überkreuzung der ursprünglich nebeneinander liegenden

den Samenleiter auf. Der Geschlechtsapparat älterer Männchen (8—10 Tage alt) zeigt starke Reduktionen. Die Hoden sind meist völlig zerfallen und manchmal überhaupt nicht mehr auffindbar. Die Größe der Anhangsdrüsen hat sich stark verringert, der beim frisch geschlüpften Männchen reichliche Fettkörper ist völlig verbraucht, so daß das Abdomen leer und durchscheinend ist.

Im Vergleich mit den von D'ROZARIO (1942) untersuchten Arten *Nematus ribesii* (Scop.) und *Cephus pygmaeus* (L.), sowie der

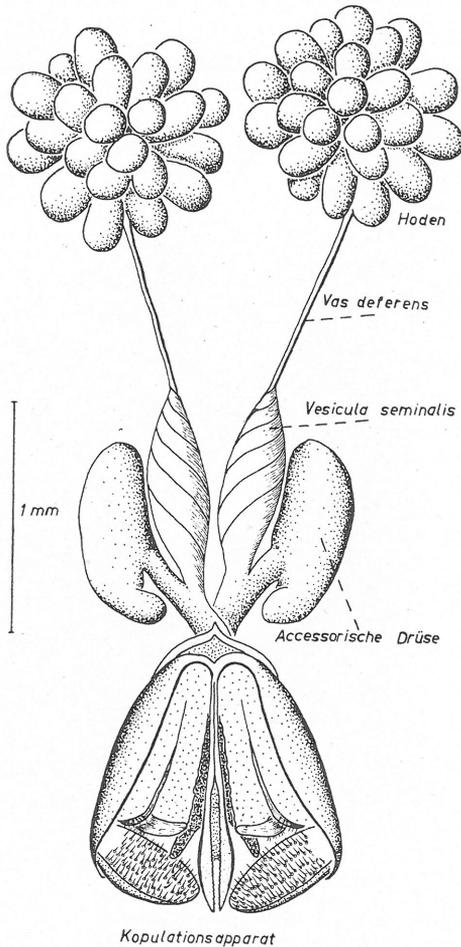


Fig. 12. Gesamter männlicher Genitalapparat von *Strongylogaster xanthoceros*

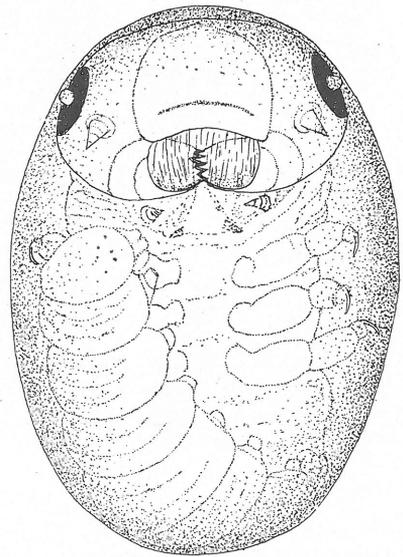


Fig. 13. Ei von *Strongylogaster xanthoceros* mit Junglarve kurz vor dem Schlüpfen

von ELIESCU (1932) bearbeiteten *Diprion pini* (L.) muß festgestellt werden, daß die Anatomie der inneren Genitalien der Tenthrediniden-Männchen, vor allem in der Form der Anhangsdrüsen, beträchtliche Unterschiede erkennen läßt.

2. Ei

Über die Morphologie des Eies von *Strongylogaster xanthoceros* und *Str. lineata* ist meines Wissens bisher nichts bekannt. РЕАССОК (1923) beschrieb das Ei der verwandten Art *Strongylogaster macula* (Kl.).

Das ablegereife Ei der zwei von mir untersuchten *Strongylogaster*-Arten ist länglich, im Umriß leicht bohnenförmig (Fig. 6) und kräftig gelb gefärbt. Es hatte eine Länge von $1,05 \pm 0,05$ mm und eine Breite von $0,46 \pm 0,04$ mm ($n = 60$). Die Eihaut ist glatt und glänzend, ohne erkennbare Strukturen. Fünf bis sechs Tage nach der Ablage vergrößert es sich etwas und wird auch mehr rundlich. Die Färbung wird wesentlich heller, und der Embryo ist in Umrissen zu erkennen. Nach weiteren zwei bis drei Tagen ist die Junglarve im Ei deutlich zu sehen. Auffällig sind vor allem die braunen Augenflecke. Auch die Mandibelspitzen und die Fußklauen sind infolge der stärkeren Chitinisierung bräunlich gefärbt. Die Larve liegt immer mit dem Rücken zur Unterlage (Fig. 13), den Kopf von dem Schlitz, in den das Ei bei der Ablage eingeklemmt wird, abgekehrt. Lebhaftere Bewegungen der Füße und Mandibeln sind infolge der durchsichtigen Eihaut deutlich wahrnehmbar.

3. Larve

Die Larve von *Strongylogaster xanthoceros* wurde von KONOW (1901—05) und FORSIUS (1919) nur kurz und unvollständig beschrieben. Die gleiche Unvollständigkeit zeigen die Beschreibungen der Larven von *Str. lineata* von HARTIG (1837), BRISCHKE & ZADDACH (1883), CARPENTIER (1886), ENSLIN (1912—18) und RUDOW (1912), wovon die letztere in keinem Merkmal mit der Wirklichkeit übereinstimmt und somit unbrauchbar ist. LORENZ & KRAUS (1957) geben in ihrer Arbeit eine ausführlichere Beschreibung der Larve von *Strongylogaster lineata*, für die Larve von *Str. xanthoceros* jedoch übernahmen sie die bisherigen Beschreibungen mitsamt der in ihnen enthaltenen Fehler, worauf noch näher eingegangen wird. Alle bisherigen Angaben beziehen sich nur auf das letzte Larvenstadium bzw. die Ruhelarve, während über die Anzahl der

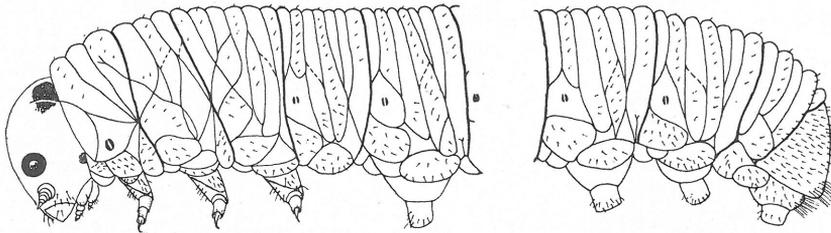


Fig. 14. V. Larvenstadium von *Strongylogaster lineata*. Die Abdominalsegmente III—VI wurden nicht gezeichnet, da sie in der Faltung und Beborstung den anderen Segmenten gleichen. Gesamtlänge der Larve: 23 mm

Larvenstadien, ihre Dauer und Besonderheiten bei den beiden Blattwespen-Arten meines Wissens noch nichts bekannt ist. Bezüglich der Anzahl der Larvenstadien war jedoch zu vermuten, daß beide Arten fünf Stadien haben, da die von CHAPMAN (1920) untersuchte *Strongylogaster* = *Thrinax mixta* (Kl.) und die von BEER (1955) bearbeiteten nearktischen Arten *Str. tibialis* Cresson und *Str. distans* Norton fünf Larvenstadien aufweisen.

Die Larven beider *Strongylogaster*-Arten sind in den ersten vier Stadien morphologisch vollkommen gleich. Sie sind zylindrisch, länglich, dorsal grün mit dunkel durchscheinendem Rückengefäß. Unterhalb der Stigmenlinie ist die Färbung gelblich-grün. Von den 13 Segmenten tragen die

Segmente 1 und 4—11 dunkelbraune, längliche Stigmen, wovon die Stigmen des ersten Segmentes am größten sind. Die Faltung der einzelnen Segmente (Fig. 14) ist bei allen Stadien beider Arten konstant und für eine Unterscheidung der Arten — wie sie YУASA (1922) bei nordamerikanischen Tenthriniden durchführen konnte — nicht brauchbar.

Bis zum IV. Stadium einschließlich ist die gesamte Körperoberfläche dicht mit kleinsten Dörnchen besetzt (Fig. 15), im V. Stadium ist das Integument glänzend und schwach chagriniert. Die einzelnen Segmente tragen an bestimmten Abschnitten (Fig. 14) eine sehr feine Behaarung, jedoch ist die Zahl der Haare nicht konstant. In die einzelnen Haarreihen eingestreut befinden sich besondere

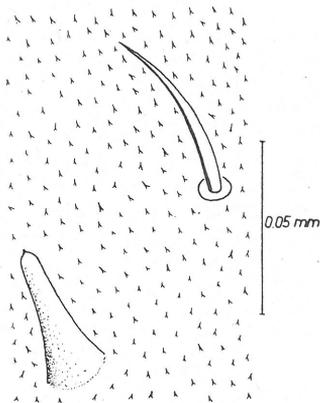


Fig. 15. Mikroskulptur der Haut der Larven bis zum IV. Stadium. Rechts oben normale Borste, links unten Sinneskegel

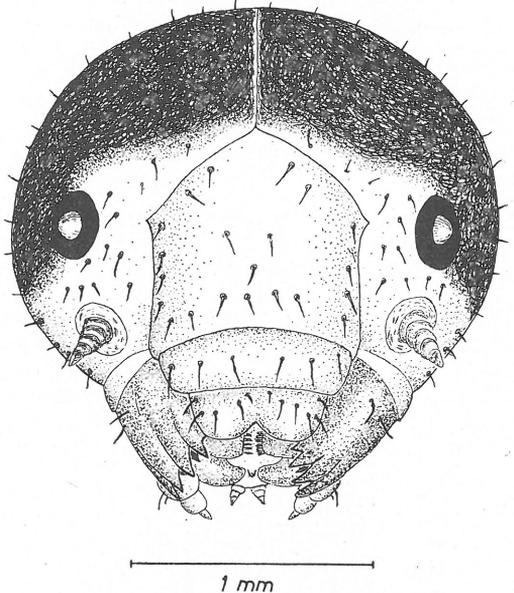


Fig. 16. Kopf der Larve von *Strongylogaster xanthoceros* (V. Stadium). Vorderansicht

Sinneskegel (Fig. 15), die von LORENZ & KRAUS (1957) wohl versehentlich als Warzen bezeichnet wurden.

Der Kopf der *Strongylogaster*-Larve (Fig. 16) wird durch die im Nacken beginnende Scheitelnäht in zwei Hemisphären zerlegt. Auf der Stirn teilt sich die Scheitelnäht in zwei Nähte, die die Stirnplatte umgrenzen. Beiderseits der Scheitelnäht befinden sich kurze, am Hinterrand des Kopfes entspringende und nach vorn konvergierende Scheitelfurchen.

Die Augen werden von einem schwarzen Augenfeld umrandet. Zwischen diesem und der Basis der Mandibeln sitzen die kurzen, kegelförmigen Antennen, deren 5 Glieder durch breite Intersegmentalhäute verbunden sind. An die Stirnplatte, die mit einer wechselnden Anzahl kräftiger Borsten besetzt ist (Fig. 16), schließt sich der Clypeus an, der meist sechs Borsten trägt.

Die Oberlippe ist herzförmig eingekerbt und kann zum Teil unter den Clypeus gezogen werden. Ihre Beborstung ist aus Fig. 17 ersichtlich, jedoch variiert die Anzahl und auch die Stellung der Borsten etwas. Die Innenseite der Oberlippe trägt neben einer geringen Anzahl normaler Borsten, die wohl beim Ergreifen der Nahrung eine Rolle spielen. Aus Fig. 18 und Fig. 19 sind Bau und Beborstung der Maxille und des Labiums ersichtlich. Im Gegensatz zu der bei beiden Arten recht variablen Beborstung des Körpers ist die Anzahl und die Stellung der Borsten bei den Maxillen und dem Labium konstant. Lediglich die Zahl der messerartigen Borsten an der Lacinia schwankt bei verschiedenen Individuen, häufig auch bei ein und demselben Tier zwischen 10 und 12. Nach BEER (1955) können die Larven der beiden nearktischen Arten *Strongylogaster tibialis* Cresson und *Str. distans*

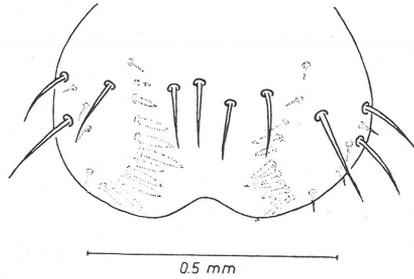


Fig. 17. Oberlippe der *Strongylogaster*-Larve. Beborstung der Innenseite punktiert

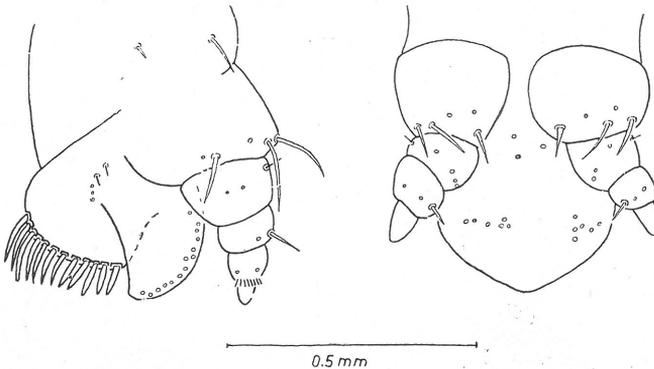


Fig. 18. Maxille. Vorderansicht Fig. 19. Labium. Ventralansicht

Norton mit Hilfe der Maxillarpalpen Beborstung getrennt werden, was bei den beiden von mir untersuchten Arten infolge der konstanten Beborstung leider nicht möglich ist.

Von den kräftigen asymmetrischen Mandibeln der noch fressenden Larve trägt die rechte 7 Zähne, während die linke nur 6 Zähne von anderer Form und Stellung besitzt (Fig. 20). Zwei kräftige Borsten stehen auf der Außenseite jeder Mandibel.

Die 3 Thorakalfußpaare sind deutlich 5gliedrig. Das dritte Glied ist apikal ballenartig erweitert, während das kleine Endglied eine kräftige, gebogene Krallen trägt. Die Beborstung, die nicht konstant ist, geht in ihrem

Grundschemata aus Fig. 22 hervor. Kurz vor der Häutung stehende Larven haben auf dem Grundglied eine schräglauflende Chitinleiste und bräunliche Chitinspangen an den anderen Gliedern.

Außer den 3 Thorakalfußpaaren sind 7 Paar häutige Bauchfüße und 1 Paar Nachschieber vorhanden. Das 4. sowie das 12. Körpersegment tragen keine Bauchfüße.

Trotz eingehender Untersuchung des umfangreichen Zuchtmaterials konnte ich keine morphologischen Merkmale für die Trennung der Larven

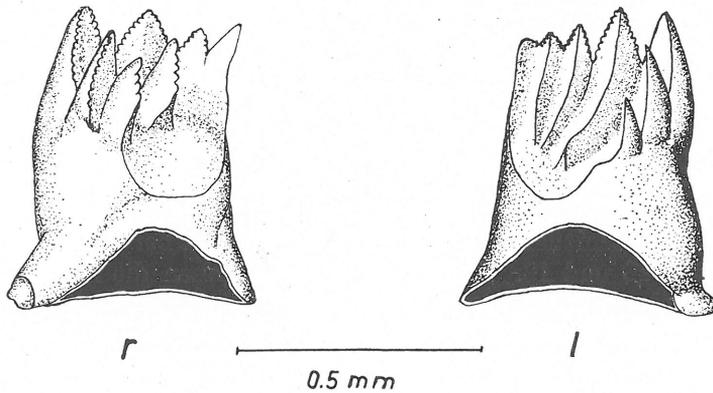


Fig. 20. Mandibeln des V. Larvenstadiums

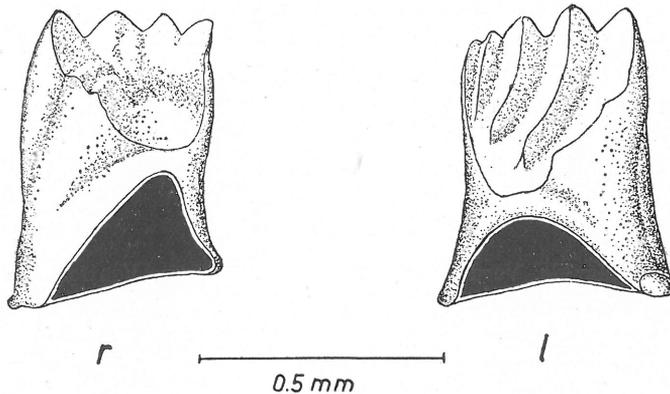


Fig. 21. Mandibeln der Ruhelarve mit starken Abnutzungserscheinungen

des I. bis IV. Stadiums beider *Strongylogaster*-Arten finden. Erst im letzten Larvenstadium ist mit Hilfe der Kopffärbung eine einwandfreie Unterscheidung möglich. Der Kopf der Larve von *Strongylogaster lineata* hat im letzten Stadium neben den Scheitelfurchen je einen dunkelbraunen Fleck, dessen Umgebung ebenfalls braun punktiert sein kann (Fig. 14). Bei der Larve von

Str. xanthoceros dagegen bestehen nicht zwei getrennte Scheitelflecken, sondern ist der gesamte Oberkopf bis zur Stirnplatte und seitlich bis unter die Augen dunkelbraun gefärbt (Fig. 16). Die Kopffärbung der jüngeren Stadien kann deshalb nicht als Unterscheidungsmerkmal benutzt werden, weil die bei beiden Arten vom II. Stadium an auftretenden Scheitelflecken — obwohl sie bei *Strongylogaster lineata* im allgemeinen nicht so ausgedehnt sind wie bei *Str. xanthoceros* — in ihrem Umfang keine Konstanz zeigen. Die Veränderung der Fleckenzeichnung von Stadium zu Stadium (bezogen auf jeweils einen mittleren Ausdehnungsgrad) bei *Strongylogaster xanthoceros* ist in Fig. 23 dargestellt.

Der zwischen *Strongylogaster xanthoceros* und *Str. lineata* in der Kopfzeichnung der Larven bestehende Unterschied wird in der Larvenbestimmungstabelle von LORENZ & KRAUS (1957) zur Unterscheidung der Arten nicht verwendet. Die Autoren beziehen sich in der Beschreibung der Larve von *Strongylogaster xanthoceros* auf FORSIUS (1919) und ZIRNGIEBL (1935) und geben als Unterscheidungsmerkmal schwarze Flecken auf der Afterplatte an, die nach ZIRNGIEBL vorhanden sein sollen, von mir jedoch trotz umfangreichen Materials weder bei *Str. xanthoceros*, noch bei *Str. lineata* beobachtet wurden. Bezüglich der Kopffärbung werden von LORENZ & KRAUS beide Arten mit 2 Scheitelflecken angegeben und auf Grund dieses Merkmals von den beiden Arten *Strongylogaster mixta* (Kl.) und *Str. struthiopteridis* (Fors.), die beide einen einheitlich schwarzen Scheitel haben, unterschieden. Da, wie erwähnt, jedoch auch *Strongylogaster xanthoceros* einen derartigen schwarzen Scheitel besitzt, ist die Bestimmungstabelle von LORENZ & KRAUS zur Unterscheidung der vier genannten *Strongylogaster*-Arten nicht brauchbar.

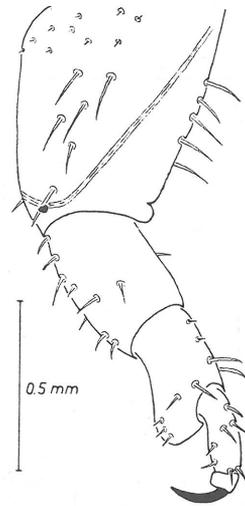


Fig. 22. Thorakalfuß des V. Larvenstadiums. Seitenansicht

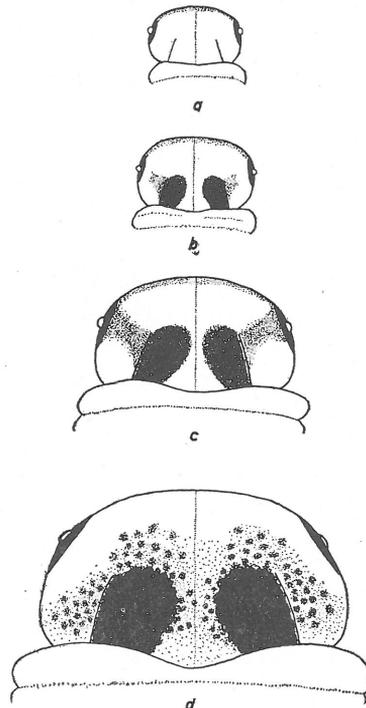


Fig. 23a—d. Dorsalansicht des Kopfes der Larve von *Strongylogaster xanthoceros*. a. I. Stadium, b. II. Stadium, c. III. Stadium, d. IV. Stadium

Für die Unterscheidung der fünf Larvenstadien von *Strongylogaster xanthoceros* und *Str. lineata* kann mit großer Sicherheit die Breite der Kopfkapsel herangezogen werden, da andere morphologische Merkmale nicht vorhanden sind. Die folgende Zusammenstellung gibt für beide Arten die Mittelwerte der Kopfbreite (von Wange zu Wange gemessen) an, die auf jeweils 40 Messungen basieren. Bei *Strongylogaster xanthoceros* traten im letzten Stadium größere Schwankungen auf, da die Larven, aus denen sich Männchen entwickelten, eine geringere Kopfbreite aufwiesen als die Larven der zukünftigen Weibchen. Die Entscheidung, ob es sich um ein IV. oder V. Stadium handelt, ist jedoch insofern einfach, als das letzte Stadium — wie schon erwähnt — keine Dörnchen mehr auf der Haut besitzt. Diese Schwankungen traten im letzten Stadium von *Str. lineata* nicht auf, weil die Männchen dieser Art sehr selten sind.

