

# Stettiner Entomologische Zeitung.

Herausgegeben vom  
Entomologischen Verein zu Stettin.  
Schriftleitung: Dr. Ernst Urbahn.

---



---

1935.

96. Jahrgang.

Heft I.

---



---

## Beitrag zur Lebensweise der Wanzen auf feuchten Böden. (Heteropt.)

Von Dr. K. H. C. Jordan, Bautzen.

(Mit 26 Abbildungen.)

Während über die im und auf dem Wasser vorkommenden Heteropteren eine umfangreiche Literatur vorliegt, sind die Wanzen, die auf feuchtem Untergrund, also auf Moorboden, an Flußufern, feuchten Wiesen und in Brüchen leben, in bezug auf ihre Lebensweise noch recht wenig erforscht. Dabei ist die Zahl der Arten, die man auf derartigem Gelände erbeuten kann, nicht gering. Gerade in der jetzigen Zeit, in der immer mehr moorige Wiesen kultiviert werden, ganze Moore entwässert werden sollen und durch Flußregulierungen die Sumpfwälder verschwinden, ist es höchste Zeit, dem interessanten Leben dieser Wanzen nachzugehen; denn sicherlich kommt eine Zeit, wo man das Studium dieser Tiere nur noch im Ausland wird vornehmen können. Die Wasserwanzen sind in ihrem Bestand bei weitem nicht so bedroht wie die Moortiere; darum hoffe ich, daß die vorliegende Arbeit nicht unwillkommen sein wird.

Obgleich Wanzen in der Hauptsache xerophile Tiere sind, finden sich alle möglichen Übergänge von Anpassungen an Wasser und Sumpf. Schon innerhalb der eigentlichen Wasserwanzen zeigen sich mancherlei Abstufungen. *Aphelocheirus* verläßt das Wasser während der dreijährigen Lebensdauer nie und atmet nur den im Wasser gelösten Sauerstoff. Andere, wie *Micronecta*- und *Corixa*-Arten, bleiben als Larven dauernd im Wasser und gehen nur als Imago ans Land. Die Gerrididen sind mehr auf der Wasseroberfläche als am Ufer, während die Saldiden nur seltener auf das Wasser gehen, dagegen an den Uferändern ihren Wohnsitz aufgeschlagen haben. — Ganz ähnlich liegen die Verhältnisse bei den Bewohnern der Moore und Sumpfwiesen. Einige, wie die *Hebrus*-Arten, sind nur im Torfmoos zu Hause und kaum außerhalb der Moospolster zu finden. Ja, sie verkriechen sich meist so in die Tiefe, daß man

auch im Insektarium wenig über die Lebensweise erfährt. Die *Pamera*-Arten leben zwar meist auch im Moose, sind aber zur Paarungszeit an *Carex*-Arten hoch oben an den Blütenständen zu finden. Die *Cymus*-Arten dagegen leben fast immer an den Gräsern und machen nur ihre Überwinterung im Moorboden durch. Und schließlich gibt es eine ganze Schar, die nur an Stauden und Sträuchern, die im feuchten Untergrund wachsen, ihr Wesen treiben und nur zur Überwinterung den Boden aufsuchen, falls sie als Imagines die kalte Jahreszeit zubringen.

In neuester Zeit sind eine Reihe von Arbeiten erschienen, die sich speziell mit der Tierwelt der Hochmoore beschäftigen und versuchen, die Charakterformen der betreffenden Bodenart zu erfassen. Hier sind besonders die Arbeiten von Peus, Rabeler und Schubert zu nennen. Aber Peus sagt selbst: „Sodann sind viele Insektengruppen ökologisch erst mangelhaft durchgearbeitet, so daß in vielen Fällen es kaum möglich ist, ein Tier als ausschließlichen Moorbewohner zu erkennen.“ Ich kann das für die Heteropteren nur bestätigen. Hier fehlt noch sehr viel Kleinarbeit; denn von ganz wenig Arten kennen wir die Eiablage und Larvenentwicklung, wissen also über die ökologische Gebundenheit noch recht wenig. Hinzu kommt, daß manches Falsche sich in der Literatur weiterschleppt, so daß der Faunist, der unmöglich die Literatur aller Tierordnungen kennen kann, auf Grund falscher Angaben falsche Schlüsse zieht. So sei hier nur daran erinnert, daß Corixiden von mehreren Seiten einwandfrei als Algenfresser erkannt sind. Trotzdem werden auf Grund der alten Angabe, die sich immer wieder findet, Corixiden seien carnivor, Schlüsse gezogen, daß die Besiedlung eines Gewässers mit Corixiden „weniger von ernährungsbiologischen als von chemischen und physikalischen Faktoren“ geregelt wird (Peus). — Allgemeine Gesichtspunkte für die Besiedlung einer bestimmten Bodenform aufzustellen, ist sehr schwer; denn auch Peus kommt zu dem Ergebnis, daß es unter den Heteropteren „arealbedingte Tyrphophilie“ gibt, daß also Tiere, die in Nordwestdeutschland ausgesprochene Moortiere sind, in anderen Gegenden sich anders verhalten.