Mittelwerte der Kopfbreite

	<i>Str. xanthoceros</i>	<i>Str. lineata</i>
I. Stadium	0,54 ± 0,02 mm	0,54 ± 0,02 mm
II. „	0,77 ± 0,04 mm	0,78 ± 0,04 mm
III. „	1,10 ± 0,07 mm	1,17 ± 0,07 mm
IV. „	1,58 ± 0,16 mm	1,69 ± 0,10 mm
V. „	1,96 ± 0,25 mm	2,18 ± 0,11 mm

Die Längenmessung der Larven war infolge des meist unterschiedlichen Kontraktionszustandes beträchtlich erschwert, so daß die folgenden Maße nur als Näherungswerte zu betrachten sind.

Länge der Larven beider Arten

I. Stadium	4,5 mm
II. „	8 mm
III. „	12 mm
IV. „	17 mm
V. „	25 mm

Die Ruhelarve beider *Strongylogaster*-Arten ist dunkelgrün gefärbt und bis auf die Hälfte ihrer ursprünglichen Länge (9—12 mm) kontrahiert. Die Thorakalfüße sind eng an den Körper gelegt, während die Bauchfüße vollkommen eingezogen werden, so daß man sie kaum noch erkennt. Die ursprünglich gelblich braune Färbung des Kopfes wird ebenfalls grün, jedoch bleiben die Scheitelflecken (*Str. lineata*) bzw. der schwarze Oberkopf (*Str. xanthoceros*) erhalten, was die Unterscheidung der Larven auch jetzt noch ermöglicht.

Auffallend ist ein von mir stets beobachteter Unterschied in der Mandibelbeziehung der Larve V beider Arten vor und nach dem Einbohren in die Kiefernborke insofern die Larve vor dem Einbohren (als noch fressende Larve) 3 bzw. 2 innere Zähne mehr besitzt, als nach dem Einbohren als Ruhelarve (Fig. 21). Die inneren Zähne gehen also durch die große Beanspruchung beim Einbohren in die Borke verloren. Auch die übrigen Mandibelzähne zeigen nach dem Einbohren Veränderungen (Abschliff).

4. Puppe

Die Puppe beider Arten liegt ohne Kokon als Pupa libera in der Borke. Bis auf die in kleinen Taschen steckenden Flügel und die noch nicht voll entwickelten äußeren Genitalien gleicht sie morphologisch der Imago. Das Geschlecht der Puppe ist ohne Schwierigkeiten festzustellen. Bei der weiblichen Puppe (Fig. 24) bildet das 8. Sternit die noch runden, ventral gekerbten 1. Valven, aus denen die Sägeblätter entstehen. Dorsal von diesen liegen die 2. Valven, die zur Stachelrinne werden. Seitlich davon befinden sich die wulstigen Gonostyli (Sägescheide) zwischen die sich später die 1. und 2. Valven einsenken.

Bei der männlichen Puppe (Fig. 25) bildet das 9. Sternit die große Subgenitalplatte. Zwischen dieser und dem Analkomplex ragen die stumpf kegelförmigen Gonostyli hervor. In beiden Geschlechtern wird der Analkomplex später in den Körper versenkt, so daß dann nur noch die Cerci am Hinterrand des 9. Tergites sichtbar sind.

Die frische Puppe ist grasgrün. Bei einer konstanten Temperatur von 18° C wurden die Augen und Ocellen am zweiten Tage rötlich-bräunlich und waren am fünften Tage schwarz. Das Abdomen verfärbte sich bis zum fünften Tage graublau und nahm allmählich, vom ersten Abdominalsegment ausgehend, die Imaginalfärbung an, die am achten Tage nach der Verpuppung erreicht war. Kopf und Thorax verdunkelten sich ebenfalls nach dem fünften Tage stark und hatten am achten Tage die Imaginalfärbung. Das Schlüpfen der Imago erfolgte bei konstanter Temperatur von 18° C 10 Tage nach der Verpuppung.

B. Bionomie

Die Bionomie von *Strongylogaster lineata* wurde von RATZBURG (1844), ALTUM (1889), JACOBI (1904) und ESCHERICH (1942) nur kurz beschrieben. In gleicher Weise erfolgte die Darstellung der Bionomie von *Str. xanthoceros* durch FORSIUS (1919) und ZIRNGIEBL (1935), während über die verwandten Arten *Strongylogaster = Thrinax mixta* (Kl.) und *macula* (Kl.) etwas ausführlichere Arbeiten von CHAPMAN (1920) und PEACOCK (1923) vorliegen, deren Ergebnisse mit meinen Untersuchungen an *Strongylogaster xanthoceros* und *Str. lineata* völlig übereinstimmen und auch von der Seite der Bionomie die Einbeziehung der Gattung *Thrinax* Konow in die Gattung *Strongylogaster Dahlbom* durch ROSS (1937) unbedingt rechtfertigen.

1. Lebensraum

Das Vorkommen der beiden *Strongylogaster*-Arten ist einerseits eng an *Pteridium aquilinum* als ausschließlicher Futterpflanze der Larven, andererseits an ältere Kiefern (über 40 Jahre) gebunden, in deren Borke sich die Larven zur Überwinterung einbohren. Der größte Teil des von mir untersuchten Friedrichshagener Stadtförstes entspricht diesen Bedingungen, so daß *Strongylogaster xanthoceros*, eine Art, die von ENSLIN (1912—18) und auch von BENSON (1952) als nicht sehr häufig angegeben wird, hier sehr zahlreich vorkommt, während *Str. lineata*, die als sehr häufig bezeichnet wird, von mir nur in geringerem Maße gefunden wurde.

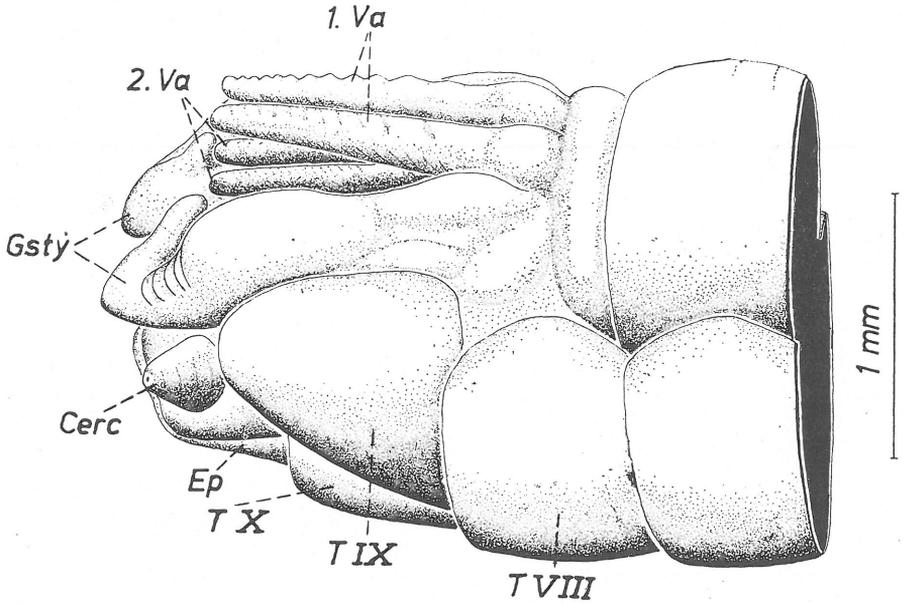


Fig. 24. Ventralansicht der äußeren weiblichen Genitalien der *Strongylogaster*-Puppe

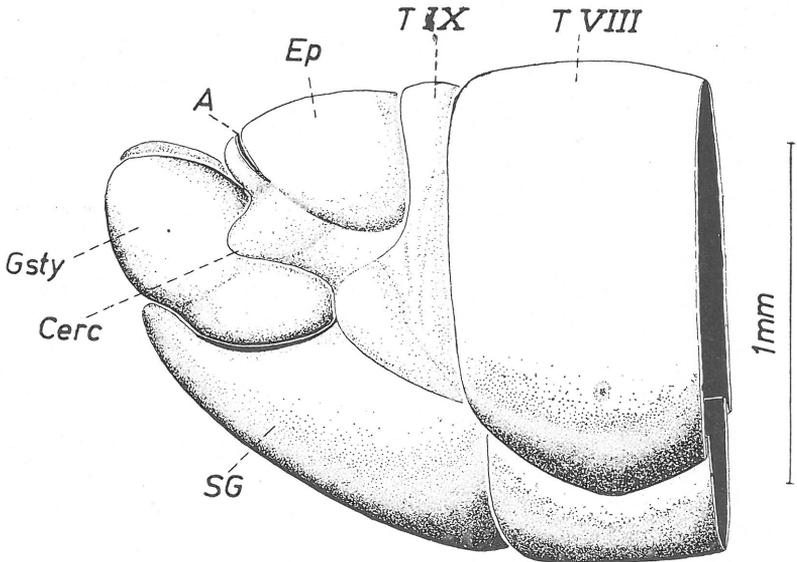


Fig. 25. Dorsalansicht der äußeren männlichen Genitalien der *Strongylogaster*-Puppe

Entsprechend einer Einteilung meines Untersuchungsgebietes in Kiefernwald-Typen, die von SCHWENKE (1952) vorgenommen wurde, zählten die von mir untersuchten Bestände zum Kräuter-Beerkraut-Typ des Kiefernwaldes mit ausgedehnten Beständen an *Pteridium aquilinum*. Stärkeres Unterholz von *Sorbus aucuparia* (Vogelbeere), in geringerer Zahl auch junge Birken, müssen besonders erwähnt werden, da sich vor allem die Männchen von *Str. xanthoceros* mit Vorliebe daran aufhielten und auch die Kopulation wohl überwiegend dort erfolgt.

2. Imago

Die aus der Puppenhaut geschlüpften Imagines liegen bis zur Erhärtung des Chitins einige Stunden in dem Borkengang, durchnagen dann unter ständigen Drehungen des Körpers mit ihren kräftigen Mandibeln die von der Larve angefertigten Verschlusswände, was einige Stunden dauert und gelangen so ins Freie. Sofort nach Verlassen des Bohrganges gaben sowohl die Männchen als auch die Weibchen einen milchig-grünen, breiigen Kot-tropfen ab. Die von ZIRNGIEBL (1935) beschriebene Abgabe eines wasserhellen Tropfens konnte ich nicht beobachten.

Der Zeitraum des Schlüpfens war in gewissem Umfang von der Witterung, in größerem Maße jedoch von der Lage der Puppe (Nord- oder Südseite) im Kiefernstamm abhängig. Die folgende Zusammenstellung zeigt die Zeiträume des Schlüpfens in den drei Untersuchungsjahren. Die angegebenen Werte basieren für 1955 auf eingesammeltem, für 1956 und 1957 auf Zuchtmaterial, das unter Freilandbedingungen gehalten wurde.

Unter- suchungs- jahr	<i>Str. xanthoceros</i>		<i>Str. lineata</i>	
	Schlupfzeit	Anzahl ♂♂ ♀♀	Schlupfzeit	Anzahl ♀♀
1955	30. IV.—7. V.	3 15	—	—
1956	2. V.—12. V.	44 60	21. V.—23. VI.	24
1957	15. IV.—9. V.	52 59	1. V.—24. VI.	31

Aus dieser Zusammenstellung geht zugleich hervor, daß das Geschlechterverhältnis bei *Strongylogaster xanthoceros* in den Jahren 1956 und 1957 (Zuchtmaterial) nahezu 1:1 war, während von *Str. lineata* nur Weibchen gezogen wurden, was auch mit den Fangergebnissen im Freiland übereinstimmte. Ferner weisen die Schlüpftermine beider Arten Überschneidungen auf, wodurch in bestimmten Zeiträumen die Arten nebeneinander vorkommen und Mischpopulationen der Larven am Adlerfarn dann die Regel sind.

In den Zuchten war ein gewisses Vorschlüpfen der Männchen von *Strongylogaster xanthoceros* zu beobachten.

Das Verhalten der Tiere im Freien war je nach Geschlecht verschieden. Die Männchen flogen lebhaft umher und suchten ständig *Sorbus aucuparia* auf. Die Weibchen dagegen flogen nur kurze Strecken und meist dicht über dem Boden von Farn zu Farn. Im Zuchtkasten zeigten sich die Tiere unter-

einander sehr unverträglich. Selbst wenn sich nur zwei Imagines in einem Kasten befanden, kam es zu Kämpfen, die häufig den Verlust von Tarsen und Antennen zur Folge hatten.

Als Nahrung wurde von den Imagines unter Laborbedingungen nur Flüssigkeit angenommen, obwohl auch Pollen zur Verfügung standen. Wie zahlreiche Sektionen zeigten, besitzen die Tiere kurz nach dem Schlüpfen einen beträchtlichen Fettkörper, der nach ungefähr 8—14 Tagen aufgezehrt ist. Der Darm ist dann völlig entleert und zusammengefallen.

Die Lebensdauer der Weibchen beider Arten betrug in der Freilandzucht 14—20 Tage, während die Männchen von *Strongylogaster xanthoceros* nur ungefähr 10 Tage lebten.

Beim Fange oder grober Berührung stellten sich die Tiere tot. Sie lagen zusammengekrümmt im Kescher, flogen aber nach kurzer Zeit plötzlich davon.

Die Kopulation von *Strongylogaster xanthoceros* konnte ich beim Aussetzen frisch geschlüpfter Imagines im Freiland nur einmal beobachten. Das Weibchen flog auf einen Sorbusast und wurde von einem dort sitzenden Männchen wahrgenommen, das sich sofort unter rhythmischem Flügelschwirren dem Weibchen näherte, sich umdrehte und rückwärts laufend mit den weitgespreizten Haltezangen des Kopulationsapparates das weibliche Abdomen so erfaßte, daß die Gonostyli des Männchens auf den 1. Valviferen des Weibchens lagen. Voneinander abgewandt, verharrten die Tiere ungefähr 10 Sekunden in dieser Stellung, lösten sich dann und flogen, nachdem sie sich ausgiebig geputzt hatten, davon. Unter Laborbedingungen gelang es mir gleichfalls nur in einem Fall, die Tiere zur Kopulation zu bringen, obwohl die Männchen außerordentlich aktiv waren und zum Teil sogar versuchten, miteinander zu kopulieren.

Zur Überprüfung der Frage, ob bei *Strongylogaster xanthoceros* und *Str. lineata* eine Parthenogenese möglich ist, wurden von jeder Art zwei frisch geschlüpfte, isoliert gehaltene und daher unbefruchtete Weibchen in je einem Freilandzuchtkasten an steril aufgezogenem *Pteridium aquilinum* zur Eiablage angesetzt. Der Farn wurde von den Tieren sofort angenommen, und es konnten mehrmalige Eiablagen beobachtet werden. Nach dem Tode der Imagines wurden in der *Strongylogaster xanthoceros* Zucht 74 Larven, in der *Str. lineata* Zucht 68 Larven gezählt. Damit konnte für beide Arten eine parthenogenetische Fortpflanzung festgestellt werden, die für *Str. lineata* wohl die Regel ist, bei *Str. xanthoceros* jedoch unter Freilandbedingungen, infolge des nahezu gleichen Geschlechterverhältnisses, nur gelegentlich vorkommen dürfte.

Die Eiablage erfolgte kurz nach dem Schlüpfen der Imagines. Zu dieser Zeit steht den Tieren im allgemeinen nur Farn zur Verfügung, dessen Blätter noch eingerollt sind. Die Weibchen liefen lebhaft auf den Farnrollen umher und schoben hin und wieder das Abdomen zwischen die Blattrollen. Hatte

ein Weibchen eine zur Ablage geeignete Stelle gefunden, schob es das Abdomen tief in die Blattrolle. Es verharrte sodann ruhig, jedoch war an rhythmischen Bewegungen des Abdomens ersichtlich, daß es den Sägeapparat in Tätigkeit setzte und einen Schlitz in eine Blattrippe schnitt (Fig. 26). Der ganze Vorgang dauerte im allgemeinen nicht länger als eine Minute. Nach der erfolgten Eiablage zog das Weibchen das Abdomen aus der Blattrolle heraus, putzte sich und suchte weitere Stellen zur Ablage auf.

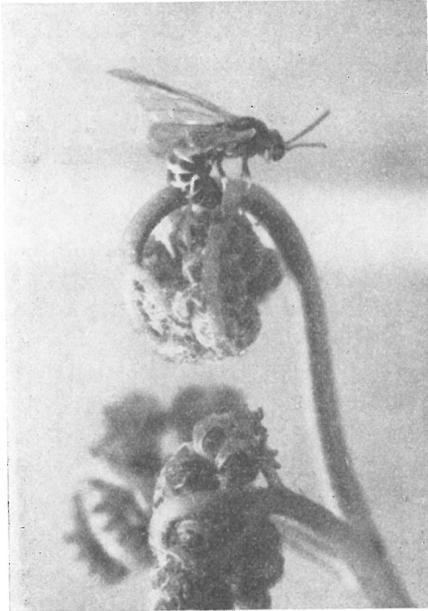


Fig. 26. Weibchen von *Strongylogaster xanthoceros* bei der Eiablage. 2,5:1



Fig. 27. Ei, 6 Tage nach der Ablage. 10:1

Äußerlich war an den Farnrollen nichts von der Eiablage zu bemerken. Erst nach ungefähr einer Woche, nachdem sich die Blätter des Farnes entfaltet hatten, wurden die abgelegten Eier auf der Oberseite der Blattrippen sichtbar (Fig. 27). Die eingehende Untersuchung der Ablegestelle zeigte, daß das Ei durch die Blattrippe hindurch in den gesägten Schlitz eingeklemmt worden war, wie das auch von ZIRNGIEBL (1935) bei *Strongylogaster xanthoceros*, von PEACOCK (1923) bei *Str. mixta* (Kl.) und *Str. macula* (Kl.) sowie von BEER (1955) bei den nearktischen Spezies *Str. tibialis* Cresson und *Str. distans* Norton beobachtet wurde.

Das geschilderte Verhalten bei der Eiablage weist darauf hin, daß die Eier immer an den noch eingerollten Farn abgelegt werden, der auch durch das ständige Nachwachsen bis in den August hinein zur Verfügung steht. Niemals wurden Tiere an voll entwickelten Blättern bei der Eiablage beobachtet. Stets nahmen sie bei gleichzeitiger Darreichung von voll entwickeltem und eingerolltem Farn nur den letzteren zur Eiablage an.

Die Gesamtzahl abgelegter Eier lag im Freilandzuchtkasten bei *Str. xanthoceros* zwischen 24 und 37, bei *Str. lineata* zwischen 26 und 41 Eiern pro Weibchen. Höchstwahrscheinlich hätte diese Zahl höher sein können, wenn mehrere Farnsprosse für die Ablage vorhanden gewesen wären. Durch Sektionen frisch geschlüpfter Weibchen, deren Abdomen — wie schon beschrieben — voller ablegereifer Eier war, wurden für *Str. xanthoceros* 23 bis 58 Eier und für *Str. lineata* 37—98 Eier ermittelt, nicht gerechnet die noch in den Ovariolen in der Entwicklung begriffenen Eier. Es kann daher damit gerechnet werden, daß ein Weibchen ungefähr 50—100 Eier abzulegen imstande ist.

An Wurmarn (*Dryopteris filix mas*) konnte ich weder von *Str. xanthoceros* noch von *Str. lineata* Eiablagen erzielen, obwohl ENSLIN (1912—18) und BENSON (1952) angeben, die Larve von *Str. lineata* komme auch an Wurmarn vor. Dagegen legte *Str. lineata* im Zuchtkasten auch am Straußarn (*Struthiopteris filicastrum*) Eier ab. Es dürfte jedoch als sicher angenommen werden, daß der Adlerfarn als hauptsächliche Wirtspflanze in Frage kommt.