Nach Peus gibt es unter den Landheteropteren überhaupt keine Tyrphobionten, also Tiere, die ausschließlich und nur in Hochmooren leben. Unter den Wasserwanzen sind *Arctocorisa scotti* Dgl. Sc., *A. germari* Fieb. und *Glaenocorisa cavifrons* Thms. in Norddeutschland tyrphobiont. Tyrphophil dagegen soll unter den Landwanzen *Serenthia fallax* Horv. und speziell für Norddeutschland *Gerris odontogaster* Zett. sein. Alle anderen Wanzen, die an feuchten Orten vorkommen, sind Tiere, die sowohl auf Flachmooren, in Sümpfen, auf feuchten Wiesen usw. leben können.

Allerdings bin ich der Meinung, daß eine ganze Anzahl von Arten sehr streng an gewisse Pflanzen gebunden sind, nur wissen wir noch nichts über die Ernährungsverhältnisse und die Entwicklung. Selbst der Spezialist fängt gewisse Tiere nur in Zeiten, in denen sie wegen der Paarung und Eiablage ihre versteckte Lebensweise auf einige Zeit aufgegeben haben. Daß die Kenntnis der Lebensweise für das Auffinden eines Tieres unumgänglich notwendig ist, zeigt z. B. auch *Notonecta lutea*. Wie ich durch Zucht nachweisen konnte, bringt diese Wanze den größten Teil des Jahres, nämlich über 260 Tage, im Eistadium zu, lebt als fertige Imago nur kurze Zeit im Spätsommer und Herbst. Wenn daher für manche Gegenden das Tier als fehlend angegeben wird, so kann sehr leicht nur die falsche Fangzeit die Ursache sein, denn ein Tümpel kann alle 4 Notonecten-Arten beherbergen, und doch ergeben Fänge vom Frühjahr bis in den Sommer hinein immer nur *N. glauca*, *marmorea* und *furcata*. Dieses Beispiel zeigt wohl deutlich, mit welchen Schwierigkeiten der Faunist zu rechnen hat, wenn er nicht Spezialist für die betreffende Tiergruppe ist.

Zunächst möchte ich in folgender Tabelle eine Übersicht über die Heteropteren geben, die vorzugsweise an feuchten Stellen zu finden sind. Einige sind darunter, die merkwürdigerweise zugleich an den trockensten Stellen in gleicher Menge ihr Dasein fristen wie auch auf feuchten Sumpfwiesen. Die an solch verschiedenen Orten vorkommenden Futterpflanzen können die Ursache dafür sein, vielleicht handelt es sich aber auch um die Herausbildung neuer Rassen bzw. Arten. Eine ganze Anzahl sind Gebüschbewohner, so daß der feuchte Untergrund nicht unmittelbar für diese Wanzen nötig erscheint. So erwähnt Sch u b e r t, daß *Ischnorhynchus resedae* Pnz. im Moosebruch als bodenständig anzusehen sei, weil er auch Larven dort gefunden habe. Das Tier hat aber mit dem Moor gar nichts zu tun; man findet es ebenso an trockenen Stellen. Der Grund ist vielmehr der, daß *I. resedae* ganz an Birke gebunden ist und in den Fruchtkätzchen, wie ich durch Zucht nachweisen konnte, die Entwicklung durchmacht. Andere Arten wiederum sind ausschließlich an Sumpfpflanzen gebunden, und das sind die, die für meine Untersuchungen in erster Linie in Frage kommen.

#### Tabelle der Landheteropteren auf feuchten Böden

1. *Eusarcoris aeneus* Scop., an Sumpfrändern, feuchten Buschwäldern auf *Stachys palustris* L.
2. *Eusarcois melanocephalus* F., an gleichen Orten wie die vorige Art.
3. *Podops inuncta* F., an feuchten Grabenrändern auf Wiesen.
4. *Rhacognathus punctatus* L., auf sumpfigen Waldwiesen.

5. *Rhopalus maculatus* Fieb., Moorbewohner, besonders auf *Cirsium palustre* Scopol.
6. *Cymus melanocephalus* Fieb., auf *Carex*- und *Juncus*arten auf Sumpfwiesen.
7. *C. glandicolor* Hahn, wie vorige, aber an noch nasseren Stellen, auf Torfboden.
8. *C. obliquus* Horv., wie vorige, auch an *Scirpus silvaticus* L.
9. *Chilacis typhae* Perr., in Sümpfen nur an *Typha latifolia* L. und *T. angustifolia* L.
10. *Pamera fracticollis* Schill., auf Sumpfwiesen und Torfmooren.
11. *P. lurida* Hahn, wie vorige Art.
12. *Drymus piceus* Fl. in Torfmoos vorkommend.
13. *Scolopostethus puberulus* Horv., in Torfmoos, auf feuchtem Untergrund.
14. *Ligyrocoris sylvestris* L., auf Heidemooren Norddeutschlands und Mooren höherer Gebirge.
15. *Metatropis rufescens* H. S., in Bruch- und Buschwäldern an *Circaea*-Arten.
16. *Monanthia symphyti* Vallot, an Sümpfen und Flußufern auf *Symphytum officinale* L.
17. *M. humuli* F., an den Rändern von Gewässern auf *Myosotis*-Arten.
18. *M. lupuli* F., wie vorige Art.
19. *Serentia tropidoptera* Flor., auf *Juncus*- u. *Eriophorum*-Arten.
20. *S. ruficornis* Germ., wie vorige auf Torfmooren.
21. *S. fallax* Horv., ausgesprochen tyrphophil (nach Peus).
22. *S. laeta* Fall., ebenfalls auf sumpfigem Gelände an *Carex*- und *Juncus*-Arten, aber auch auf trockeneres Gelände gehend.
23. *Pycolampis bidentata* Goeze, auf sumpfigen, torfigen Wiesen und auf sonnigen Heideflächen.
24. *Nabis limbatus* Dahlb., in feuchten Gebüsch, Brüchern, an Wassergräben auf niederen Pflanzen.
25. *N. lineatus* Dahlb., häufig auf Flachmooren.
26. *Brachysteles parvicornis* Costa, auf sumpfigen Wiesen, auf *Carex*- und *Juncus*-Arten, auch in Torfmoos.
27. *Adelphocoris quadripunctatus* F., in feuchten Buschwäldern und im Ufergebüsch der Flüsse auf *Urtica dioica* L.
28. *Adelphocoris ticinensis* Mey. D., nach Peus typischer Sumpfbewohner, m. W. in Deutschland noch nicht nachgewiesen.
29. *Calocoris schmidti* Fieb. in feuchten Buschwäldern, auf Ufergebüsch.
30. *C. fulvomaculatus* D. G., in feuchten Auwäldern auf Gebüsch.
31. *C. affinis* H. S., in der sumpfigen Umgebung der Quellbäche.
32. *C. alpestris* Mey. D., wie vorige.

33. *Poeciloscytus palustris* Reut., auf sumpfigen Wiesen und an Grabenrändern an Gallium-Arten.
34. *Polymerus holosericeus* Hahn, auf sumpfigen Wiesen, aber auch auf Feldrainen und trockenen Berglehnen.
35. *Stenodema calcaratum* Fall., sowohl auf Sumpfwiesen wie an trockenen Stellen überall in großen Mengen.
36. *Trigonotylus ruficornis* Geoffr., sowohl an den trockensten Stellen wie an Sumpfrändern und feuchten Wiesen.
37. *Teratocoris antennatus* Boh., typischer Sumpfbewohner, an *Glyceria spectabilis* M. et K. und *Gl. fluitans* R. Br.
38. *Bothynotus pilosus* Boh., aus Torfmoos, in Bruchwäldern.
39. *Monalocoris filicis* L., in feuchten Laubwäldern auf Farnkräutern.
40. *Bryocoris pteridis* Fall., wie vorige vorkommend.
41. *Macrolopus nubilus* H. S., in feuchten Bruchwäldern auf *Stachys silvatica* L.
42. *Dicyphus pallidus* H. S., in feuchten Laubwäldern.
43. *D. constrictus* Boh., ebenfalls in feuchten Wäldern, an Quellbächen.
44. *D. errans* Wolff., wie vorige, kommt aber auch auf trockenen Stellen vor.
45. *Blepharidopterus angulatus* Fall., in feuchten Buschwäldern, an Erle gebunden.
46. *Mecomma ambulans* Fall., in der sumpfigen Umgebung von Quellen.
47. *Orthotylus flavinervis* Kbm., an sumpfigen Waldrändern auf Erlen.
48. *O. diaphanus* Kbm., an Flußufern.
49. *Byrsoptera rufifrons* Fall., an Sumpfrändern und Flußufern.
50. *Ceratocombus coleoptratus* Zett., in Torfmoos.
- 50 a. *Pachycoleus rufescens* J. Shlbg., in feuchtem Moos.
51. *Hebrus pusillus* Fall., in Torfmoos.
52. *H. ruficeps* Thoms., wie vorige.
53. *Mesovelvia furcata* Muls., an und auf dem Wasser von Tümpeln und Teichen.
54. *Microvelvia schneideri* Scholtz, wie vorige.
55. *Velia currens* F., auf Bächen und an Sumpfrändern.
56. *V. rivulorum* F., wie vorige.
57. *Hydrometra stagnorum* L., an und auf ruhig fließenden und stehenden Gewässern.
58. *H. gracilentata* Horv., wie vorige.
59. Die *Gerrididen* leben bekanntlich sämtlich auf und an Wasser und sind daher nicht einzeln aufgezählt; ebenso sind sämtliche Wasserwanzen, als nicht hierher gehörend, weggelassen. Von