Die Dauer der Eientwicklung von *Str. xanthoceros* wurde von FORSIUS (1919) und ZIENGLIEBL (1935) — ohne Nennung der Temperatur — mit 9 Tagen angegeben. Von mir wurde für beide *Strongylogaster*-Arten bei einer konstanten Temperatur von 18° C eine Eidauer von 7 Tagen festgestellt. Unter Freilandbedingungen betrug die kürzeste Entwicklungszeit 8 Tage, die längste beobachtete Zeit, unter ungünstigen Witterungsverhältnissen, 18 Tage (*Strongylogaster xanthoceros*). Die Eilarve schlüpfte durch einen kleinen dorsalen Längsspalt der Eihaut. Letztere wird von der Eilarve nicht gefressen und verbleibt noch lange Zeit am Farn.

3. Larve

Die Larve sitzt während der Ruhe ausgestreckt auf der Unterseite des Blattes und ist durch ihre grüne Färbung und die Körperstruktur außerordentlich gut an die Umgebung angepaßt. Zur Nahrungsaufnahme sucht sie den Blattrand auf und frißt hier im Reitsitz (Fig. 28) bogenförmige Partien heraus. Das erste Beinpaar wird beim Fressen weit abgespreizt, was die Beweglichkeit des Vorderkörpers sehr erhöht. Während die kräftigen Mandibeln Stück für Stück vom Blattrand abschneiden, gleitet die Oberlippe wie eine Pflugschar an der Schnittfläche entlang und befördert so die abgeissenen Blattstückchen in die Mundöffnung. Die Junglarve frißt vorwiegend im oberen (jüngeren) Teil der Farnpflanze kleine Stückchen aus dem Blattrand heraus. Mit zunehmendem Alter nimmt auch die Gefräßigkeit der Larven zu, so daß schließlich schon bei geringem Befall der Farn skelettiert wird. Lediglich die etwas stärkeren Blattrippen bleiben stehen.

Bei der Suche nach neuen Nahrungsquellen hält sich die Larve mit den Afterfüßen und den letzten Bauchfüßen am Blatt fest und vollführt pendelnde Bewegungen mit dem Vorderkörper, bis sie ein anderes Blatt gefunden hat.

Nach der Nahrungsaufnahme wandert die Larve auf die Blattunterseite und bleibt hier so lange, bis der Vorderdarm für weitere Nahrung wieder frei ist. Besonders an den jüngeren Stadien ist dieser Vorgang infolge des durchscheinenden Darminhaltes gut zu beobachten. Als Futterpflanze wurde in den Zuchten ausschließlich Adlerfarn geboten. Von hungernden Larven beider Arten wurde auch Straußfarn angenommen, Wurmfarne jedoch in jedem Falle unberührt gelassen. Der Kot der Larven ist schwarz, bei jüngeren Stadien kugelförmig, bei älteren Larven mehr walzig.

Daß die Larven gegen Erschütterungen sehr empfindlich sind und sich fallen lassen (ZIRNGIEBL, 1935), konnte ich nicht feststellen. Selbst bei Berührung mit der Pinzette liefen die Larven eher davon oder schlugen mit dem Abdomen, als daß sie sich fallen ließen. Erst bei kräftigem Anfassen mit der Pinzette rollten sie sich zusammen und ließen sich zu Boden fallen. Sie blieben aber in diesem Zustand nur kurze Zeit liegen und krochen dann rasch davon.

Kurz vor der Häutung stehende Larven erkennt man an dem stärker verdunkelten Kopf und an den Mandibeln, auf deren Mitte die bräunlich gefärbten Zähne der neuen Mandibel durchscheinen. Die Häutung wurde entweder auf der Blattunterseite oder am Sproß vollzogen. Hierbei überliefen Kontraktionswellen den Körper der Larve bis die Scheitlnaht der Kopfkapsel aufplatzte und der Kopf herausschlüpfte. Durch weitere rhythmische Kontraktionen schob sich die Larve aus der Exuvie, wobei besonders deutlich auch die Häutung der Tracheen zu beobachten war. Die Exuvie blieb dann mit dem Hinterende am Farn hängen. Der gesamte Häutungsvorgang dauert ungefähr 10 Minuten. Die frisch geschlüpfte Larve ist durchweg gelblich-weiß, auf der Dorsalseite grünlich. Lediglich die Augenfelder sind schwarz und die Mandibelspitzen braun gefärbt. Nach 24 Stunden hat die Larve ihre schon beschriebene Färbung, die sich bis zur nächsten Häutung noch kräftigt. Die Dauer der

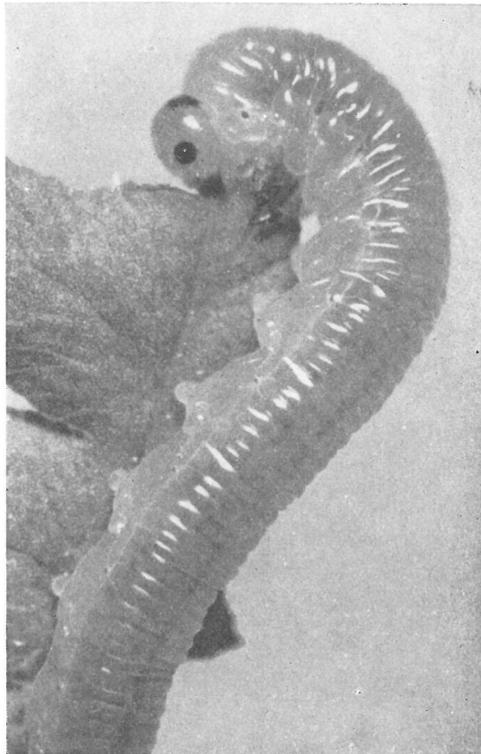


Fig. 28. Fressende Larve (*Str. xanthoceros*, IV. Stadium). 6:1

ersten vier Stadien betrug bei einer konstanten Temperatur von 19° C bei beiden Arten jeweils drei Tage. Ungefähr 5—6 Tage nach der vierten Häutung, also 17—18 Tage nach dem Schlüpfen, hörten die Larven auf zu fressen, verfärbten sich eigenartig graublau und verließen die Farnpflanze. Sie wanderten zu in der Nähe befindlichen, in manchen Fällen jedoch auch zu 6—8 Metern entfernt stehenden Kiefern und krochen an diesen empor, wobei sie die Borke nach geeigneten Stellen zum Einbohren absuchten. Sie bevorzugten schon vorhandene Bohrlöcher oder gingen in die Borkenritzen, um sich an deren Grund einzubohren. Ununterbrochen, unter stän-

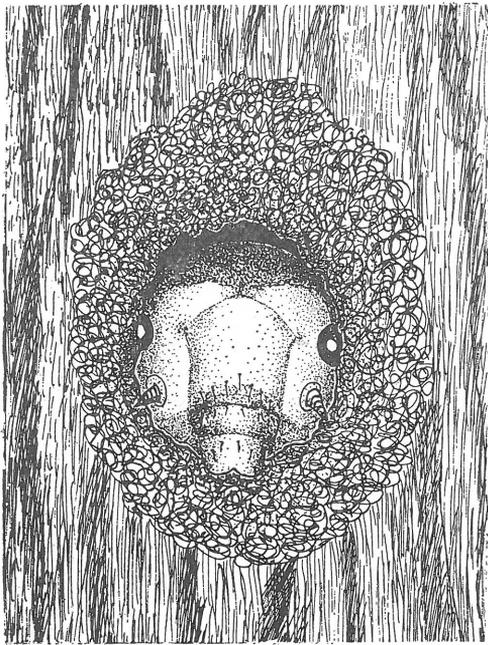


Fig. 29. *Strongylogaster*-Larve beim Verschließen des Bohrganges

digigen Drehungen des Körpers an der Borke nagend, hatten sie sich nach ungefähr 10—12 Stunden zur Hälfte eingebohrt. Das entstandene Bohrmehl wurde mit den Füßen und durch wiederholte Kontraktionen des Körpers nach außen geschafft. Nach weiteren 12 Stunden waren die Larven im Gang verschwunden und nur noch die Afterplatte sichtbar.

Zu diesem Zeitpunkt brachte ich an verschiedenen Bohrlöchern Plastilinverschlüsse an, um zu überprüfen, ob die Larve das Bohrloch noch einmal verläßt. Am nächsten Tag waren alle Verschlüsse unbeschädigt. Die Larven lagen mit dem Kopf zur Eingangsöffnung, die sie teilweise sogar schon etwas verschlossen hatten. Sie drehten sich nach diesen Beobachtungen

also in dem 25—30 mm langen und 4—5 mm breiten Gang um, ohne diesen zu verlassen, was infolge der Enge als eine beachtliche Leistung gelten kann.

Das Verschließen des Bohrloches wird von der Larve mit größter Sorgfalt vorgenommen. Als Verschlußmaterial verwendet sie Bohrmehl, das mit einem Sekret vermengt an die Ränder des runden Bohrloches angeklebt wird. Während die Mandibeln von innen das Verschlußmaterial anbringen, gleitet die Oberlippe glättend über die Außenfläche (Fig. 29). Nach ungefähr 10 Stunden war das Loch verschlossen und bei oberflächlicher Betrachtung nicht zu erkennen. Durch die etwas schräge Haltung des Kopfes bei der Verschlußarbeit bekommt der Verschluß eine etwas trichterförmige Ge-

stalt. Auf die gleiche Art werden in ungefähr 15—25 mm Entfernung vom Ende des Ganges nochmals zwei dicht beieinanderliegende Trennwände errichtet, die die eigentliche Überwinterungskammer abgrenzen (Fig. 30). In ihr liegt die dunkelgrün verfärbte, bis auf die Hälfte ihrer ursprünglichen Länge zusammengezogene, Ruhelarve.

Da die Larven sehr oft schon vorhandene Gänge benutzen und von hier aus weiter bohren, entstehen vielfach verzweigte Bohrgänge. Die Zerstörungen, die dadurch in der Borke angerichtet werden, sind bei stärkerem Befall beträchtlich, sie reichen jedoch niemals bis in das lebende Gewebe der Kiefer. Von KONOY (1885) wurde vermutet, daß sich die Larven von *Strongylogaster lineata* nur in Laubbaumrinde einbohren, doch konnte diese

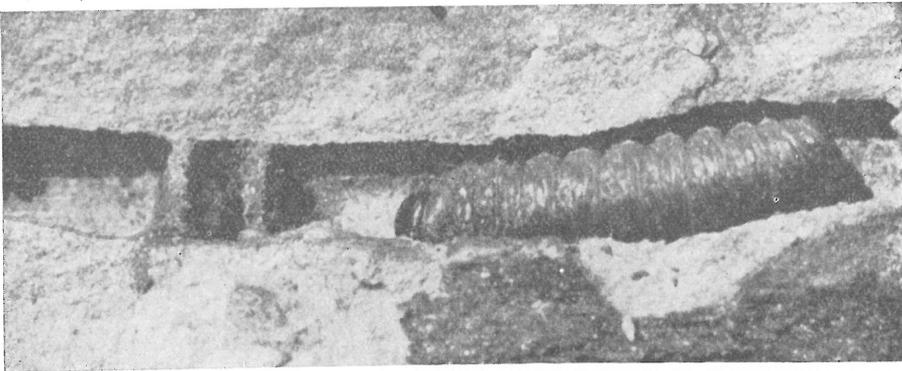


Fig. 30. Ruhelarve im aufgeschnittenen Borkengang. 5 : 1

Ansicht schon von JACOBI (1904) widerlegt werden. In mehreren Fällen bot ich den Larven beider Arten Borke von Eiche und Birke an. Sie bohrten sich jedoch nicht in diese Borke ein, sondern lagen dann als Ruhelarve frei im Zuchtglas. Bei gleichzeitiger Darreichung von Eichen-, Birken- und Kiefernborke wurde nur die letztere von den Larven zum Einbohren benutzt.

In den Kiefernstämmen fand ich die meisten Larven bis zu einer Höhe von 70 cm, doch konnte ich auch noch in 2 m Höhe vereinzelt Larven feststellen.

4. Verpuppung und Überliegen

Kurz vor der Verpuppung, die bei beiden *Strongylogaster*-Arten in gleicher Weise erfolgte, wurde die Haut der Ruhelarve gelb-braun und, vor allem an den Abdominalsegmenten, stark faltig. In der Stigmenlinie schienen die schon teilweise gehäuteten Haupttracheen weiß durch die Haut hindurch. Die Thoraxregion schwoll an und mit kräftigen Kontraktionen wurde die Scheitelnah der Kopfkapsel gesprengt. Die Puppe schob sich dann durch weitere Kontraktionen Stück für Stück aus der Larvenhaut heraus, wobei die Häutung der Intima der Tracheenstämme besonders gut zu verfolgen war. Die anfangs grasgrüne Puppe lag ohne Kokon in

dem Borkengang und zeigte bei Lichtreizen (in aufgeschnittenen Borkestückchen) oder bei Berührung heftige Abwehrreaktionen, indem sie sich durch Bewegungen des Abdomens um die eigene Achse drehte.

Die Imagines schlüpften bei konstanter Temperatur von 18° C nach 10 Tagen Puppenruhe. Unter Freilandbedingungen wurde im Jahre 1956 für *Strongylogaster xanthoceros* als längste Puppenruhe 38 Tage ermittelt. Mit zunehmender jahreszeitlicher Erwärmung verkürzte sich naturgemäß die Puppenruhe und betrug im geringsten Falle bei den Weibchen 9 Tage und bei den Männchen 14 Tage. Der Zeitraum der Verpuppung erstreckte sich 1956 (*Str. xanthoceros*) von Anfang April bis Anfang Mai, im Jahre 1957 infolge günstigerer Witterung von Ende März bis Mitte April.

Die Dauer des Ruhelarvenstadiums von *Str. xanthoceros* wurde von ZIRNGIEBL (1935), nach Beobachtungen an zwei Larven, mit 2—3 Jahren angegeben. Meine Untersuchungen an etwas größerem Material ergaben jedoch folgendes Bild. Es schlüpften von 50 *Strongylogaster xanthoceros* Larven, die im Jahre 1954 gezogen wurden, nach einmaliger Überwinterung 38%, nach der zweiten Überwinterung 50% und nach der dritten Überwinterung 12%. Von 144 *Strongylogaster xanthoceros* Larven des Jahres 1955 schlüpften 68% nach einmaliger Überwinterung, 21% nach der zweiten Überwinterung und der Rest von 11% nach der dritten Überwinterung (im Jahre 1958). Von 116 *Strongylogaster lineata* Larven der Zucht des Jahres 1956 schlüpften 32% im Jahre 1957, 61% im Jahre 1958, während 7% der Larven eine dritte Überwinterung durchmachten. Nach diesen Beobachtungen kann also das Ruhelarvenstadium beider *Strongylogaster*-Arten mit einer Dauer von 1—3 Jahren angegeben werden.

C. Gradologie

1. Allgemeines

Die die Populationsdichte regulierenden Faktoren sind infolge der übereinstimmenden Lebensweise bei beiden untersuchten *Strongylogaster*-Arten dieselben. Da eine vollständige Populationsanalyse nicht im Aufgabenbereich der vorliegenden Arbeit lag, wurden die abiotischen Faktoren wie Temperatur, Feuchtigkeit, Licht- und Windverhältnisse in ihrer Wirkung auf die Populationsdichte-Regulierung unberücksichtigt gelassen und nur die biotischen Faktoren näher betrachtet. Unter ihnen waren die parasitischen Hymenopteren und Dipteren als Mortalitätsfaktoren besonders wichtig, während Praedatoren und Krankheiten nur eine untergeordnete Rolle spielten.

Raphididenlarven, die die Bohrgänge der *Strongylogaster*-Larven zur Winterruhe und Verpuppung aufsuchen und nie bis in die abgeschlossene Kammer der *Strongylogaster*-Larve vordringen können, sind nicht als Feinde, sondern nur als Einmieter zu betrachten. Das gleiche gilt auch für die Larven des Dermestiden *Megatoma undata* L., die ich an abgestorbenen

Strongylogaster-Larven und im Bohrmehl der Gänge fand. Fütterungsversuche zeigten, daß die Dermestiden-Larven nur tote *Strongylogaster*-Larven verzehrten.

Der Hinweis von JACOBI (1904), daß der Rüsselkäfer *Brachyderes incanus* L. in den Gängen der täuschenden Kiefern-rindenblattwespe vorkommt, kann von mir nicht bestätigt werden, da ich den Käfer stets nur in den Borkenritzen fand.

2. Parasiten

Die erste und meines Wissens einzige Parasitenliste einer *Strongylogaster*-Art gab RATZBURG (1848) in seiner grundlegenden Arbeit über die Ichneumoniden der Forstinsekten. Er zog aus *Strongylogaster lineata* folgende Ichneumoniden-Arten:

Cubocephalus distinctor (Thbg.) = *C. fortipes* (Grav.)

Alexeter niger (Grav.)

Ichneumon mussii Rtzbg.

Holocremnus transiens (Rtzbg.)

Von vorstehenden Parasiten zog ich *Cubocephalus distinctor* (Thbg.) in größerer Zahl, *Alexeter niger* (Grav.) in geringerer Anzahl und *Holocremnus transiens* (Rtzbg.) in einem Stück. *Ichneumon mussii* Rtzbg. trat in meinem Material nicht auf.

Dagegen wurden von mir aus *Strongylogaster xanthoceros* und *Str. lineata* noch folgende von RATZBURG nicht genannte parasitische Hymenopteren-Arten gezogen: *Cubocephalus anatorius* (Grav.) in großer Zahl sowie *Ephialtes tenuiventris* Holmgr. und *Horogenes tenuipes* (Thoms.) in geringer Anzahl. Darüber hinaus traten als Parasiten auch noch zwei Fliegenarten (Tachiniden) auf: *Blondelia nigripes* (Fall.) und *Bessa selecta* (Meig.), davon die erstere Art in weitaus größerer Zahl als die letztere.

Die von mir gezogenen Parasiten-Arten lassen sich in zwei bionomische Gruppen einteilen:

1. Die am Farn fressenden Larven werden parasitiert (Endoparasiten) von:

Alexeter niger (Grav.)

Holocremnus transiens (Rtzbg.)

Horogenes tenuipes (Thoms.)

Blondelia nigripes (Fall.)

Bessa selecta (Meig.)

2. Die in der Borke befindlichen Ruhelarven werden parasitiert (Ektoparasiten) von:

Cubocephalus anatorius (Grav.)

Cubocephalus distinctor (Thbg.)

Ephialtes tenuiventris (Holmgr.)

Eiparasiten scheinen bei beiden *Strongylogaster*-Arten nicht vorzukommen, was vermutlich auf die versteckte Art der Eiablage zurückzuführen sein dürfte. Puppenparasiten wurden von mir ebenfalls nicht gezogen.

Die Feststellung des Gesamt-Parasitierungsprozentsatzes beider *Strongylogaster*-Arten machte gewisse Schwierigkeiten, da die in der Borke befindlichen Ruhelarven — und erst bei ihnen ist auf Grund der Parasitenverteilung eine einwandfreie Analyse möglich — durch das teilweise Überliegen der Ruhelarven verschiedenen Generationen entstammen. Ferner schlüpfen die Tachiniden kurz nachdem sich die *Strongylogaster*-Larven in die Borke eing bohrt haben, so daß sie nur durch Einsammeln und Weiterziehen der noch am Farn fressenden Larven prozentual zu erfassen sind. Darüber hinaus werden die Junglarven von *Alexeter niger*, die im ersten Stadium im Wirt überwintern, infolge Zweitbelegung des Wirtes durch die genannten Tachiniden oder die Ruhelarven-Parasiten wegen deren kurzer Entwicklungszeit vernichtet. Auf Grund dieser Verhältnisse kann man einen verläßlichen Überblick über den prozentualen Anteil der einzelnen Parasiten-Arten nur gewinnen, wenn im zeitigen Frühjahr (März—April) durch vorsichtiges Abtragen der Borke befallener Kiefern die *Strongylogaster*-Larven sowie die Parasiten-Kokons eingesammelt und später determiniert werden. Die nach dieser Methode gewonnenen Sammelergebnisse sind in der Tab. 1 dargestellt.

Tabelle 1. Parasitierung der beiden *Strongylogaster*-Arten durch Ichneumoniden.

	Frühjahr 1955 Anzahl	Frühjahr 1956 Anzahl	Frühjahr 1957 Anzahl
<i>Strongylogaster</i> -Larven	211 (54%)	124 (58,5%)	207 (78,5%)
<i>Cubocephalus anatorius</i>	143 (36,5%)	55 (25,9%)	29 (11%)
<i>Cubocephalus distinctor</i>	19 (4,9%)	22 (10,4%)	17 (6,4%)
<i>Alexeter niger</i>	14 (3,6%)	8 (3,8%)	7 (2,6%)
<i>Ephialtes tenuiventris</i>	2 (0,5%)	3 (1,4%)	4 (1,5%)
<i>Holocremnus transiens</i>	1 (0,25%)	—	—
<i>Horogenes tenuipes</i>	1 (0,25%)	—	—

Für die Tachiniden, die auf diese Weise aus den oben erwähnten Gründen nicht erfaßt werden können, wurde durch Einsammeln der noch am Farn fressenden letzten Larvenstadien des Wirtes eine gesonderte Untersuchung durchgeführt, deren Ergebnisse Tab. 2 zeigt.