den Saldiden sind einige zu nennen, die auch auf feuchten Böden vorkommen, obgleich sie in der Hauptsache alles Bewohner der Ufer- oder Strandzonen sind.

60. *Chartoscirta cincta* H. S., auf Torfsümpfen.

61. *Ch. elegantula* Fall., an sehr nassen Stellen auf Sümpfen und an Moorwässern.

62. *Ch. cooksi* Curt., unter Binsenbüschen, im Sphagnum und an Wiesengräben.

Alle anderen in der Literatur aufgeführten Arten, die für feuchte Böden charakteristisch sein sollen, halte ich nach meinen Erfahrungen für Irrgäste, die sich verfliegen haben, oder die wegen einer zufällig auf dem feuchten Untergrund vorkommenden Futterpflanze ihren Wohnsitz dort aufgeschlagen haben. So kann man an den *Salix*-Arten im Moor manche Wanze auffinden, die auch an *Salix* auf ganz trockenen Stellen vorkommt. Es ist eben unbedingt nötig, die Lebensweise der einzelnen Arten zu studieren, nur so wird man einwandfreie Ergebnisse bekommen können.

Im folgenden sind einige besonders charakteristische Bewohner von feuchten Böden in ihrer Lebensweise geschildert und zwar:

*Cymus glandicolor* als ständiger Bewohner von Sumpfgräsern,

*Chilacis typhae* als Bewohner des Rohrkolbens,

*Pamera fracticollis* als Bewohner von Moosen auf feuchten Standorten, der aber zur Paarungszeit an Gräsern lebt und

*Hebrus ruficeps* als typischer Torfmoosbewohner.

**Methode** In allen Fällen wurde versucht, die durch Freifänge gewonnenen Ergebnisse durch Zucht im Insektarium zu ergänzen und nachzuprüfen. Je nach dem Fangort wurde der Boden ausgewählt, in dem die am Standort wachsenden Pflanzen eingebracht wurden. Da einige dieser Tiere frische Gräser zum Gedeihen brauchen, waren ziemlich hohe Gläser nötig, doch wurde der Umfang der Gläser nicht zu groß gewählt, da sonst die Kontrolle der Tiere zu schwierig wird. Doch lassen sich auf diese Weise natürliche Bedingungen nur schwer schaffen. Die Zucht solcher Mooswanzen ist viel schwieriger als die von Wasserwanzen. M. E. fehlt vor allem der austrocknende Wind. Man muß die Gläser verschlossen halten, dadurch bekommt man aber eine so dumpfe Atmosphäre, daß einesteils der Boden stark versauert, andernteils Pilze den Boden überziehen. Sonderbarerweise schadet dieses Zuviel an Feuchtigkeit sowohl den Eiern und Junglarven als auch den Tieren, die doch gewöhnt sind, in feuchten Moospolstern zu leben. So kam es, daß vielfach Verschimmungen von Eiern und Larven vorkamen und manche Mißerfolge die Arbeit unterbrachen. Trotzdem ist mir

gelungen, die Tiere wochen- und sogar monatelang in diesen Insektarien zu halten und bis auf eine Art auch zur Zucht zu bringen, so daß ich über die Lebensweise guten Aufschluß erhielt.

### 1. *Cymus glandicolor* Hahn.

Wir besitzen in Deutschland 4 *Cymus*-Arten, von denen 3, nämlich *C. melanocephalus* Fieb., *C. glandicolor* Hahn und *C. obliquus* Horv. auf feuchten Böden vorkommen, während *C. clavicularis* Fall. an trockenen Stellen vorzugsweise zu finden ist. Nach meinen Beobachtungen, die auch mit denen G u l d e s übereinstimmen, ist *C. glandicolor* diejenige Art, die von allen die nassesten Plätze bevorzugt. Ich wählte für meine Untersuchungen eine stark moorige Sumpfwiese als Hauptarbeitsfeld, die reichlich mit *Carex vesicaria* L., *C. goodenoughii* Gay., *C. gracilis* Curt. und *C. elongata* L. bestanden war. Die Reihenfolge der Namen soll zugleich angeben, in welcher Stärke die Pflanzen von *C. glandicolor* besetzt waren. An *C. vesicaria* fand ich bei weitem die meisten Imagines und Larven dieser Wanze. Die ganze Entwicklung wird an diesen Pflanzen durchgemacht; denn sie bieten für Imagines und Larven Nahrung und Unterschlupf und sind zugleich die Stellen, an denen die Eier abgelegt werden können. *C. glandicolor* ist während des ganzen Sommers kein Bodentier, sondern lebt an den Gräsern, darum siebt man die Wanze im Sommer normalerweise auch nicht aus den Moospolstern der Moore.

Im allgemeinen sind die *Cymus*-Arten schwerfällige Tiere, die man kaum fliegen sieht. Sie klettern an den Stengeln und vor allem an den Blütenständen umher, sitzen aber meist an der Nahrungsquelle ruhig mit dem Aussaugen der Früchte beschäftigt; denn diese bilden, solange sie grün sind, für Imagines und Larven die Hauptnahrung. Selbst an solchen, die schon trocken sind, sieht man sie saugen, nur an ganz harte, reife gehen sie nicht. Da aber die Früchte nur eine gewisse Zeit vorhanden sind, müssen die Imagines auch an anderen Stellen Nahrung finden, deshalb sieht man sie auch an Stengeln, selbst wenn diese schon braun werden, bei der Saugtätigkeit. Wenn die Tiere ihren Kopf zwischen die dicht stehenden Früchte der Ähre einbohren, werden die Fühler leicht beschmutzt, so daß das Saugen öfters vom Putzen der Fühler unterbrochen wird, und zwar werden die Fühler zwischen den Tarsen der Vorderbeine durch lebhaftes Streichen nach der Spitze zu gereinigt. Während der Nahrungsaufnahme sind die Imagines nicht leicht zu sehen, noch schwerer erkennt man die Larven, deren Abdomen genau so bräunlich aussieht wie die Deckschuppen der Früchte. Die Stellung beim Anstechen eines Blattes von *Carex* ist so, daß der Vorderkörper sohräg nach oben zeigt. Senkrecht dazu steht der

Schnabel, und deutlich sieht man eine pumpende Bewegung des ganzen Körpers. Nach ungefähr 4 Minuten wechseln die Wanzen die Stellung, um bald darauf an einem anderen Platze ebenso lange zu saugen.

**Kopulation.** Der Beginn der Kopulation richtet sich selbstverständlich nach der Witterung. Da der Mai 1933 sehr naß und kalt war, so trat erst zu Beginn des Juni allgemein die Paarungszeit bei den moorbewohnenden *Cymus*-Arten auf. Ich fing vom 3. Juni an und in den folgenden Tagen an allen geeigneten Stellen zahlreiche Imagines, die in Kopula waren. Auch im Insektarium wurde sie fortgesetzt. Die Vereinigung der Männchen und Weibchen erfolgt so, daß das Männchen auf den Rücken des Weibchens steigt und den Penis von oben her einführt. Viele Stunden bleiben die Tiere in dieser Stellung, laufen dabei auch umher, so daß es bei der dichten Besetzung der Pflanzen nicht möglich ist, ein Pärchen dauernd im Auge zu behalten und die Kopulationsdauer zeitlich genau festzulegen.

**Eiablage und Eier.** Weibchen, die ich zur Zeit der Kopulationsperiode öffnete, hatten meist 7-8 Eier im Abdomen, doch gibt die Zahl natürlich keinen Anhalt für die Gesamtzahl der Nachkommen. Zweifellos verhalten sich die *Cymus*-Arten genau so wie die meisten anderen Wanzen. Die Entwicklung der Eier erfolgt allmählich, die Eiablage zieht sich demnach geraume Zeit hin. Nach meinen Beobachtungen an dem Auftreten der Junglarven ist Anfang Juli die Eiablage beendet. Man findet dann kaum noch Larven des ersten Stadiums, so daß insgesamt eine Dauer von 4-6 Wochen für die Eiablage zu rechnen ist.