Tabelle 2. Parasitierung der beiden *Strongylogaster*-Arten durch Tachiniden

Jahr	Anzahl der Wirtslarven	Gezogene Tachiniden	
		<i>Blondelia nigripes</i>	<i>Bessa selecta</i>
1955	49	9 (18,3%)	1 (2%)
1956	90	8 (8,9%)	3 (3,3%)
1957	71	7 (9,9%)	2 (2,8%)

Ein Vergleich beider Tabellen ergibt, daß in dem untersuchten Gebiet die Ichneumoniden, vor allem die beiden *Cubocephalus*-Arten als Hauptfeinde der *Strongylogaster*-Larven auftraten. Die beträchtliche Abnahme der Gesamtparasitierung im Jahre 1957 ist höchstwahrscheinlich auf die in der Zeit des Parasitenfluges ungünstigen Witterungsverhältnisse zurückzuführen. Eine Erklärung des unterschiedlichen Anteils der einzelnen Parasiten-Arten gibt zum Teil ihre voneinander abweichende Bionomie, die im Teil II der vorliegenden Arbeit, neben der Morphologie von *Alexeter niger*, *Cubocephalus anatorius* und *Cubocephalus distinctor*, eingehender dargestellt wird. Eine Bearbeitung der Bionomie und Morphologie von *Holocremnus transiens*, *Horogenes tenuipes* und *Ephialtes tenuiventris* war infolge des zu geringen Vorkommens nicht möglich.

3. Praedatoren

Die noch am Farn fressenden *Strongylogaster*-Larven werden gelegentlich die Beute der Raubwanze *Picromerus bidens* L. Da ich in den drei Untersuchungsjahren nur vier derartige Beobachtungen machte, ist anzunehmen, daß an den untersuchten Standorten die Bedeutung von *Picromerus bidens* L. als Vertilger der Larven nur gering war.

Eine größere Bedeutung dürfte dem Buntspecht, *Dendrocopos major pinetorum* (Brehm), zukommen, den ich vor allem im Frühjahr häufig beim Aufhacken der Borke befallener Kiefern antraf, eine Beobachtung, die auch RATZEBURG (1844) schon machte. Neben dem skelettierten Adlerfarn boten die Hackspuren des Buntspechtes stets einen guten Anhaltspunkt für die Erkennung des *Strongylogaster*-Befalls.

4. Krankheiten

Wie BEER (1955) bei den nearktischen *Strongylogaster*-Arten, so fand auch ich verpilzte Ruhelarven in der Borke der Kiefern. Der Pilz befällt nach meinen Beobachtungen aber wohl nur abgestorbene Larven. Sein Auftreten von ungefähr 3% war sehr gering.

Bei Sektionen von *Strongylogaster*-Larven stellte ich gelegentlich im Darm der Larve liegende braune Körperchen fest, die unregelmäßig geformt waren und im Innern eine homogene Masse enthielten. Offenbar handelte es sich hierbei um eine Tumorbildung, wie sie von BIRD (1949) als Folge einer Virusinfektion des Mitteldarmepithels bei *Gilpinia hercyniae* (Htg.) beschrieben wurde. Danach befällt das Virus die Resorptionszellen des Mitteldarmes, was eine starke Wucherung der Regenerationszellen des Epithels auslöst. Das Wachstum der Tumoren ist besonders groß, wenn die Infektion im IV. Larvenstadium erfolgt. Durch den Umbau der inneren Organe während der Verpuppung können diese Tumoren auch in die Leibeshöhle gelangen, wo sie selbst noch bei den Imagines als harte, dunkelbraune Körperchen bis zu 3 mm Größe nachweisbar sind. Es ist wohl zu vermuten, daß diese Erkrankung Anteil an der in den Larvenzuchten aufgetretenen Mortalität von 8% hatte.

II. Die wichtigsten Parasiten der beiden Blattwespenarten

A. Ichneumoniden

1. *Cubocephalus anatorius* (Grav., 1829)

[*Cryptus anatorius* Gravenhorst, Ichneum. Europ., 2, 460, 1829]

Die Art wurde von THOMSON (1873) in die von ihm aufgestellte Gattung *Cratocryptus* gestellt. Nach TOWNES (1944, p. 233) ist jedoch *Cratocryptus*, auf Grund des aufwärts gekrümmten Legebohrers, als Synonym zu *Cubocephalus Ratzeburg* anzusehen, weil diese Gattung die einzige innerhalb der Tribus *Aptesini* ist, deren Spezies aufwärts gekrümmte Legebohrer besitzen¹⁾.

Morphologie

Die Morphologie der Imagines wurde von MORLEY (1907) ausführlich beschrieben. Dagegen ist über die Morphologie des Eies, der Larven und der Puppe bisher nichts bekannt geworden, weshalb ich im folgenden eine ausführliche Beschreibung geben möchte.

Das Ei ist langgestreckt, etwas gekrümmt, an den Polen leer und durchsichtig (Fig. 31), da der Dotter bei der Ablage in dem dünnen Legebohrer stark gequetscht wird und so in die leeren Polen ausweichen kann. Die Eihaut ist durchsichtig und ohne Struktur. Der distale, bei der Eiablage zuerst in den Ovipositor eintretende Pol des Eies ist schlanker als der proximale Pol. Kurz vor dem Schlüpfen der Eilarve werden die leeren Polen stark faltig und fallen ein.

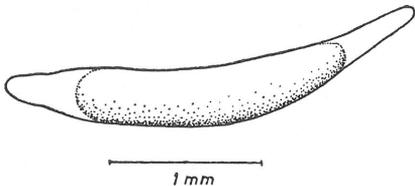


Fig. 31. Ei von *Cubocephalus anatorius*

Die Färbung des Eies ist schwach gelblich. Die maximale Länge des Eies betrug 2,75 mm, der größte Durchmesser 0,38 mm.

Das 1. Larvenstadium von *Cubocephalus anatorius* ist zylindrisch, gekrümmt und in Kopf und 13 deutliche Segmente gegliedert (Fig. 32). Je ein Paar sehr kleiner Stigmenöffnungen sind am 1. sowie am 4. bis 11. Segment vorhanden, während die Segmente 2, 3, 12 und 13 keine Stigmen besitzen. Dorsal sind die Segmente mit kleinen Warzen besetzt, die kurz nach dem Schlüpfen auch auf der Ventralseite der Segmente als schmales Band zu finden sind, sich jedoch beim Fortschreiten der Entwicklung verlieren. Die in der Mitte des Segmentes stehenden Warzen tragen winzige Borsten (Fig. 49). Außer dieser Hautstruktur ist der Körper, wie die Fig. 32 zeigt, noch mit kräftigeren Borsten besetzt, deren Zahl jedoch etwas variiert.

Mündliche Mitteilung von Dr. H. K. TOWNES.

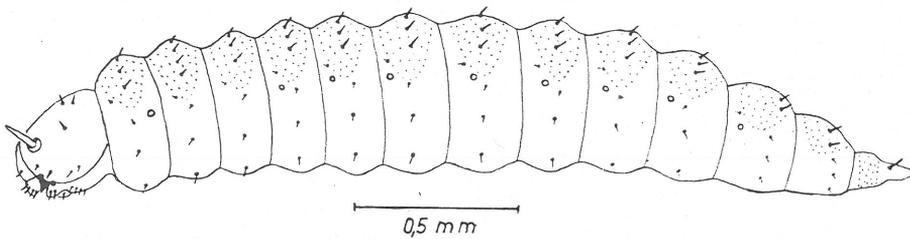


Fig. 32. I. Larvenstadium von *Cubocephalus anatorius*. Die Ausdehnung der Hautstruktur punktiert

Der Kopf der Larve ist deutlich vom übrigen Körper abgesetzt und auch etwas stärker chitinisiert. Die Kopfbreite betrug 0,36 mm. Die von VANCE & SMITH (1933) aufgestellte und von BEIRNE (1941) ergänzte Terminologie für die Kopfstrukturen des letzten Larvenstadiums der Ichneumoniden läßt sich ohne Schwierigkeiten auch auf die jüngeren Larvenstadien

der hier beschriebenen beiden *Cubocephalus*-Arten anwenden, da sich die einzelnen Kopfabschnitte stets auf diese Grundform zurückführen lassen. Auf der Dorsalseite des Kopfes liegen zwei, in der Mitte des Hinterendes entspringende, nach vorn divergierende und auf die Ecken des Clypeus treffende Nähte. Bei der Häutung platzen diese Nähte auf und aus der entstandenen, länglich dreieckigen Öffnung schlüpft das

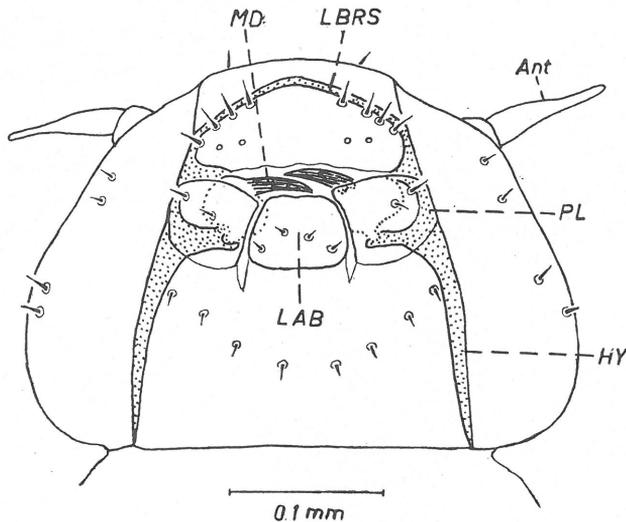
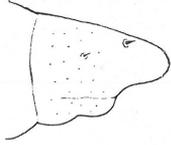


Fig. 33. Ventralansicht des Kopfes des I. Larvenstadiums von *Cubocephalus anatorius*

nächste Larvenstadium. Rechts und links vom Clypeus liegen die verhältnismäßig langen, eingliedrigen Antennen. Die Ventralseite des Kopfes (Fig. 33) zeigt wesentlich mehr Einzelheiten. Besonders auffällig sind die dunkelbraunen, kräftigen Mandibeln, die seitlich von den mit jeweils zwei Borsten besetzten Maxillen überdeckt werden. Den ventralen Abschluß der Mundöffnung bildet das Labium, das 4 Borsten trägt. Das vom Labralsklerom begrenzte Labrum trägt 8 Borsten und bildet den oberen Abschluß der Mundöffnung. Der Clypeus trägt 2 kräftige und 2 leicht zu übersehende

kleine Borsten. Auf der Wangenregion stehen 4 bis 5 und auf dem Postmentum 8 Borsten. Eine stärkere Chitinisierung zeigt das Hypostoma und das die Mandibeln tragende Pleurostoma.



0.25 mm

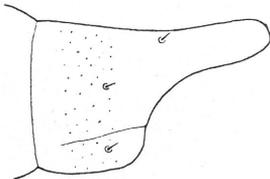


Fig. 34. Letztes Körpersegment des II. Larvenstadiums von *Cubocephalus anatorius* (oben) und *Cubocephalus distinctor* (unten)

Für eine sichere Trennung der beiden *Cubocephalus*-Arten läßt sich weder die Chaetotaxie noch die Struktur der Mundwerkzeuge verwenden, da sich die Larven in diesen Merkmalen außerordentlich ähnlich sind, jedoch bietet das letzte Körpersegment ein gutes Unterscheidungsmerkmal. Während es bei *Cubocephalus anatorius* stumpf kegelförmig ist, trägt das letzte Segment von *Cubocephalus distinctor* einen gut ausgebildeten, schwanzartigen Fortsatz (Fig. 46), der auch bei den späteren Stadien vorhanden ist.

Die frisch geschlüpfte Larve ist weißlich-gelblich gefärbt. Nachdem sie an der grünen *Strongylogaster*-Larve gesaugt hat, scheint der Darminhalt grünlich durch den Körper hindurch. Als größte Länge des I. Larvenstadiums wurden von mir 2,5 mm gemessen.

Das II. Larvenstadium zeigt gegenüber dem I. Stadium außer größerer Kopfbreite (0,43 mm) und Länge (3,5 mm) keine wesentlichen morphologischen Veränderungen. Wie schon beim I. Stadium ist auch beim II. Stadium das letzte Körper-

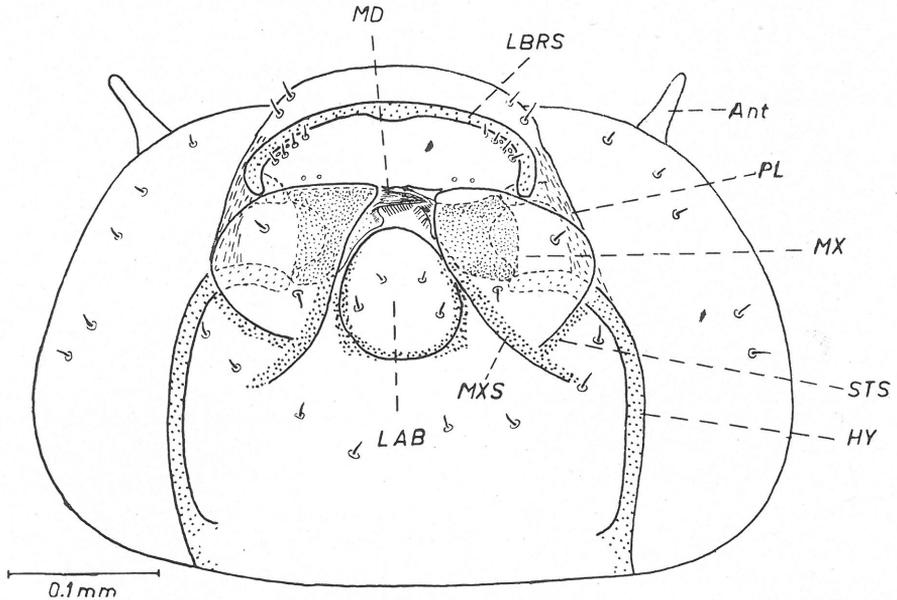


Fig. 35. Kopf des III. Larvenstadiums von *Cubocephalus anatorius*. Ventralansicht

segment für die Unterscheidung von den Larven von *Cubocephalus distinctor* von besonderer Bedeutung (Fig. 34). Die im I. Stadium noch glatten Mandibeln tragen in diesem Stadium auf der Innenseite zwei Reihen sehr feiner Borsten.

Das III. Larvenstadium hatte eine Kopfbreite von 0,56 mm und eine Länge von 4—5 mm. In diesem Stadium plattet sich die Larve dorsoventral ab und bildet an den Körperseiten, vom 3. bis 11. Segment einen schwachen Seitenwulst aus, so daß die Larve schon in diesem Stadium dem IV. und V. Stadium äußerlich gleicht. Auch die Kopfstrukturen sind durch die Entwicklung der Stipital- und Maxillarsklerome nicht mehr vom IV. und V. Stadium unterschieden, doch ist die Chitinisierung dieser Teile noch nicht so weit vorgeschritten wie im letzten Larvenstadium (Fig. 35). Die Mandibeln sind auf der Innenseite mit zwei Reihen kräftiger messerartiger Borsten besetzt. Die Haut ist sowohl dorsal als auch ventral mit kleinen kegelförmigen Warzen bedeckt. Die Behaarung ähnelt der des I. Stadiums, doch ist die Zahl der Haare bei den verschiedenen Individuen nicht konstant. Das letzte Körpersegment ist, wie schon bei den beiden vorangegangenen Stadien, ohne Fortsatz.

Beim IV. Larvenstadium konnten gegenüber dem III. Stadium keine wesentlichen morphologischen Veränderungen festgestellt werden. Die Kopfstrukturen sind voll entwickelt und gleichen dem letzten Stadium, lediglich die Kopfbreite ist geringer und betrug 0,68 mm, während die Körperlänge ungefähr 6 mm war. Die Fig. 36 zeigt das letzte Segment, das wie bisher als Unterscheidungsmerkmal wichtig ist.

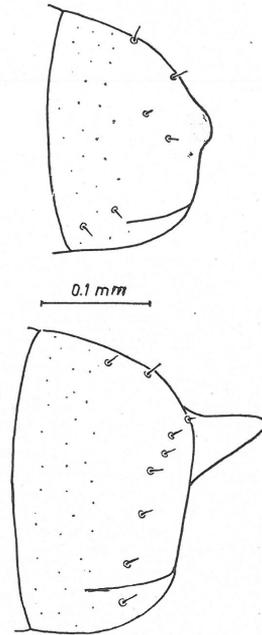


Fig. 36. Letztes Körpersegment des IV. Larvenstadiums von *Cubocephalus anatorius* (oben) und *Cubocephalus distinctor* (unten). Die Punktierung gibt den Verlauf der warzenartigen Hautstruktur an

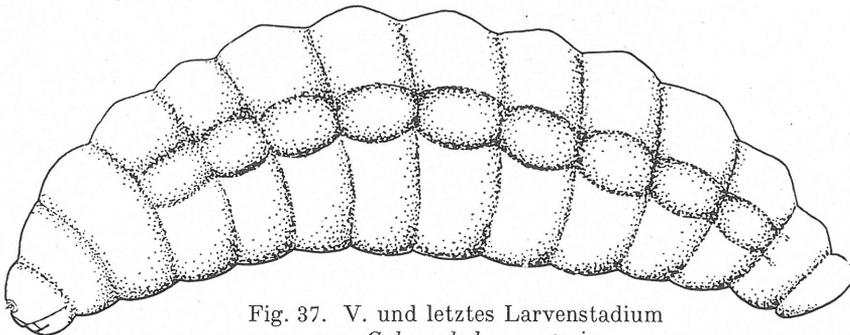


Fig. 37. V. und letztes Larvenstadium von *Cubocephalus anatorius*

Der Habitus des V. und letzten Larvenstadiums von *Cubocephalus anatorius* wird von Fig. 37 wiedergegeben. Die Kopfbreite betrug 0,97 mm, die Länge der Larve 10—12 mm. Die Haut ist, wie schon beim III. Stadium angegeben, mit winzigen kegelförmigen Warzen besetzt, zwischen denen in unregelmäßiger Anordnung feine Haare stehen (Fig. 38). In der dorsalen Ansatzfalte der Seitenwülste liegen die Stigmen (Segment 1 und 4—11).

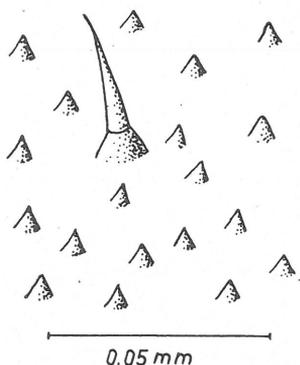


Fig. 38. Hautstruktur der Larve von *Cubocephalus anatorius*

Die Strukturen des Kopfes zeigen die typischen Merkmale der Larven der Cryptinae: Zwei Reihen feiner Zähne auf der Innenseite der Mandibeln und einen nicht geschlossenen Epistomalbogen (BEIRNE, 1941). Sämtliche Sklerome der Mundstrukturen sind kräftig chitiniert, das Labralsklerom jedoch in der Mitte schwächer pigmentiert. Die bis zum III. Stadium noch relativ langen Antennen sind im letzten Stadium reduziert. Die Behorstellung des Kopfes ist im Gegen-

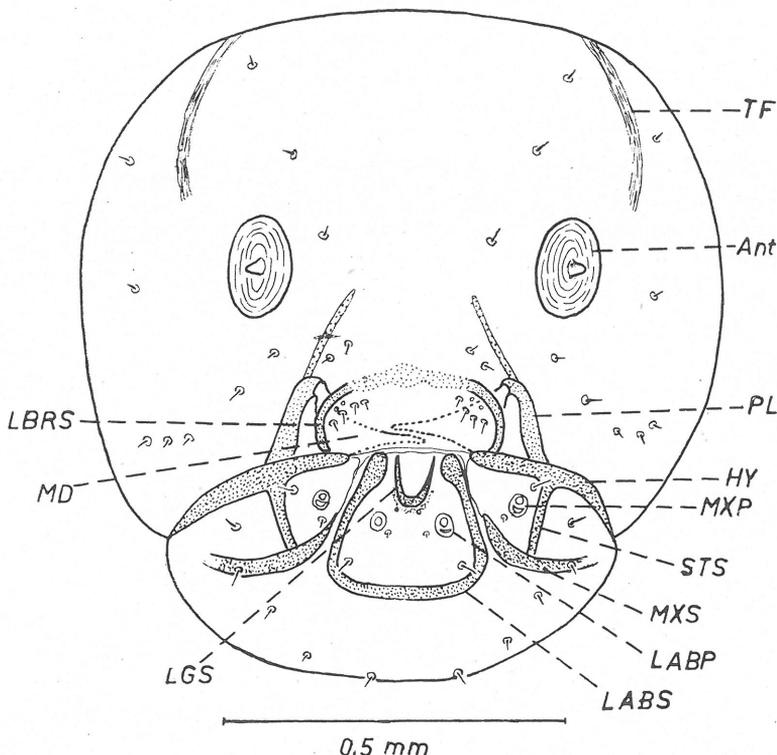


Fig. 39. Kopf des V. Larvenstadiums von *Cubocephalus anatorius*. Frontalansicht

satz zur Körperbehaarung sehr regelmäßig und aus Fig. 39 ersichtlich. Die Maxillen tragen einen, das Labium zwei schwach entwickelte Palpen.