Die Eier (s. Abb. 1) selbst fand ich an *C. goodenoughii* und *C. gracilis*. Sicherlich kann man sie auch noch an anderen, ähnlichen *Carex*-Arten entdecken. Sie werden der Länge nach an die Deckspelzen der Fruchtstände mit einer hyalinen Kittmasse geklebt und sehen zunächst weißgelb aus. Späterhin wird die Farbe immer dunkler, weil durch die dünne, durchsichtige Chorionhülle der Körper orangerot durchleuchtet. Man erkennt nun auch die dunklen Augen, ja sieht sogar die Körpersegmentierung, was gewiß ein Beweis dafür ist, wie dünn die Eischale ist. Die Länge des Eies beträgt 0,85 mm, die Breite 0,27 mm im Durchschnitt. Geringe Abweichungen nach oben und unten kommen vor. Die Eier von *C. melanocephalus* sind ganz ähnlich, nur etwas größer (beinahe 1 mm lang) und wesentlich breiter (bis 0,36 mm breit). Irgendwelche Struktur erkennt man am Chorion nicht, auch die Mikropylen (s. Abb. 2) sieht man nur deutlich am geschlüpften Ei. An dem etwas breiteren Ende des Eies bemerkt man 4-6 zapfenförmige Vorsprünge, die deutlich braun aussehen. Bald verzüngen sie sich

nach oben zu, bald sind sie mehr zapfenartig geradlinig, stets aber beobachtet man in der Mitte einen schwach trichterförmigen Eingang, der jedoch keinen längeren Kanal in das Innere hinein verfolgen läßt.

Das Schlüpfen der Eier und die Larven. Beim Schlüpfen durchbricht die Junglarve das Ei am Mikropylenpol, indem die Chorionhülle unregelmäßig aufreißt. Die Larve des Stadium I ist im Durchschnitt 1,2 mm lang und 0,7 mm breit (s. Abb. 3). Die Farbe ist ein Rotbraun, das mit den reifenden

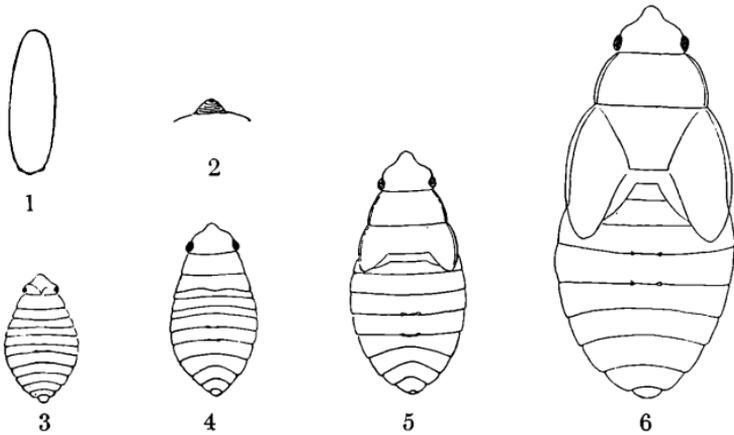


Abb. 1. Ei von *Cymus glandicolor*, vergr. 18 ×  
 2. Mikropyle des Eies, stark vergr.  
 3. Larvenstadium I von *C. glandicolor*, vergr. 12 ×  
 4. II  
 5. III  
 6. V

Früchten der *Carex*-Arten sehr gut übereinstimmt. Der Bau der Junglarve geht am besten aus beistehender Skizze hervor. Man erkennt daran, daß die Augen am Kopf wenig hervortreten, daß am Thorax das Pronotum das größte Segment bildet, daß aber Meso- und Metanotum wenig Bemerkenswertes erkennen lassen. Am Ende des 3. und 4. Abdominalsegmentes erkennt man die Pori der Dorsaldrüse. Sie besteht demnach aus 2 unpaaren Drüsen. Nach Gulde sollen ja die *Lygaeiden* meist 3 unpaare Drüsen besitzen, doch konnte ich schon für *Nysius punctipennis* H. S. nachweisen, daß bei dieser *Lygaeide* ebenfalls die Drüse zweiteilig ist. Demnach scheint dieser Typus bei den *Lygaeiden* häufiger vorzukommen, als Gulde annimmt (s. w. u. auch *Chilacis typhae*). Immerhin ist bemerkenswert, daß zwei im System so nahestehende Gattungen wie *Nysius* und *Cymus* auch im Bau dieser larvalen Drüsenmerkmale

Übereinstimmungen zeigen. — Eine helle Randlinie läßt bereits in diesem frühen Stadium die spätere Connexivumbildung erkennen. — Der Schnabel reicht bis an das Ende oder gar bis auf die Mitte des 3. Abdominalsegmentes, ist also relativ länger als bei späteren Stadien und bei der Imago. Es ist ja auch nötig, daß die Junglarve genau so gut an die Nahrungsquelle heran kann wie die größeren Tiere. Die Beine zeigen nichts Besonderes. Die Tarsen sind zweigliedrig, die Klauen sehr groß, die Haftläppchen fast so lang wie die Klauen.

**Stadium II** (s. Abb. 4). Länge 1,81 mm, Breite 0,88 mm. Der Unterschied zum Stad. I liegt in der Ausbildung der Thorakalsegmente. Das Pronotum ist kräftiger und vor allem dunkler gezeichnet. Das Mesonotum ist in der Mitte und an den Seiten ausgebuchtet und läßt damit die erste Anlage der Deckflügelscheiden erkennen. Das Metanotum erscheint durch das Wachstum des Mesonotums kürzer. Durch die stärkere Ausbildung des Thorax ist der Schnabel scheinbar kürzer und erreicht nur das erste Abdominalsegment. Durch die dunklere Gesamtfärbung wird eine weitere Übereinstimmung mit den reifenden Carexfrüchten erzielt, indem diese ebenfalls immer dunkler werden.

**Stadium III** (s. Abb. 5). Länge 2,1 mm, Breite 1,1 mm. In diesem Stadium treten die größten Schwankungen in den Größenverhältnissen auf. Eine Larve war 1,8 mm lang, eine andere dagegen 2,8 mm. Trotzdem ist die Zugehörigkeit zum gleichen Stadium feststehend, da die Merkmale der Thoraxausbildung sehr deutlich sind. Es sei hier erwähnt, daß *Gulde* von den Imagines erwähnt, daß sie in der Größe sehr abändern, daß man oft an den gleichen Fundstellen sehr kleine und sehr große Stücke findet. — Das Pronotum zeigt eine auffällige, helle Randlinie, die sich auch noch auf das Mesonotum fortsetzt. Dieses ist beachtlich gewachsen und erreicht mit den beiden Randzipfeln, den Deckflügelscheiden, das Ende des 1. Abdominalsegmentes. Auch das Metanotum ist größer geworden und läßt die Flügelscheidenanlage erkennen, die zwar von den Deckflügelscheiden weitgehend verdeckt werden, aber doch am Innenrande deutlich hervortreten. Sie reichen bis in die Mitte des 1. Abdominalsegmentes.

**Stadium IV** (s. Abb. 6). Länge 3,6 mm, Breite 1,7 mm. Auch hier gibt es beträchtliche Größenunterschiede zwischen Tieren, die noch nicht 3 mm lang sind und solchen, die 4 mm erreichen. Charakteristisch ist das Wachstum des Mesonotums. Die Deckflügelscheiden reichen bis auf die Mitte des 3. oder gar bis an das Ende dieses Abdominalsegmentes und verdecken damit die Flügeltaschen weitgehendst, deren schmaler Saum an der Innenseite erkennen läßt, daß diese bis in die Mitte des 2. Segmentes reichen.

Deutlich erkennbar ist auch die Anlage des großen Skutellums. Das Rostrum reicht bis an die Coxen der Hinterbeine. — Die Beine selbst bekommen eine deutliche Zeichnung. Die Schenkel und das letzte Drittel der Schienen sind dunkel, ebenso die ganzen Tarsen, während bei der Imago nur die letzte Hälfte der Klauen dunkel ist. Ebenso sind die Fühler in ihrer Gesamtheit dunkelbraun, während bei der Imago nur das Endglied diese Färbung aufweist. — Bei den Larven, die sich zu Weibchen entwickeln, erkennt man das Genitale. Am Ende des 7. Segmentes ist eine spitzwinklige Ausbuchtung, das 8. Segment ist weit gespalten und durch zwei am Ende gerundete Platten verschlossen. Die Legeröhre selbst ist noch nicht sichtbar, liegt aber in der ganzen Länge verborgen unter der Haut. Mir ist von anderen Wanzenlarven noch nicht bekannt, daß Larven ein so weit ausgebildetes Genitale haben, ja man gibt im allgemeinen das Fehlen der Geschlechtsmerkmale als besonderen Larvencharakter an. Es macht fast den Eindruck, als ob sich die Larven zu geschlechtsreifen Tieren entwickeln wollten, daß also gewissermaßen eine Entwicklungsverkürzung eintreten solle.

Aus obiger Beschreibung geht hervor, daß *C. glandicolor* nur 4 Larvenstände hat. Am 15. 7 fing ich zahlreiche Imagines, die eben geschlüpft waren, was durch die hell-rötlichbraune Färbung und die Weichheit des Chitins sich zeigte. Daraus kann man schließen, daß die Gesamtentwicklung eine Zeit von 7-8 Wochen braucht. Im Insektarium schlüpften ebenfalls Mitte Juli die Imagines. Die Exuvien sind sehr gut erhalten, nur längs des Rückens geplatzt, die Beine in natürlicher Stellung, nur etwas hochgestellt, was ja durch das Herausziehen aus der Larvenhaut ohne weiteres erklärlich ist. — Von Ende Juli und Anfang August an kann man keine Larven mehr finden. Es gibt demnach nur eine Generation im Jahre. Die Überwinterung erfolgt als Imago im Moos.