Die Färbung der Larve ist gelblich. Dorsal scheint der Darminhalt dunkel durch die Haut hindurch. Von der V. Larve von *Cubocephalus distinctor* ist sie durch das Fehlen des schwanzartigen Fortsatzes am letzten Segment unterschieden.

Der Kokon des V. Larvenstadiums ist länglich, an den Polen unregelmäßig gerundet, grauweiß gefärbt und von pergamentartiger Struktur

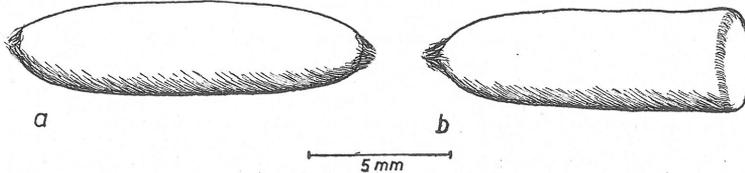


Fig. 40. Kokon von *Cubocephalus anatorius* (a) und *C. distinctor* (b)

(Fig. 40a). Da der Kokon von *Cubocephalus distinctor* an dem der Ausgangsöffnung des Bohrganges zugewandten Pol eine kreisrunde flache Fläche trägt (Fig. 40b), ist eine Unterscheidung der beiden hier beschriebenen *Cubocephalus*-Arten auch mit Hilfe der Kokonform möglich. Die Exuvie der Wirtslarve wurde nur locker mit dem Kokon versponnen.

Die Puppe von *Cubocephalus anatorius* gleicht habituell der Imago. Bemerkenswert ist lediglich bei der weiblichen Puppe die Stellung des

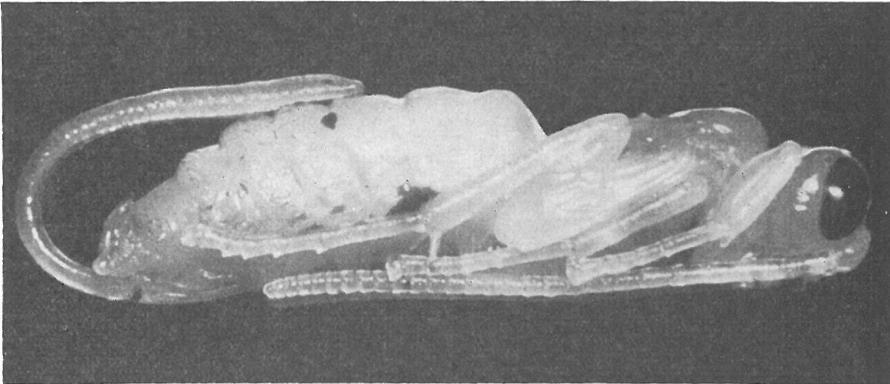


Fig. 41. Weibliche Puppe von *Cubocephalus anatorius*. 13 : 1

Legebohrers, der wie bei *Ephialtes manifestator* L. (BAUMANN, 1933) nach dorsal umgebogen ist (Fig. 41) und erst nach dem Schlüpfen der Imago eine normale Stellung einnimmt. Die frische Puppe ist gelblich gefärbt mit rotbraunen Augen und Ocellen. Die Imaginalfärbung (schwarz) nimmt ihren Ausgang vom Thorax und breitet sich von dort über den ganzen Körper aus.

Bionomie

Über die Bionomie von *Cubocephalus anatorius* ist bisher nichts bekannt geworden, jedoch hat BAUER (1958) über das Verhalten der Imagines der verwandten Art *Cubocephalus sternocerus* (Thoms.) kurz berichtet. Nach MORLEY (1907) wurde *Cubocephalus* (Grav.) aus *Emphytus cinctus* (L.) (*Tenthred.*) gezogen und *C. nigriventris* (Thoms.) in einem Gang des Fichtensplintbockes *Tetropium castaneum* L. gefunden. Von einigen nearktischen *Cubocephalus*-Arten nannte TOWNES (1944) als Wirte: *Ametastegia glabrata* (Fall.) (*Tenthred.*), *Dicerca divaricata* Say (*Buprest.*) und *Pissodes strobi* (Peck) (*Curcul.*). Diese wenigen Angaben lassen vermuten, daß die *Cubocephalus*-Arten wohl ausschließlich bei Wirten parasitieren, deren Larven in pflanzlichen Geweben leben oder diese zur Überwinterung aufsuchen.

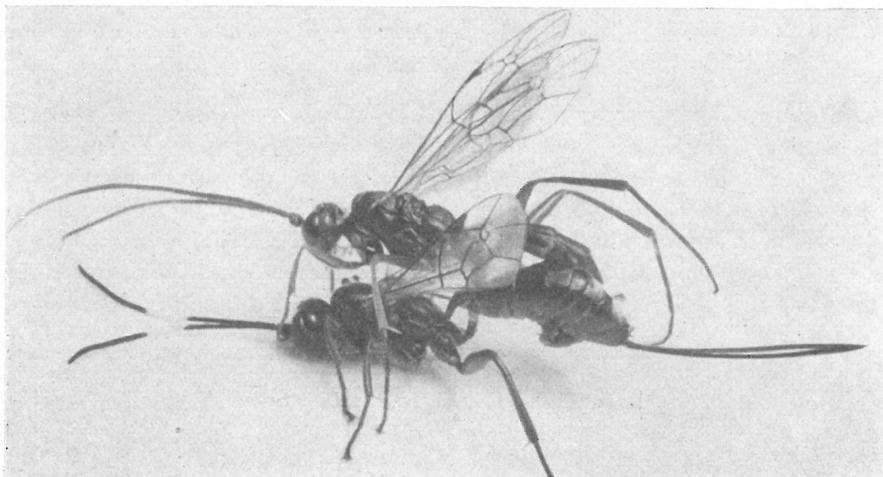


Fig. 42. Kopulation von *Cubocephalus anatorius*. 5 : 1

Die Imagines von *Cubocephalus anatorius* schlüpften im Jahre 1956 zwischen dem 28. Mai und 4. Juni, im Jahre 1957 zwischen dem 1. und 14. Juni, wobei immer ein deutliches Vorschlüpfen der Männchen zu beobachten war.

Die Kopulation erfolgte sofort nach dem Schlüpfen und wurde unter Laborbedingungen selbst in kleinen Petrischalen ausgeführt. Sowie das Männchen ein Weibchen wahrnahm, lief es deutlich erregt hinter dem Weibchen her, das, wurde es von den Antennen des Männchens berührt, meist ruhig sitzen blieb. Darauf sprang das Männchen blitzschnell auf das Weibchen, bog das Abdomen nach unten und fixierte von rechts oder links um das weibliche Abdomen herum mit den Haltezangen den Kopulationsapparat an der weiblichen Geschlechtsöffnung (Fig. 42). Die Tiere blieben in dieser Stellung ungefähr eine Minute sitzen und lösten sich dann voneinander. Im Walde beobachtete ich — wie auch BAUER (1958) bei *C.*

sternocerus — daß die Männchen in größerer Zahl lebhaft um die Kiefernstämmen flogen, ständig auf der Suche nach frisch geschlüpften Weibchen. Auch die Kopulation erfolgt, wie ich feststellte, wohl nur an den Kiefernstämmen, kurz nachdem die geschlüpften Weibchen den Bohrgang der *Strongylogaster*-Larve verlassen hatten.

Als Nahrung nahmen die Imagines in der Zucht nur Zuckerwasser zu sich, während sie Blüten unbeachtet ließen. Bei Sektionen gefangener Imagines waren im Darm keine Pollen zu finden, was darauf schließen läßt, daß die Tiere auch im Freiland nur Flüssigkeit aufnehmen.

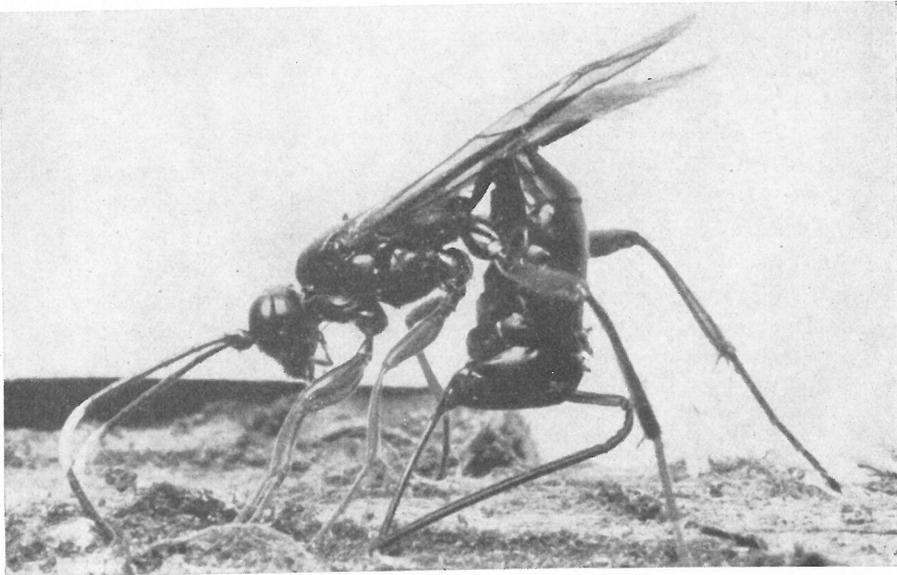


Fig. 43. Weibchen von *Cubocephalus anatorius* bei der Eiablage. 10 : 1

Kurz nach der Kopulation begannen die Weibchen mit der Eiablage. Sowohl im Freien als auch in der Zucht saßen sie ständig an der Borke, in die sich die *Strongylogaster*-Larven eingehohlet hatten. Lebhaft betasteten sie mit ihren Antennen die Borke, wobei sie offenbar von Geruchsspuren der *Strongylogaster*-Larven geleitet wurden, da sie Borke, die nicht mit *Strongylogaster*-Larven in Berührung gekommen war fast unbeachtet ließen. Hatte das Weibchen eine für die Eiablage geeignete Stelle gefunden, blieb es mit leicht nach unten gerichteten Antennen sitzen, krümmte das Abdomen so weit ein, daß die Spitze des Legebohrers unter dem Körper hindurch nahezu zwischen die Antennenspitzen zu liegen kam und begann den Bohrer in die Borke zu senken, wobei deutliche Kontraktionen der letzten Abdominalsegmente zu beobachten waren. Die Bohrerscheide hob sich mit fortschreitendem Eindringen von der Basis ausgehend ab und lag in basalen Teile stark gekrümmt neben dem Bohrer (Fig. 43), der ständig

weiter in die Borke eindrang. Hin und wieder wurde vom Weibchen eine Pause eingelegt, während der es sich putzte oder völlig ruhig saß. Je nach Lage der Wirtslarve war auch die Bohrdauer unterschiedlich. Als längste Zeit stellte ich 46 Minuten fest, doch war in diesem Fall der Bohrer noch zu einem Viertel seiner Länge außerhalb der Borke, so daß vermutlich noch längere Bohrzeiten vorkommen dürften. Häufig beobachtete ich, daß die Weibchen, nachdem sie den Legebohrer schon etwas in die Borke versenkt hatten, plötzlich mit Bohren innehielten, den Bohrer herauszogen ohne ein Ei abgelegt zu haben und an einer anderen Stelle von neuem begannen. Während der Ablage des Eies verhielten sich die Tiere völlig ruhig, lediglich die Antennen vibrierten leicht. Nach vollzogener Ablage wurde das Weibchen wieder lebhafter, lief etwas vor, zerzte den Bohrer aus der Borke heraus und begann sich ausgiebig zu putzen.

In der Zucht legte ein Weibchen 11 Eier ab, im Abdomen waren nach dem natürlichen Tode noch 4 Eier. Ein zweites Weibchen legte 13 Eier ab und hatte im Abdomen noch 3 Eier. Die absolute Eizahl war also relativ gering und betrug demnach 15 bzw. 16 Eier pro Weibchen. Da bei der Aufzucht von 16 Larven keine Verluste eintraten, dürfte auch unter Freilandbedingungen die Mortalität gering sein, zumal sämtliche Stadien in dem Borkengang sehr geschützt sind und auch die Entwicklung bis zum V. Stadium sehr schnell verläuft, so daß die gering erscheinende Eizahl für die Erhaltung der Art ausreichend ist.

Die Lebensdauer der Imagines betrug im Zuchtkasten unter Freilandbedingungen bei Zuckerwassernahrung maximal 18 Tage.

Nach der Eiablage wurde die Borke vorsichtig aufpräpariert, wobei sich ergab, daß das Ei frei in der Borkenhöhle, neben der bewegungslosen, offenbar paralyisierten *Strongylogaster*-Larve lag. Eier und Wirtslarven wurden — wie eingangs schon erwähnt — in kleine Glasröhrchen überführt, in denen die weitere Entwicklung ohne die Parasiten-Larve zu stören, gut verfolgt werden konnte.

Zwei Tage nach der Ablage wurden die Polenden des Eies stark faltig und am dritten Tage schlüpfte die Eilarve, die bald nach dem Schlüpfen an der Wirtslarve zu saugen begann (Fig. 44). Soweit durch Mehrfachbelegung noch weitere Parasiten-Eier an der gleichen Wirtslarve vorhanden waren — was in der Zucht mehrmals eintrat — wurden diese von der zuerst geschlüpften *Cubocephalus*-Larve ausgesaugt.

Die Larven zeigten eine für ihre Körperform erstaunliche Beweglichkeit und wechselten häufig die Saugstelle an der Wirtslarve. Schon nach 48 Stunden erfolgte die erste Häutung zum II. Stadium. Dabei heftete sich die Larve mit dem letzten Abdominalsegment wie mit einem Saugnapf an der Wand des Glasröhrchens fest, sprengte durch Einpressen von Körperflüssigkeit die Kopfkapsel an den präformierten Nähten und streifte

durch leichte Kontraktionen des Körpers die Exuvie ab, die ebenso wie die Eihaut frei neben der Wirtslarve liegen blieb. Die Dauer des II., III. und IV. Larvenstadiums betrug jeweils 24 Stunden. 6 bis 7 Tage nach dem Schlüpfen hatte die *Cubocephalus*-Larve die Wirtslarve restlos ausgesaugt und begann ihren Kokon zu spinnen, wozu sie sich wie bei der Häutung mit dem letzten Segment an der Glaswand festheftete und in großen Schlaufen rings um den Körper ein lockeres Gespinnst anfertigte, das sie dann von innen durch weitere Anlagerung von Spinnfäden verstärkte. Nach 2 bis 3 Tagen war der Kokon völlig fertiggestellt und die Larve lag darin, etwas verkürzt mit eingezogenem Kopf, nahezu bewegungslos. Die Exuvie der Wirtslarve lag zusammengedrückt am Ende des Bohrganges und war nur locker mit dem Parasiten-Kokon versponnen. Ohne

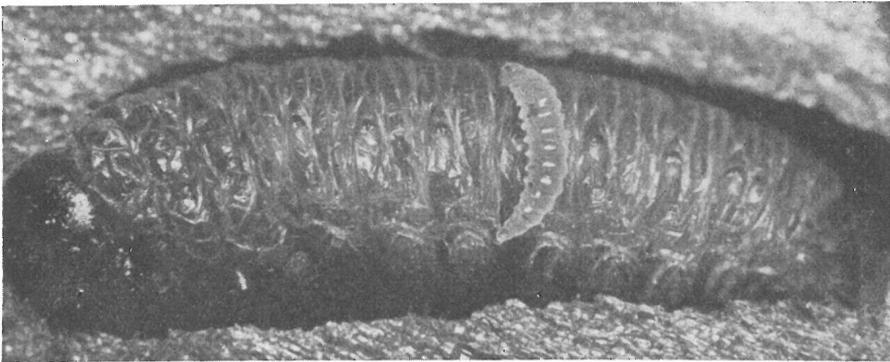


Fig. 44. I. Larvenstadium von *Cubocephalus anatorius* an der Wirtslarve. 10 : 1

Berührungsfläche in Gestalt des Glasröhrchens oder des natürlichen Borkenganges war die Larve nicht in der Lage einen richtigen Kokon anzufertigen.

8 bis 10 Tage vor der Verpuppung streckte sich die Larve, die Haut wurde stark faltig und der Kopf trat weit hervor. Es erfolgte mehrmalige Abgabe von Kot, der bräunlich gefärbt und von breiiger Konsistenz war. Zwischen dem 4. und 5. Körpersegment bildete sich eine Einschnürung, die eine deutliche Gliederung des Körpers in Thorax und Abdomen hervorrief. Am 1. Segment begannen die Imaginalaugen als schwache, rötlich scheinende Flecke sichtbar zu werden. Aus dieser Praepuppe schlüpfte dann durch einen dorsalen Längsspalt der Haut der ersten Segmente die Puppe, die im Gegensatz zur bewegungslosen Praepuppe, auf Reize durch heftige Bewegungen des Abdomens reagierte. Von MORRIS (1937) wurden bei der Verpuppung von *Exenterus abruptorius* Thbg. die gleichen Beobachtungen gemacht.

Die Häutung zur Puppe erfolgte im Jahre 1957 zwischen dem 6. und 10. Mai. Die Dauer der Puppenruhe betrug im Durchschnitt 25 Tage.

Normalerweise hat *Cubocephalus anatorius* nur eine Generation im Jahre, doch kann in besonders witterungsgünstigen Jahren auch eine zweite Generation auftreten, wie ich das in der Zucht im Jahre 1957 beobachtete. Von 16 bis zum letzten Stadium gezogenen Larven verpuppten sich drei Tage nach Fertigstellung des Kokons 6 Larven, aus denen nach einer kurzen Puppenruhe von 7 Tagen (bei ungefähr 26° C) zwischen dem 6. und 12. Juli 2 Männchen und 4 Weibchen schlüpften, nahezu einen Monat nach dem Schlüpfen der ersten Generation.

Die Imagines verlassen den Kokon durch ein Loch an seinem Ende, durchnagen die von der *Strongylogaster*-Larve angefertigten Trennwände im Bohrgang, was bei meinen Beobachtungen durchschnittlich einen Tag beanspruchte, und gelangen so ins Freie.

2. *Cubocephalus distinctor* (Thbg., 1822)

[*Ichneumon distinctor* Thunberg, Mém. Acad. Imp. Sci. St. Petersburg, 8, 257, 1822 = *Cryptus fortipes* Grav., 1829]

SCHMIEDEKNECHT (1905, p. 603) stellt diese Art zur Gattung *Stenocryptus* Thomson. Der Genotypus der THOMSON'schen Gattung *Stenocryptus (nigriventris* Thoms.) ist aber nach den Beschreibungen dem Gattungstypus von *Cubocephalus (distinctor* Thbg. = *fortipes* Grav.) so ähnlich, daß an ihrer generischen Zusammengehörigkeit kaum Zweifel bestehen dürften, weshalb *Stenocryptus* Thoms. schon bei MORLEY (1907, p. 19) als ein Synonym von *Cubocephalus Ratzeburg* geführt wird, sowie auch bei TOWNES (1944, p. 233).

Morphologie

Die Imagines von *Cubocephalus distinctor* wurden von MORLEY (1907) eingehend beschrieben, so daß ich hier nur auf die wichtigsten Unterscheidungsmerkmale zu *Cubocephalus anatorius* hinzuweisen brauche. Der Legebohrer der Weibchen von *Cubocephalus distinctor* ist kürzer als das Abdomen, während die Weibchen von *C. anatorius* einen Legebohrer besitzen, der um ein Drittel länger als das Abdomen ist.

Die Männchen unterscheiden sich vor allem in der Färbung des Gesichtes, das bei *C. distinctor* völlig gelb ist, während bei *C. anatorius* nur die inneren Orbiten, Flecke auf dem Clypeus und den Mandibeln weißgelb gefärbt sind. Ferner sind die Hüften und Trochanteren der Vorderbeine der Männchen von *C. distinctor* auf der Vorderseite weiß, im Gegensatz zu den schwarzen Hüften und Trochanteren bei *C. anatorius*. Sowohl die Männchen als auch die Weibchen von *C. anatorius* besitzen als gemeinsames morphologisches Merkmal auf dem Mesosternum vor den mittleren Coxen zwei kurze aber kräftige Zähne, die beiden Geschlechtern von *C. distinctor* fehlen.

Über die Morphologie des Eies, der Larven und der Puppe von *Cubocephalus distinctor* ist meines Wissens bisher nichts bekannt geworden.

Das Ei (Fig. 45) ist länglich, etwas gekrümmt und mit 1,75 mm Länge um 1 mm kürzer als das Ei von *C. anatorius*. Die distale Hälfte des Eies ist schlanker als die proximale. Der Dotter ist von den Polen etwas entfernt, jedoch nicht so weit wie bei dem Ei von *C. anatorius*. Die Eihaut ist durchscheinend, glänzend und ohne Struktur. Kurz vor dem Schlüpfen fällt die Haut an den Polen zusammen und wird dadurch sehr faltig. Der größte Durchmesser des Eies betrug 0,33 mm, die Färbung ist schwach gelblich.

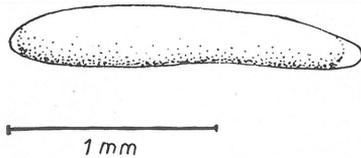


Fig. 45. Ei von *Cubocephalus distinctor*

Die fünf Larvenstadien von *Cubocephalus distinctor* sind morphologisch denen von *C. anatorius* außerordentlich ähnlich. Als einziges sicheres Unterscheidungsmerkmal kann nur der schwanzartige Fortsatz am letzten

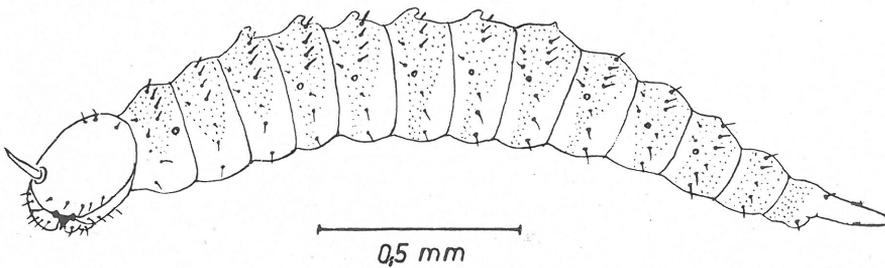


Fig. 46. I. Larvenstadium von *Cubocephalus distinctor*

Segment der Larven von *C. distinctor* herangezogen werden, worauf bei der Beschreibung der Larven von *C. anatorius* wiederholt hingewiesen wurde. Zwar verändert sich die Form dieses Fortsatzes vom I. bis zum V. Stadium (Fig. 46 und 47), doch ist er bei der lebenden Larve, obwohl er durchscheinend ist, stets deutlich zu sehen. Bei den abgetöteten Larven des III. bis V. Stadiums fällt er zusammen und ist am ungefärbten Präparat etwas schwer zu erkennen.

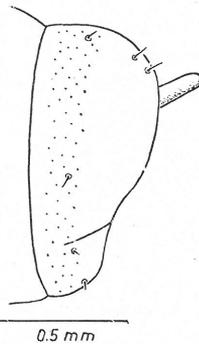


Fig. 47. Letztes Segment des V. Larvenstadiums von *Cubocephalus distinctor*. Seitenansicht.

Die Kopfstrukturen der fünf Larvenstadien beider *Cubocephalus*-Arten gleichen sich sowohl in der Ausbildung der einzelnen Sklerome als auch in der Beborstung derart (vgl. Fig. 33 und 48), daß sie für die Trennung der beiden Arten nicht herangezogen werden können. Das gleiche gilt für die Strukturen der Haut (Fig. 49) einschließlich der Beborstung, die ohnehin variiert. Zu Beginn des I. und auch des II. Stadiums trugen die Segmente 3—7 einen kleinen

dorsalen Fortsatz (Fig. 46), der sich jedoch mit fortschreitendem Wachstum verlor und somit als Trennungsmerkmal nicht brauchbar ist.

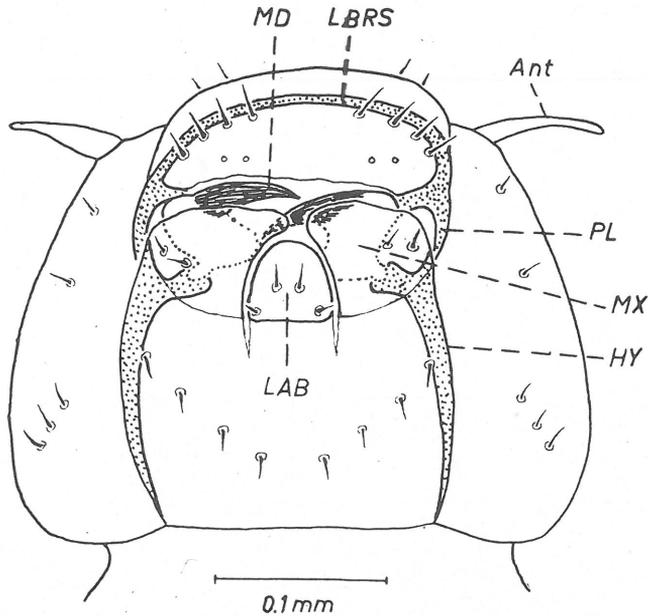


Fig. 48. Ventralansicht des Kopfes des I. Larvenstadiums von *Cubocephalus distinctor*

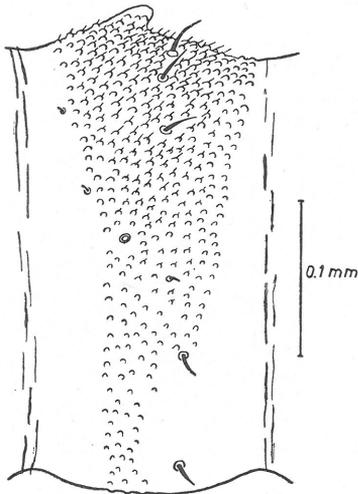


Fig. 49. Hautstruktur des 6. Körpersegmentes des I. Larvenstadiums von *Cubocephalus distinctor* (Seitenansicht)

Für die Kopfbreite und die Länge der fünf Larvenstadien von *Cubocephalus distinctor* wurden folgende Werte ermittelt:

Stadium	Kopfbreite	Länge
I.	0,34 mm	2—2,5 mm
II.	0,47 mm	3,5 mm
III.	0,62 mm	4,5 mm
IV.	0,71 mm	7 mm
V.	0,93 mm	10—12 mm

Der Kokon der Larve ist in Fig. 40b abgebildet und kann für die Trennung der beiden *Cubocephalus*-Arten — wie schon auf Seite 269 beschrieben — benutzt werden. Er ist wie der Kokon von *C. anatorius* pergamentartig, schmutzig weiß gefärbt und durchscheinend.

Die Puppe von *Cubocephalus distinctor* ist im Habitus der Imago ähnlich. Bei der weiblichen Puppe ist der Legebohrer, wie auch bei *C. anatorius*, nach dorsal umge-

bogen und auf Grund seiner geringeren Länge als Unterscheidungsmerkmal brauchbar, während die männlichen Puppen beider Arten nicht getrennt werden können. Die frische Puppe ist gelblich gefärbt mit rotbraunen Augen. Die Imaginalfärbung breitet sich wie bei *C. anatorius* vom Thorax her über den Kopf und das Abdomen aus.

Bionomie

Die Bionomie von *Cubocephalus distinctor* ist außer durch BAUERS (1958) Beobachtungen über das Verhalten der Imagines¹⁾ bisher unbekannt.

Die Imagines von *C. distinctor* schlüpften nahezu zur gleichen Zeit wie die Imagines von *C. anatorius* und zwar in der Zucht des Jahres 1956 zwischen dem 28. Mai und 6. Juni, im Jahre 1957 zwischen dem 27. Mai

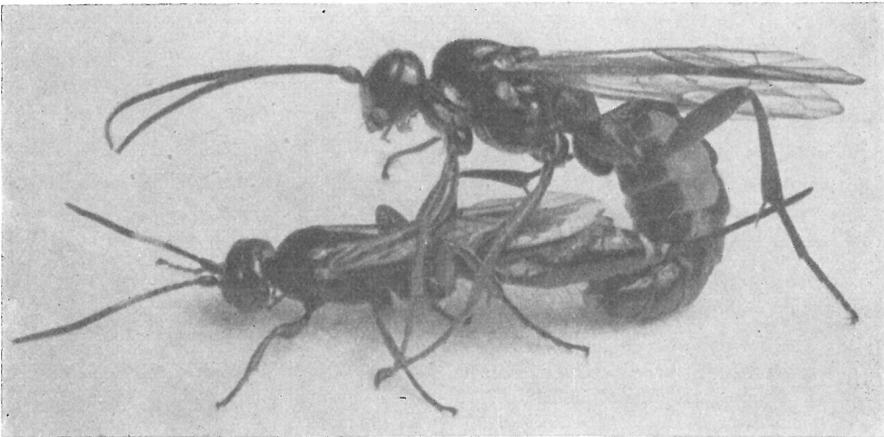


Fig. 50. Kopulation von *Cubocephalus distinctor*. 7 : 1

und 7. Juni, wobei auch bei dieser Art ein deutliches Vorschlüpfen der Männchen zu beobachten war.

Die Kopulation erfolgte kurz nach dem Schlüpfen und wurde in gleicher Weise — wie bei *C. anatorius* (Seite 270) beschrieben — ausgeführt (Fig. 50). Als Nahrung erhielten die Imagines ebenfalls Zuckerwasser, das sie gern annahmen, während eine Aufnahme von Pollen nicht beobachtet wurde.

Das befruchtete Weibchen begann kurz nach der Kopulation mit der Eiablage. Es hielt sich ständig an der Borke auf und betastete diese lebhaft mit den Antennen. Suchend kroch es in den Ritzen umher und begann dann an einer Stelle an der Borke zu nagen. Eine nähere Betrachtung dieser Stelle zeigte, daß das Weibchen dabei war, den von einer *Strongylogaster*-Larve angefertigten äußeren Verschluß eines Bohrganges aufzunagen, was ihm auch nach ungefähr einer Stunde gelang. Das Weibchen kroch dann in den Bohrgang hinein und begann dort in die eine der beiden

¹ BAUER nennt die Art noch *C. fortipes* (Grav.).

Trennwände, welche die Kammer der *Strongylogaster*-Larve gegen den übrigen Gang abgrenzen (vgl. Fig. 30), ebenfalls ein Loch zu nagen. Nach einer Stunde hatte das Weibchen auch diesen Verschuß geöffnet, krümmte das Abdomen so stark ein, daß der Legebohrer zwischen den Antennen lag, durchbohrte die nächste Trennwand und legte ein Ei ab. Danach verließ es den Gang, putzte sich sehr ausgiebig und suchte dann die Borke nach anderen Bohrgängen ab. Nach vorsichtigem Aufpräparieren der Ablagestelle fand ich das Ei mit dem stumpfen Pol noch leicht in die Trennwand eingeklemmt in der Höhle der *Strongylogaster*-Larve, die voll beweglich und nicht paralytisch war, da die Länge des Legebohrers offenbar nicht ausreicht die Wirtslarve zu stechen. Die Vermutung BAUERS (1958), daß *C. distinctor* infolge des relativ kurzen Legebohrers nur die *Strongylogaster*-Larven mit Eiern belegen kann, die dicht unter der Oberfläche der Borke liegen, ist auf Grund der oben geschilderten Ablageweise nicht zutreffend. Da ich infolge günstiger Umstände¹⁾ 16 Eiablagen beobachten konnte, die alle in gleicher Weise erfolgten, dürfte das beschriebene Verhalten der Weibchen von *Cubocephalus distinctor* spezifisch sein.

In der Zucht wurden von einem Weibchen 19 Eier abgelegt; im Abdomen fand ich nach dem Tode noch 2 ablegereife Eier. An einem Tage wurden im Maximum 4 Eier abgelegt. Die durchschnittliche Lebensdauer der Imagines betrug im Zuchtkasten bei Zuckerwasser-Nahrung 15 Tage.

Die abgelegten Eier sowie die Wirtslarve überführte ich — wie schon beschrieben — in Glasröhrchen, in denen die weitere Entwicklung gut verfolgt werden konnte. In der Aufzucht traten im Gegensatz zu *Cubocephalus anatorius* insofern Verluste ein, als die nicht paralytisierten Wirtslarven von 19 abgelegten Eiern 6 (4 als Ei und 2 als I. Larve) durch ihre Bewegungen zerdrückten.

Die Eilarven schlüpfen drei Tage nach der Ablage der Eier. Die Eihaut blieb bei allen Larven am letzten Segment hängen (Fig. 51) und wurde während des ganzen I. Stadiums von der Larve nicht abgestreift.

Die Eilarve suchte bald nach dem Schlüpfen die Wirtslarve auf und begann meist in der Nähe des Kopfes der *Strongylogaster*-Larve zu saugen. Nach 2 bis 3 Tagen hatte die *Cubocephalus*-Larve sehr an Größe zugenommen, der Darminhalt schimmerte grünlich durch die Haut hindurch und es erfolgte die Häutung zum II. Stadium. Während des II. Larvenstadiums des Parasiten wurde die Wirtslarve bewegungslos und lag wie tot in ihrer Höhle. Die Dauer des II., III. und IV. Stadiums betrug jeweils 1 bis 2 Tage. Nach der Häutung zum V. Stadium saugte die *Cubocephalus*-Larve in 2 bis 3 Tagen die schon stark eingefallene Wirtslarve bis auf die Exuvie aus und begann sich einzuspinnen. Wie die Larve von *Cubocephalus anatorius* heftete sie sich mit dem Hinterende an der Wand des Glasröhrchens bzw.

¹⁾ Der Bohrgang der *Strongylogaster*-Larve war in diesen Fällen relativ kurz, so daß bei guter Beleuchtung das Verhalten des Weibchens sehr gut zu beobachten war.

der Borkenhöhle fest und fertigte durch ständige Hin- und Herbewegungen des Vorderkörpers aus großen Schlaufen ein lockeres Gespinnst an, welches sie von innen her weiter verstärkte. In dem nach 2 bis 3 Tagen fertiggestellten Kokon lag dann die Larve, etwas kontrahiert und bewegungslos. Nur bei grober Berührung des Kokons krümmte sie sich etwas zusammen.

Die Verpuppung erfolgte in gleicher Weise und auch im gleichen Zeitraum wie bei *C. anatorius* (vgl. Seite 273). Auch die Puppenruhe betrug im Durchschnitt 25 Tage, jedoch wurde in den drei Untersuchungsjahren keine zweite Generation von *Cubocephalus distinctor* beobachtet. Die

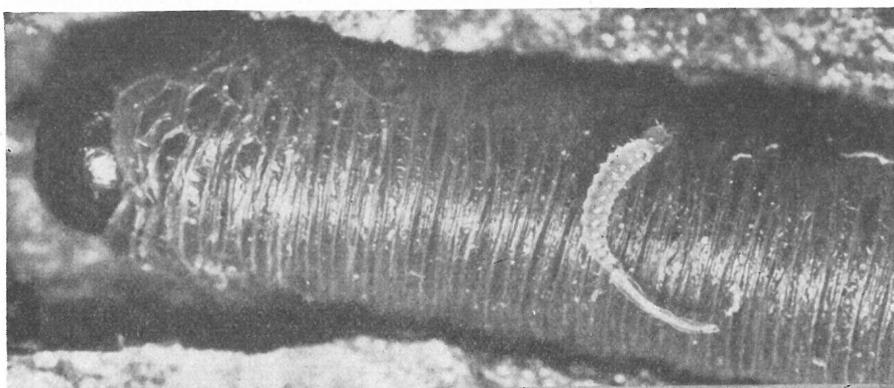


Fig. 51. I. Larvenstadium von *Cubocephalus distinctor* an der Wirtslarve.
Am letzten Segment hängt die Eihaut. 12 : 1.

geschlüpfte Imago nagte ein rundes Loch in den Kokon und in die übrige Trennwand des *Strongylogaster*-Ganges und gelangte dann ins Freie.

Beide *Cubocephalus*-Arten traten demnach zu gleicher Zeit als Parasiten bei *Strongylogaster* auf und zeigten eine sehr große Übereinstimmung sowohl in der Morphologie als auch in ihrer Bionomie, die nur in der Art der Eiablage differiert. Da *Cubocephalus distinctor* in wesentlich geringerer Zahl aus den *Strongylogaster*-Larven gezogen wurde (vgl. Tab. 1, S. 262), liegt der Schluß nahe, daß die durch den kurzen Legeböhrer bedingte Art der Eiablage, die eine Paralyisierung der Wirtslarve nicht zuläßt und somit zu einer höheren Ei- bzw. Larvenmortalität führt, der Grund für das geringere Vorkommen dieser Art sein kann.

3. *Alexeter niger* (Grav., 1829)

[*Tryphon niger* Gravenhorst, Ichneum. Europ., 2, 126, 1829]

Die von FÖRSTER (1868) aufgestellte Gattung *Alexeter* wurde von TOWNES (1945, p. 507) als Synonym zu *Mesoleius Holmgr.* gestellt. Anläßlich einer persönlichen Rücksprache mit Herrn Dr. H. K. TOWNES teilte er mir jedoch mit, daß nach seinen neueren Untersuchungen die Gattung *Alexeter* als selbständige Gattung bestehen bleiben muß.

Morphologie

Die Imagines von *Alexeter niger* wurden von MORLEY (1911, p. 168) beschrieben, so daß hier auf die Abbildung (Fig. 60) verwiesen werden kann.

Die Morphologie des Eies, der Larvenstadien und der Puppe von *Alexeter niger* wurde bisher noch nicht beschrieben, doch hat GRAHAM (1953) eine Beschreibung der Morphologie und Bionomie von *Mesoleius tenthredinis* Morl. gegeben, die mit *Alexeter niger* große Ähnlichkeit hat.

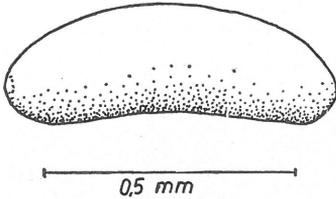


Fig. 52. Ei von *Alexeter niger*

Das Ei (Fig. 52) ist leicht bohnenförmig, durchscheinend weißlich mit glatter, glänzender Haut. Die Länge betrug 0,65 mm, der größte Durchmesser 0,22 mm.

Das I. Larvenstadium ist, wie Fig. 53 zeigt, zylindrisch, gestreckt, in Kopf und 13 deutliche Segmente gegliedert, die ventral je eine Querrfurche tragen. Die Larve entspricht im Habitus dem geschwänzten Typ der Ichneumoniden-Larven. Die Haut ist glatt und ohne

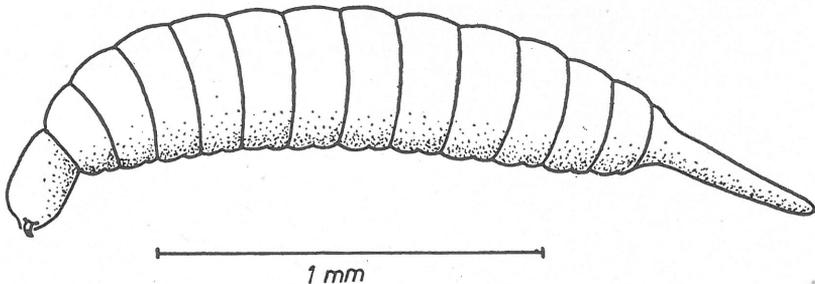


Fig. 53. I. Larvenstadium von *Alexeter niger*

Borsten oder andere Skulpturen. Stigmenöffnungen konnten nicht festgestellt werden, doch ist ein gut entwickeltes Tracheennetz im aufgestellten Präparat sichtbar.

Der Kopf (Fig. 54) ist länglich, mit ventral gerichteter Mundöffnung und stärker chitiniert als der übrige Körper, der nur von einer dünnen Haut bedeckt wird. Die Mandibeln tragen einen kräftigen, nahezu rechtwinklig gebogenen Zahn und artikulieren am sehr schwach entwickelten Pleurostoma. So wie der übrige Körper ist auch der Kopf ohne Borsten oder andere Strukturen. Die Breite des Kopfes betrug 0,19 mm, die Länge der ersten Larve schwankte zwischen 2 und 4 mm.

Die Ähnlichkeit mit der I. Larve von *Mesoleius tenthredinis* Morl. ist nach GRAHAM'S (1953) Beschreibung sehr groß. Während der Rumpf völlig

gleich aussieht, scheint der Kopf von *Alexeter niger* länger zu sein. Auch sind die Mandibelzähne von *Alexeter niger* stärker gekrümmt als bei *Mesoleius tenthredinis*. Ferner fehlen bei *Alexeter niger* die kleinen Borsten am letzten Segment.

Das II. Larvenstadium (Fig. 55) ist zylindrisch, zur Ventralseite etwas gekrümmt. Im Gegensatz zum I. Stadium ist der schwanzartige Fortsatz am letzten Segment wesentlich kürzer und wie im III. Stadium ventral gerichtet. Durch die sehr durchsichtige Haut ist ein gut entwickeltes Tracheensystem wahrzunehmen, jedoch konnten keine Stigmenöffnungen festgestellt werden. Die Haut trägt eine Skulptur, die der des III. Stadiums ähnelt (Fig. 58), doch ist sie nicht so stark ausgeprägt. Sowohl ventral als auch dorsal liegen neben dem dunkel gefüllten Darm zahlreiche weißliche Körperchen, in denen vermutlich Exkrete gespeichert werden, da sie auch bei Aufhellung nicht durchscheinend wurden.

Der Kopf des II. Larvenstadiums (Fig. 56) ist ganz im Gegensatz zum

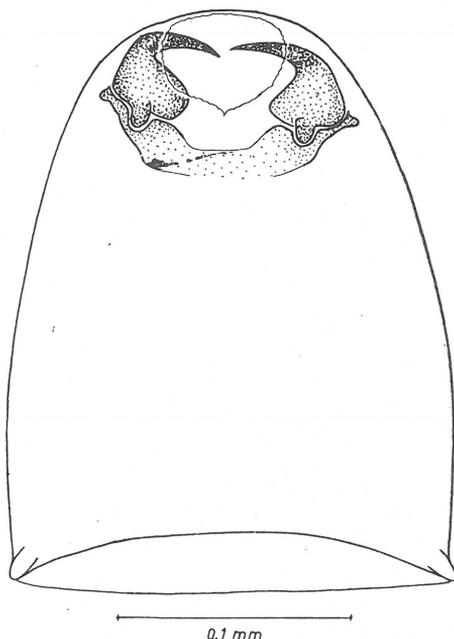


Fig. 54. Ventralansicht des Kopfes des I. Larvenstadiums von *Alexeter niger*

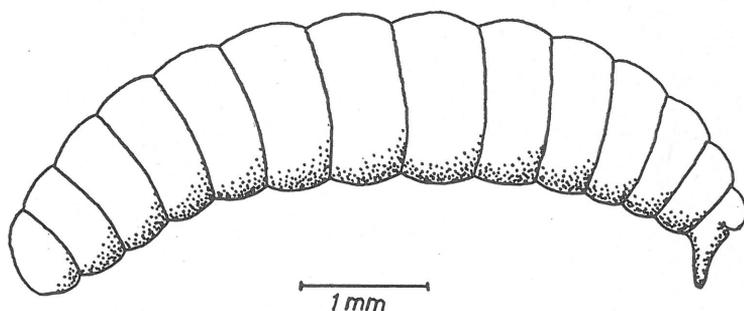


Fig. 55. II. Larvenstadium von *Alexeter niger*

I. Stadium, wie auch der übrige Körper, außerordentlich schwach chitiniert, wodurch die Untersuchung der Mundwerkzeuge sehr erschwert wird. Die Mandibeln inserieren an relativ langen Fortsätzen des Pleurostomas. Ein Hypostoma mit einem kurzen Stipitalsklerom ist vorhanden, jedoch

sehr schwach chitiniert. Das Labium mit dem Ligularsklerom und zwei Ausführungsgängen der Speicheldrüsen, sowie die Maxillen sind in Umrissen zu erkennen. Das Labrum ist in der Mitte seicht eingekerbt und überdeckt

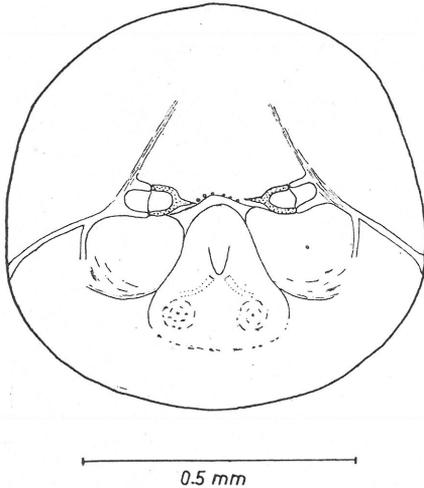


Fig. 56. Kopf des II. Larvenstadiums von *Alexeter niger*. Vorderansicht

die sehr tief liegenden Mandibeln. Die Antennenregion ist nur sehr schwach angedeutet. Die Kopfbreite betrug 0,85 mm, die Länge der Larve 5—6 mm. Auch dieses Stadium zeigt große Ähnlichkeit mit dem II. Stadium von *Mesoleius tenthredinis* Morl.

Das III. und letzte Larvenstadium von *Alexeter niger* (Fig. 57) ist dorsoventral abgeplattet, in Kopf und 13 Segmenten gegliedert, von denen das letzte ventral schwanzartig ausgezogen ist. Während die in der Wirtslarve lebenden ersten beiden Stadien nur ein gut entwickeltes Tracheennetz besitzen, trägt das III. Larvenstadium, das am Ende seiner Entwicklung die Wirtslarve verläßt, am 1. und 4.—11. Segment kleine Stigmenöffnungen, die

dorsal in der Ansatzfalte des kräftig ausgebildeten, vom 2.—12. Segment reichenden Seitenwulstes liegen. GRAHAM (1953) beschrieb bei *Mesoleius tenthredinis* Morl. keinen Seitenwulst, doch fand er auch am 3. und

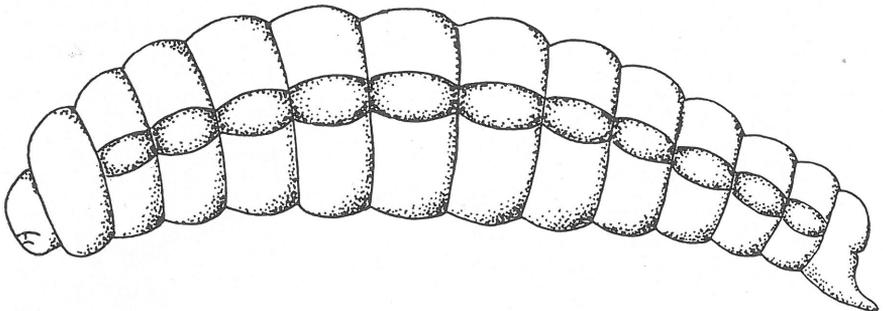


Fig. 57. III. Larvenstadium von *Alexeter niger*

12. Segment Stigmenöffnungen, die ich trotz eingehender Untersuchungen bei *Alexeter niger* nicht feststellte.

Die Haut zeigt eine deutliche Mikroskulptur in Form von halbkugligen Warzen, jedoch sind die Falten zwischen den Segmenten und den Seitenwulsten, sowie der Schwanzanhang ohne solche Warzen.

Die Larve ist weißlich gefärbt, doch scheint in der mittleren Körperregion der Darminhalt sowohl dorsal als auch ventral dunkel durch die Haut hindurch. Seitlich vom Darm liegen dicht unter der Haut runde weißliche Körperchen, die vermutlich von gespeicherten Exkreten herrühren, wie das schon beim II. Stadium beschrieben wurde. Die Länge des III. Stadiums betrug 12 bis 14 mm.

Der Kopf der Larve (Fig. 59) ist rundlich, ohne Antennen, jedoch mit angedeuteter Antennalregion. Der Epistomalbogen ist geschlossen, in der Mitte jedoch schwächer pigmentiert. Die Mandibeln sind schlank und besitzen zwischen den beiden Fortsätzen, mit denen sie am Pleurostoma artikulieren noch einen dritten, kleineren Fortsatz. Ein Labralsklerom fehlt der Larve von *Alexeter niger*.

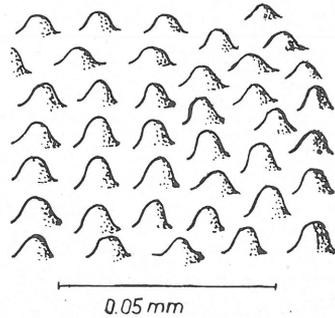


Fig. 58
Hautskulptur des III. Larvenstadiums von *Alexeter niger*

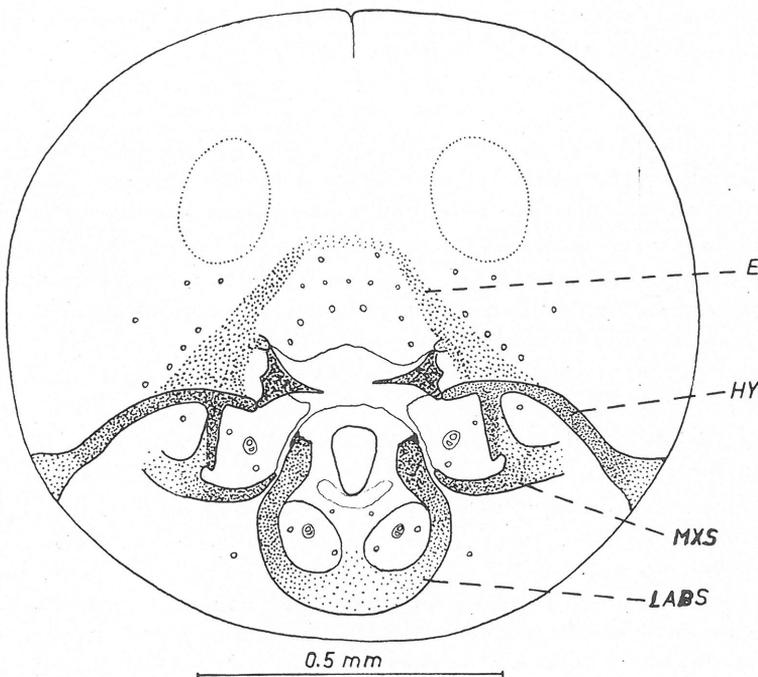


Fig. 59. Kopf des III. Larvenstadiums von *Alexeter niger*. Vorderansicht

Das Hypostoma verläuft hinter dem Ansatz des Stipitalskleroms in leichtem Bogen nach ventral. Das Maxillarsklerom ist kräftig und hat eine schwach chitinisierte Verbindung mit dem Stipitalsklerom. Das hufeisenförmige,

ventral sehr schwach chitinierte Labialsklerom ist an den dorsalen Schenkeln verdickt und dort sehr stark chitiniert. Maxillar- und Labialpalpen sind vorhanden und tragen jeweils zwei Sinnesgruben. Die Borsten des Kopfes sind außerordentlich klein, weshalb in Fig. 59 nur die Basis der Borsten als kleine Kreise eingetragen wurde. Die schon beschriebene Hautstruktur (Fig. 58) ist in etwas gröberer Form auch auf dem Kopf vorhanden.

Die beschriebenen Mundstrukturen zeigen große Ähnlichkeit mit denen von *Mesoleius tenthredinis* Morl., doch differieren die Abbildungen von BEIRNE (1941) und GRAHAM (1953) derart, daß ein exakter Vergleich nur am Objekt selbst durchzuführen ist.

Der Kokon von *Alexeter niger* ist schmutzig weiß, mit einer dünnen, pergamentartigen Wand und gleicht in der Form dem Kokon von *Cubocephalus anatorius* (Fig. 40a).

Die Puppe entspricht im Habitus der Imago. Sie ist weißlich gefärbt, mit schwach rötlichen Augen. Die weibliche Puppe ist an den schlanken 1. und 2. Valven deutlich von der männlichen Puppe zu unterscheiden. Die Imaginalfärbung entsteht zuerst am Thorax und breitet sich von hier über den Kopf und dann über das Abdomen aus.

Bionomie

Die Bionomie von *Alexeter niger* ist bisher unbekannt. Nach meinen Untersuchungen zeigt die Art eine große Übereinstimmung mit der von GRAHAM (1953) beschriebenen Bionomie von *Mesoleius tenthredinis* Morl.

Die Imagines von *Alexeter niger* schlüpften im Jahre 1956 zwischen dem 25. und 29. Mai, im Jahre 1957 zwischen dem 28. Mai und 1. Juni, wobei in beiden Jahren ein deutliches Vorschlüpfen der Männchen zu beobachten war. Einen zweiten Schlüpftermin, wie er auch von GRAHAM (1953) bei *Mesoleius tenthredinis* an sehr großem Material beobachtet wurde, stellte ich zwischen dem 27. und 29. Juli fest, als noch 3 Imagines (25%) schlüpften.

Die Kopulation erfolgte kurz nach dem Schlüpfen der Weibchen. Unter Freilandbedingungen wird sie vermutlich auf dem Adlerfarn oder in dessen unmittelbarer Nähe ausgeführt, da ich die Männchen stets dort fand. Im Labor kopulierten die Tiere selbst in kleinen Petrischalen sofort nach dem Zusammensetzen. Dabei lief das Männchen auf das Weibchen zu, setzte sich auf das Weibchen, bog das Abdomen nach unten und brachte den Kopulationsapparat an die weibliche Geschlechtsöffnung. Die Kopulation war kurz und dauerte ungefähr 20—30 Sekunden. Die Männchen kopulierten nur mit frisch geschlüpften Weibchen, während sie schon begattete unbeachtet ließen.

Die Weibchen begannen sofort nach der Kopulation mit der Eiablage. Selbst ein frisch geschlüpfte, unbegattete Weibchen legte Eier ab, aus denen jedoch keine Larven gezogen wurden. Sowohl im Freien als auch in

der Zucht liefen die Weibchen lebhaft auf dem Farn umher. Hatte ein Weibchen eine *Strongylogaster*-Larve entdeckt, lief es auf diese zu, krümmte das Abdomen unter dem Körper hindurch stark ein und stieß den Ovipositor blitzschnell in die Haut der Wirtslarve (Fig. 60). Darauf sprang es mit den Vorderbeinen hoch (Fig. 61), ließ sich auf die Seite fallen, zerrte dabei den Ovipositor aus der Haut der Wirtslarve und lief davon. Der ganze Vorgang spielte sich außerordentlich schnell, in ungefähr einer Sekunde ab. Die Wirtslarven reagierten auf den Einstich häufig durch Schlagen mit dem Abdomen, vielfach verhielten sie sich völlig ruhig oder sie rollten sich zusammen und ließen sich von dem Farnblatt zu Boden fallen.

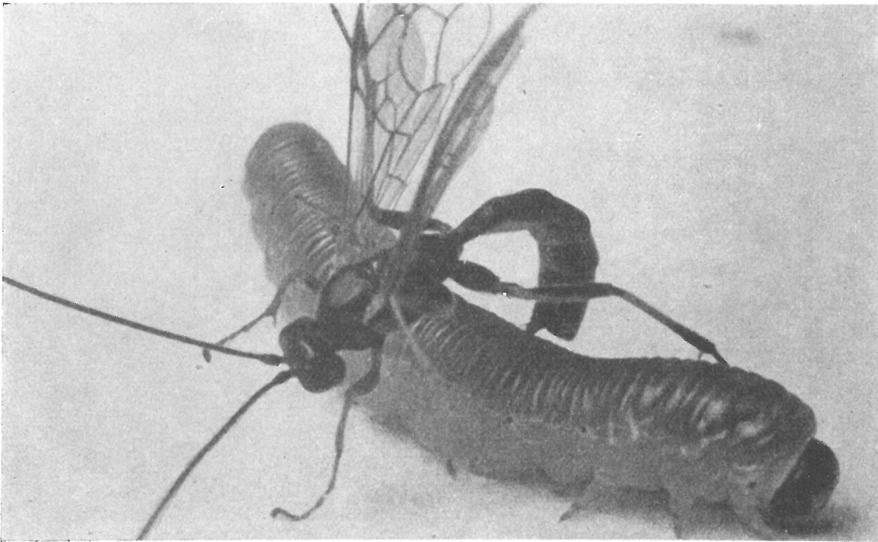


Fig. 60. *Alexeter niger* Weibchen bei der Eiablage. 6 : 1

Aus der Einstichstelle in der Haut der Wirtslarve quoll ein Tropfen wasserklarer Körperflüssigkeit, durch dessen Linsenwirkung das abgelegte Ei als kleiner weißlicher Fleck gut sichtbar war. Es wurde bei einem Einstich stets nur ein Ei abgelegt, doch kam es einige Male vor, daß eine *Strongylogaster*-Larve, die nach dem Anstich nicht rechtzeitig entfernt wurde, ein zweites oder drittes Mal von dem *Alexeter*-Weibchen angestochen wurde. Diese überbelegten Wirtslarven starben immer zwei bis drei Tage nach dem Anstich ab. Die Gesamtzahl abgelegter Eier betrug bei einem Weibchen 70 Stück. In den Ovariolen befanden sich nach dem Tode noch 36 abgelegte Eier. Im Maximum wurden von einem Weibchen, an einem Tage, 16 *Strongylogaster*-Larven mit Eiern belegt.

Die Imagines von *Alexeter niger* hatten in der Zucht in großen Doppelschalen (\varnothing 18 cm) eine Lebensdauer von durchschnittlich 3 Wochen.

Eine Bevorzugung bestimmter Larvenstadien des Wirtes konnte nicht beobachtet werden, es wurden vom I. bis zum V. Stadium sämtliche Larven zum Anstich angenommen. Die Einstichstelle befand sich fast durchweg an den Körperseiten der *Strongylogaster*-Larve, was auf die Art des Ablageverhaltens der *Alexeter*-Weibchen zurückzuführen ist.

Das Ei lag frei in der Leibeshöhle der Wirtslarve und wurde häufig durch die Bewegungen der Hämolymphe von der Einstichstelle weggeschwemmt. 10 Tage nach der Ablage des Eies fand ich die erste Eilarve, die ventral

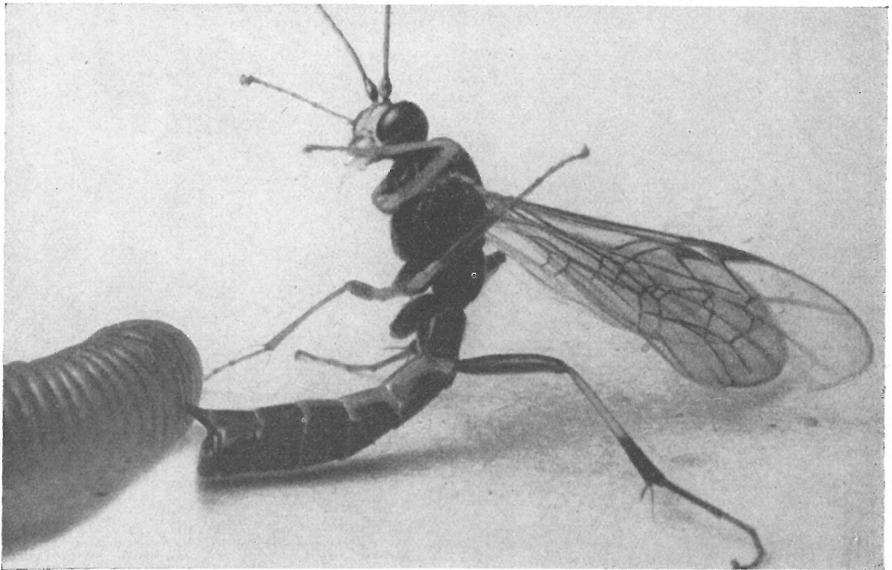


Fig. 61. *Alexeter niger* Weibchen beim Hochstemmen nach der Eiablage. 7 : 1

neben dem Vorderdarm lag. In ihrer unmittelbaren Nähe befand sich auch die Eihaut, die von einer bräunlichen, offenbar von der Wirtslarve abgeordneten Hülle umgeben war.

Nach MULDREW (1953) zeigt die Lärchenblattwespe *Pristiphora erichsonii* Htg. eine natürliche Immunität gegen den zu ihrer Bekämpfung in Canada eingeführten Parasiten *Mesoleius tenthredinis*, indem sie die Eier des Parasiten abkapselt. Die gleiche Erscheinung beobachtete ich bei den *Strongylogaster*-Larven, die bis zu 70% der abgelegten *Alexeter*-Eier durch Abscheidung einer kräftigen, braun gefärbten Chitinhülle und Bindegewebe vom übrigen Körper abkapselten, so daß die Parasitenlarven in der Eihaut abstarben.

Die Larven von *Alexeter niger* überwinterten im I. Stadium in den *Strongylogaster*-Larven, die äußerlich keine Anzeichen einer Parasitierung zeigten.

Mitte März hatten sich die Parasitenlarven zum II. Stadium gehäutet. Die Exuvie des I. Stadiums lag meist in der Nähe der Larve und zeigte auf den ersten Körpersegmenten einen dorsalen Riß, aus dem die Larve bei der Häutung schlüpfte. Am Ende des II. Stadiums, das ungefähr 10 bis 14 Tage dauerte, wurde die *Strongylogaster*-Larve bewegungslos und verfärbte sich bräunlich.

Das III. Larvenstadium schlüpfte aus der bis auf die Chitinteile aufgezehrten Wirtslarve, indem es durch kräftige Bewegungen eine Intersegmentalhaut der *Strongylogaster*-Larve sprengte und aus der Wirtsexuvie herauskroch (zwischen 10. und 15. April). Die *Alexeter*-Larve begann sofort nach Verlassen des Wirtes ihren Kokon zu spinnen, den sie in gleicher Weise wie die *Cubocephalus*-Arten anfertigte. Die Häutung zur Puppe erfolgte Ende April.

Die Puppenruhe dauerte unter Freilandbedingungen 1 Monat. Die geschlüpfte Imago schnitt mit den Mandibeln ein rundes Loch in das vordere Ende des Kokons, durchnagte die von der *Strongylogaster*-Larve im Bohrgang angefertigten Trennwände und gelangte so ins Freie.

Normalerweise verlassen die *Alexeter*-Larven den Wirt nach einmaliger Überwinterung, doch beobachtete ich in zwei Fällen, daß aus den im Frühjahr 1955 aus der Borke eingesammelten *Strongylogaster*-Larven 14 *Alexeter*-Larven noch 1955 schlüpften, während zwei Larven offenbar der Diapause ihres Wirtes folgten und erst nach der zweiten Überwinterung im April 1956 den Wirt verließen und sich verpuppten.

Trotz der relativ hohen absoluten Eizahl von 100 Eiern pro Weibchen ist der bei *Strongylogaster* festgestellte Parasitierungsgrad von durchschnittlich 3,5% als sehr niedrig zu bezeichnen. Die Ursache hierfür dürfte vor allem die Abwehrreaktion der *Strongylogaster*-Larven sein, die — wie schon erwähnt — bis zu 70% der Parasiteneier abkapselten. Darüber hinaus tritt eine weitere Verminderung der im I. Stadium befindlichen *Alexeter*-Larven durch die ektoparasitischen *Cubocephalus*-Arten und die Tachiniden ein.

B. Larvaevoriden (Tachiniden)

Wie erwähnt, wurden aus den beiden *Strongylogaster*-Arten die Tachiniden-Arten *Blondelia nigripes* (Fall.) und *Bessa selecta* (Meig.) gezogen. Die Morphologie und Bionomie von *Blondelia nigripes* ist von DOWDEN (1933) ausführlich beschrieben worden, während HAWBOLDT (1947) die Morphologie und Bionomie von *Bessa selecta* eingehend bearbeitete. Die Ergebnisse meiner morphologischen Untersuchungen an beiden Tachiniden-Arten ergaben völlige Übereinstimmung mit denen von DOWDEN und HAWBOLDT. Da *Strongylogaster* bisher noch nicht als Wirt der beiden Tachiniden-Arten bekannt war, gebe ich im folgenden eine Darstellung ihrer Bionomie, die kaum von der bei anderen Wirten beobachteten Lebensweise abweicht.

1. *Blondelia nigripes* (Fallen, 1820)

Die nach der Überwinterung in verschiedenen anderen Wirten¹⁾ schlüpfenden Imagines belegten Ende Mai—Anfang Juni 1956 die *Strongylogaster*-Larven mit Eiern, aus denen ich zwischen dem 11. und 16. Juli die zweite Fliegengeneration erhielt. Die Kopulation konnte ich nicht beobachten, doch erfolgte sie offenbar kurz nach dem Schlüpfen, wie das von DOWDEN festgestellt wurde. Die Weibchen begannen zwei Tage nach dem Schlüpfen mit der Eiablage. Wie eingangs schon beschrieben, hielt ich die Tiere in Petrischalen (\varnothing 10 cm) und reichte ihnen zum Anstich nacheinander die *Strongylogaster*-Larven. Sowie das *Blondelia*-Weibchen die Wirtslarve entdeckt hatte, lief es blitzschnell auf diese zu, bohrte mit einer ruckartigen Abwärtsbewegung des Abdomens seinen Legestachel in die Haut der *Strongylogaster*-Larve und wechselte auf die andere Körperseite über, wo nochmals ein Anstich erfolgte. Nach meinen Beobachtungen wurde erst bei diesem zweiten Anstich das Ei abgelegt, da aus den *Strongylogaster*-Larven, die sofort nach dem ersten Anstich entfernt wurden, keine Tachiniden-Imagines gezogen werden konnten. In den meisten Fällen leckte das Fliegenweibchen die aus der ersten Stichwunde austretende Körperflüssigkeit auf, wobei es sich selbst durch Abwehrbewegungen der Wirtslarve nicht stören ließ. Die Eiablage erfolgte an den III. bis V. Stadien der Wirtslarven, während die jüngeren Stadien von den Fliegen nicht beachtet wurden.

Ein Weibchen legte 38 Eier ab, im Uterus befanden sich nach dem natürlichen Tode noch 26 Eier. Ein zweites Weibchen legte nur 22 Eier ab und hatte nach dem Tode noch 14 Eier im Uterus. Die Gesamtzahl von 64 bzw. 36 Eiern pro Weibchen war im Vergleich zu DOWDENS Untersuchungen, der durchschnittlich Ablagen von 125 bis 150 Eiern pro Weibchen erzielte, relativ gering. Die Lebensdauer der Weibchen betrug bei Zuckerwasser und Pollennahrung 30 Tage, während die Männchen durchschnittlich nur 10 Tage lebten.

Das schon im Ei vollentwickelte I. Larvenstadium von *Blondelia nigripes* schlüpft offenbar kurz nach der Eiablage und wandert in den Mitteldarm der Wirtslarve. Die Dauer des I. Larvenstadiums betrug ungefähr 8 bis 10 Tage. Das II. Larvenstadium fand ich ebenfalls im Mitteldarm der *Strongylogaster*-Larven, die sich in den meisten Fällen schon in die Borke eingebohrert hatten. Die Dauer des II. Stadiums betrug ungefähr 4—5 Tage, während das III. Stadium 4 Tage bis zur Bildung des Pupariums benötigte. Das III. Larvenstadium verließ die Wirtslarve durch eine mit den Mundhaken erzeugte Öffnung und zerstörte die von der *Strongylogaster*-Larve größtenteils schon gefertigten Trennwände des Bohrganges um dann in der Kammer der Wirtslarve — gelegentlich auch im Borkengang — das Puparium zu bilden. Die Imagines schlüpften nach 13 Tagen Puppenruhe, Mitte bis Ende August 1956. Zu dieser Zeit sind im allgemeinen keine *Strongy-*

¹⁾ Eine ausführliche Wirtsliste gibt DOWDEN (1933).

logaster-Larven mehr am Farn vorhanden, so daß die dritte Generation von *Blondelia nigripes* auf andere Wirte überwechseln muß, in denen sie auch überwintert.

2. *Bessa selecta* (Meigen, 1824)

Die Imagines der ersten Generation von *Bessa selecta* belegten im Freiland Anfang Juni die *Strongylogaster*-Larven mit Eiern, aus denen am 12. und 13. Juli 1956 die zweite Fliegengeneration schlüpfte. Die Kopulation erfolgte bald nach dem Zusammensetzen der Tiere und dauerte ungefähr 25 Minuten. 4 Tage nach der Kopulation wurden die ersten Eier an *Strongylogaster*-Larven des IV. und V. Stadiums abgelegt, aus denen 1—2 Tage später die Junglarven schlüpften. Diese verließen das an der Haut der Wirtslarve angeklebte Ei durch eine kreisförmige Öffnung an der Polseite und bohrten sich dicht am Ei in den Körper der *Strongylogaster*-Larve ein, die nach wenigen Tagen um die Tachiniden-Larve einen von außen sichtbaren Trichter gebildet hatte. Die Dauer des I. Larvenstadiums betrug ungefähr 11 Tage, während das II. Larvenstadium 4 Tage dauerte. Das III. Stadium hatte nach 3 Tagen die Wirtslarve fast gänzlich aufgezehrt und bohrte sich durch die Exuvie nach außen. Die Tachiniden-Larve zerstörte die von der *Strongylogaster*-Larve angefertigten Trennwände des Bohrganges und bildete dann in der Kammer der Wirtslarve das Puparium, aus dem nach 17 Tagen Puppenruhe die Imago der dritten Generation schlüpfte (Mitte August).

Infolge des geringen Vorkommens von *Bessa selecta* konnte die Zucht nur mit einem Weibchen durchgeführt werden, das unglücklicherweise nach der Ablage von 11 Eiern entkam, so daß die Eizahl und auch die Lebensdauer der Imagines nicht festzustellen waren. Nach HAWBOLDT (1947) legte ein Weibchen ungefähr 100 Eier ab. Im Friedrichshagener Stadforst kommt *Bessa selecta* bei zahlreichen Tenthrediniden-Arten vor¹⁾. Ob ihr geringes Auftreten bei *Strongylogaster* auf ihre geringere Bindung an diese Wirtsart zurückzuführen ist oder vielleicht darauf beruht, daß die *Strongylogaster*-Larve infolge ihrer kurz aufeinander folgenden Häutungen die Tachiniden-Eier abstreift, kann hier nicht entschieden werden.

Zusammenfassung

In vorliegender Arbeit wird die Morphologie des Genitalapparates der Imagines, die Morphologie des Eies, der fünf Larvenstadien und der Puppe von *Strongylogaster xanthoceros* (Steph.) und *Str. lineata* (Christ) (Hymenoptera: Tenthredinidae) beschrieben. Durch Zucht und Freilanduntersuchungen wurde die Biologie und Gradologie beider Blattwespenarten aufgeklärt.

Von den bei *Strongylogaster* parasitierenden Ichneumoniden wurden *Cubocephalus anatorius* (Grav.), *Cubocephalus distinctor* (Thbg.) und *Alexeter niger* (Grav.) vom Ei an

¹⁾ Nach bisher unveröffentlichten Untersuchungen der Abteilung für ökologische und biocönologische Entomologie des Deutschen Entomologischen Institutes.

gezogen und ihre bisher nicht bekannte Morphologie (Ei, Larvenstadien, Puppe) und Bionomie beschrieben.

Als parasitische Dipteren traten bei *Strongylogaster* *Blondelia nigripes* (Fall.) und *Bessa selecta* (Meig.) auf. Die Bionomie beider Arten wird mitgeteilt.

Summary

There are described the genital morphology of the adults, the morphology of the eggs, the five larval instars, and the pupa of *Strongylogaster xanthoceros* (Steph.) and *Strongylogaster lineata* (Christ) (Hymenoptera: Tenthredinidae). The life-history of the two species was studied by breeding the two species in the laboratory as like as by field investigations. Among the Ichneumon flies parasitizing *Strongylogaster Cubocephalus anatorius* (Grav.), *Cubocephalus distinctor* (Thbg.), and *Alexeter niger* (Grav.) were bred from the egg. Their hitherto unknown morphology (egg, larval instars, pupa) and bionomy are described. *Blondelia nigripes* (Fall.) and *Bessa selecta* (Meig.) are reported as Dipterous parasites of *Strongylogaster*. There are given notes on the life-history of these two species.

Резюме

В настоящей статье описываются морфология полового аппарата имаго, морфология яйца, пять стадий личинок и куколки *Strongylogaster xanthoceros* (Steph.) и *Str. lineata* (Christ) (Hymenoptera-Tenthredinidae). При помощи селекции и полевых исследований удалось выяснить биологию и градологию обоих видов пилильщика.

Из ихневмонидов, паразитирующих у *Strongylogaster*, выращивали *Cubocephalus anatorius* (Grav.), *Cubocephalus distinctor* (Thbg.) и *Alexeter niger* (Grav.), начиная с яйцевой стадии; описываются их не известные до сих пор морфология (яйцо, личиночная стадия, куколка) и биономия.

Как паразитирующие у *Strongylogaster* диptеры наблюдались *Blondelia nigripes* (Fall.) и *Bessa selecta* (Meig.). Сообщается биономия обоих видов.

Benutzte Abkürzungen

A	= After	LGS	= Ligularsklerom
Adr	= Anhangsdrüse	MD	= Mandibel
Ant	= Antenne	MX	= Maxille
Ap	= Apodem des Penis	MXP	= Maxillarpalpus
Cerc	= Cerci	MXS	= Maxillarsklerom
Cpv	= Cuspis volsellaris	NS	= Nervensystem
Dgv	= Digitus volsellaris	Ov	= Ovarium
E	= Epistomalbogen	PL	= Pleurostoma
Ep	= Epiproct	Plo	= Parapeniallobus
Gba	= Gonobasis	Pva	= Penisvalve
Gco	= Gonocoxit	Rec	= Receptaculum seminis
GK	= Genitalkammer	SG	= Subgenitalplatte
Gsty	= Gonostylus	STS	= Stipitalsklerom
HY	= Hypostoma	T	= Tergit
LAB	= Labium	TF	= Tentorialfurche
LABP	= Labialpalpus	Va	= Valve
LABS	= Labialsklerom	Vaf	= Valvifer
LBRS	= Labralsklerom	Vo	= Volsella

Literatur

- ALTUM, B., *Tenthredo cingulata* Fab. (*linearis* Klug) (eine „täuschende“ Blattwespenart). Ztschr. Forst- u. Jagdwes., **21**, 271—274, 1889.
- ARENDT, A., Häufiges Vorkommen der Adlerfarnwespe *Strongylogaster cingulatus* F. Ztschr. wiss. Ins. Biol., **13**, 136, 1917.
- BAUER, R., Über die Lebensweise einiger Ichneumoniden von Blattwespenarten. (*Hym.*: *Ichneum.*; *Tenthred.*) Nachrichtenbl. Bayr. Ent., **7**, 1—2, 1958.
- BAUMANN, C., Zur Kenntnis der Metamorphose von *Ephialtes manifestator* L., *Coleocentrus excitator* Poda und *Echthrus reluctator* L. Zool. Anz., **102**, 143—155, 1933.
- BEIRNE, B. P., A consideration of the cephalic structures and spiracles of the final instar larvae of the Ichneumonidae. Trans. Soc. Br. Ent., **7**, 123—190, 1941.
- BEER, R. E., Biological studies and taxonomic notes on the genus *Strongylogaster* Dahlbom. Kans. Univ. Sci. Bull., **37**, 223—249, 1955.
- BENSON, R. B., Symphyta, in: Handbooks for the identification of British insects. 6, Part 2 (b), London 1952.
- BERLESE, A., Gli Insetti, **1**. Milano, 1906—1909.
- BIRD, F. F., Tumours associated with a virus infection in an insect (*Gilpinia hercyniae*, *Tenthred.*). Nature, **163**, 777—778, 1949.
- BISCHOFF, H., Biologie der Hymenopteren. Berlin, 1927.
- BOULANGÉ, H., Recherches sur l'appareil copulateur des Hyménoptères et spécialement des Chalastogastres. Mém. et Trav. Fac. Cathol. Lille, **28**, 1—444, 1924.
- BRISCHKE, C. G. A. & ZADDACH, G., Beobachtungen über die Arten der Blatt- und Holzwespen, **2**. Danzig, 1883.
- CARPENTIER, L., Notes sur quelques larves de Tenthredinides. Mém. Soc. Linn. Nord France, **7**, 254—286, 1886—88.
- CHAPMAN, T. A., Notes on the life-history of *Thrinax mixta* Kl. Ent. mon. Mag., **56**, 157—162, 1920.
- CRAMPTON, G. C., The genitalia and the terminal structures of males and the terminal abdominal structures of the larvae of „chalastogastrous“ Hymenoptera. Proc. Ent. Soc. Wash., **21**, 129—155, 1919.
- DAHLBOM, G., *Conspectus Tenthredinidum, Siricidum et Oryssinorum Scandinaviae. Havniae*, 1835.
- DEWITZ, H., Über die Führung an den Körperanhängen der Insekten. Berl. Ent. Z., **26**, 51—68, 1882.
- DOWDEN, P. B., *Lydella nigripes* and *L. piniariae*, fly parasites of certain tree-defoliating caterpillars. Journ. agric. Res., **46**, 963—995, 1933.
- ELIESCU, G., Beiträge zur Kenntnis der Morphologie, Anatomie und Biologie von *Lophyrus pini* L. Ztschr. angew. Ent., **19**, 22—67, 1932.
- ENSLIN, E., Die Tenthredinoidea Mitteleuropas. Beih. Dtsch. ent. Ztschr., 1912—18.
- ESCHERICH, K., Die Forstinsekten Mitteleuropas, **5**. Berlin, 1942.
- FOERSTER, A., Synopsis der Familien und Gattungen der Ichneumonen. Verh. Nat. Ver. preuß. Rheinl. Westf., (3) **5**, 25, 135—221, 1868.
- FORSIUS, R., Zur Kenntnis einiger Blattwespen und Blattwespenlarven II. Medd. Soc. Faun. Fl. fenn., **45**, 109, 1919.
- GRAHAM, A. R., Biology and establishment in Canada of *Mesoleius tenthredinis* Morley (*Hym.*; *Ichn.*), a parasite of the larch sawfly, *Pristiphora Erichsonii* Hartig. (*Hym.*; *Tenthred.*). Rep. Quebec Soc. Prot. Pl., **35**, 61—75, 1953.
- HARTIG, T., Die Familien der Blattwespen und Holzwespen. Berlin, 1860.
- HAWBOLDT, L. S., *Bessa selecta* Meig. as a parasite of *Gilpinia hercyniae* Htg. Canad. Ent., **79**, 84—104, 1947.
- IMMS, A. D., A general textbook of entomology, 8. ed. London, 1951.

- JACOBI, A., Mitteilungen über *Strongylogaster cingulatus* (F.) und *Chermes piceae*. Ber. 48. Vers. sächs. Forstvereins Wehlen, 144—150, Tharandt, 1904.
- KEIR, W., The mechanism and manner of action of the sawfly terebrae. Entomologist, 69, 25—31, 1936.
- KONOW, FR. W., Über die Blattwespen-Gattungen *Strongylogaster* Dahlb. und *Selandria* Kl. Wien. ent. Ztg., 4, 19, 1885.
- , Systematische Zusammenstellung der bisher bekannt gewordenen Chalastogastra, 1. Teschendorf, 1901—05.
- LINDQUIST, E., Können bei einer und derselben Blattwespenart verschiedene Sägezählungen vorkommen? Not. Ent., 36, 68—71, 1956.
- LORENZ, H. & KRAUS, M., Die Larvalsystematik der Blattwespen. Abh. Larvalsystem. Insekten, 1, Berlin, 1957.
- MICHENER, CH. D., in Tuxen, S. L., Taxonomist's glossary of genitalia in insects. Copenhagen, 1956.
- MORLEY, C., Ichneumons of Great Britain, 2, Plymouth, 1907; 4, London, 1911.
- MORRIS, K. R. S., The prepupal stage in Ichneumonidae, illustrated by the life-history of *Exenterus abruptorius* Thbg. Bull. ent. Res., 28, 525—534, 1937.
- MULDREW, J. A., The natural immunity of the larch sawfly (*Pristiphora erichsonii* Htg.), to the introduced parasite *Mesoleius tenthredinis* Morley, in Manitoba and Saskatchewan. Canadian Journ. Zool., 31, 313—332, 1953.
- PEACOCK, A. D., The biology of *Thrinax mixta* Kl. et *T. macula* Kl. Proc. Univ. Durham Phil. Soc., 6, 361—374, 1923.
- RATZEBURG, J. T. C., Die Forst-Insecten. 3, Berlin, 1844.
- , Die Ichneumoniden der Forstinsecten. 2, Berlin, 1848.
- D'ROZARIO, A. M., On the development and homologies of the genitalia and their ducts in Hymenoptera. Trans. Ent. Soc. Lond., 92, 363—415, 1942.
- ROSS, H. H., A generic classification of Nearctic sawflies (*Hym.*; *Symphyla*). Illinois biol. Monogr., 15, 1—173, 1937.
- RUDOW, FR., Afterraupen der Blattwespen und ihre Entwicklung. Ent. Rdsch., 29, 40, 1912.
- SCHMIEDEKNECHT, O., Opuscula Ichneumonologica, 8. Blankenburg, 1905.
- SCHWENKE, W., Untersuchungen zum Massenwechsel der Kiefernspanner *Bupalus piniarius* L. und *Semiothisa liturata* Cl. auf vergleichend-biozönotischer Grundlage. Beitr. Ent., 2, 1—55, 1952.
- SNODGRASS, R. E., The morphology of the insect abdomen. Part II. The genital ducts and the ovipositor. Smithsonian. misc. Coll., 89 (8), 1933.
- , The male genitalia of Hymenoptera. Smithsonian. misc. Coll., 99 (14), 1941.
- THOMSON, C. G., Försök till gruppering och beskrifning af Cryptinae. Opusc. Ent., 5, 521, 1873.
- TOWNES, H. K. jr., A catalogue and reclassification of the nearctic Ichneumonidae (*Hymenoptera*). Mem. Amer. Ent. Soc., 11, Part I, 1944, Part II, 1945.
- VANCE, A. M. & SMITH, H. D., The larval head of parasitic Hymenoptera and nomenclature of its parts. Ann. ent. Soc. Amer., 26, 86—94, 1933.
- WEBER, H., Lehrbuch der Insektenkunde. Jena 1933.
- , Grundriß der Insektenkunde. Jena 1949.
- YUASA, H., A classification of the larvae of the Tenthredinoidea. Illinois biol. Monogr., 7, 1—172, 1922.
- ZIRNGIEBL, L., Beiträge zur Biologie Farne bewohnender Blattwespen. Konowia, 14, 21—26, 1935.
- , Die Legewerkzeuge der Blattwespen. Beitr. naturk. Forsch. SüdwDtschl., 2, 68—99, 1937.