## 2. *Ghilacis typhae* Perr.

Wie der Name richtig kundtut, ist diese Wanze in engster Verbundenheit mit dem Rohrkolben, *Typha latifolia* L. und *T. angustifolia* L., wenigstens so lange die Rohrkolben reifen und als Fruchtstände im Freien anzutreffen sind. Da das bekanntlich nur im Herbst, Winter und Frühjahr der Fall ist, weiß man über den Sommeraufenthalt dieser Wanze so gut wie gar nichts, während der Winteraufenthalt jedem Sammler bekannt ist. Das kommt auch daher, daß man bei Frost gut an die Rohrkolben im Sumpf heran kann. Deshalb ist die folgende Sammelmethode allgemein üblich geworden: man trägt bei Frost Rohrkolben ein, im warmen Zimmer

kommen bald die Imagines zum Vorschein. Wiederholt sind bei diesen Gelegenheiten auch Larven gefunden worden, ja Collet gibt sogar eine Beschreibung des 2., 3. (?) und 4. Stadiums, allerdings sind die Skizzen, die er beifügt, wenig deutlich. Eine Darstellung der Entwicklung und gesamten Lebensweise versucht er nicht.

Im allgemeinen gilt *C. typhae* in Deutschland, England, Dänemark, Frankreich usw. als selten. Wie aber jeder Sammler weiß, sind Angaben über Seltenheitswerte vorsichtig aufzunehmen. Vielfach ist nur die Sammelmethode daran schuld, wenn ein Tier wenig erbeutet wird. Nach meinen Erfahrungen ist *C. typhae* in der Oberlausitz, wo viel Teiche und damit viel Rohrkolben vorkommen, ein durchaus häufiges Tier, nach dem ich noch in keinem Teichgebiet vergeblich gesucht habe. Allerdings habe ich nicht bloß die Rohrkolben eingesammelt, sondern auch die ganze Pflanze durchsucht und dabei festgestellt, daß *C. typhae* oft auch unter den Blattscheiden lebt, während der Kolben vor allem zu Nahrungszwecken und zur Fortpflanzung aufgesucht wird. Zu 20-30 Stück sitzen die Tiere eng zusammengedrängt unter den Blattscheiden, ja sogar lebende und tote findet man da nebeneinander. Ebenso kann man an den Rohrkolben bei günstiger Witterung viele an der Außenfläche vereint sitzen sehen. Zweifellos kommt diesen Tieren ein besonders geselliger Trieb zu. An einem Grashalm, der ganz dünn war, saßen in meinem Insektarium die Tiere so zusammengedrängt, daß sie kaum Platz hatten. Da sie nicht daran saugten und ihre Nahrung auch eine andere ist, kann also eine gemeinschaftliche Nahrungsquelle nicht die Ursache für diese Vergesellschaftung sein, sondern nur der gesellige Trieb.

Nach Collet sollen die Tiere nur in alten Kolben vorkommen. M. T. Edmonds fand sie jedoch auch in frischen, was ich ebenfalls bestätigen kann. *Typha latifolia*, die als einzige Wirtspflanze in der Literatur angegeben wird, ist zweifellos bevorzugt als Aufenthaltsort, weil die Früchte langgestielt und damit der Unterschlupf für die Tiere besser ist. Aber auch in *Typha angustifolia* ist *C. typhae* zu finden, wie ich mehrmals im Freien beobachten konnte.

Lebenszyklus. Da die Tiere für ihre Larvenentwicklung ganz an die Fruchtstände von *Typha* gebunden sind, geht ihre Entwicklung in der kalten Jahreszeit vor sich, gewiß ein merkwürdiger Fall, der seine Parallele in der Vogelwelt beim Kreuzschnabel findet. Es richtet sich also die Entwicklung der Larven nach der Nahrungsquelle und nicht nach der Jahreszeit; denn Larven wie Imagines sind außerordentlich winterhart. Im Spät-

sommer beginnt die Kopulation, die sich bis in den Oktober fortsetzt. Ein Teil der Larven schlüpft bereits im Herbst zur Imago, schreitet auch noch im Winter zur Kopulation, und erst im Mai kommenden Jahres sind alle Larven fertig und nur noch Imagines anzutreffen. Die Sommermonate gehören der Ruhe an und werden auf dem Moorboden und an Pflanzen der Teichufer zugebracht. Erst wenn die Fruchtstände von Typha fertig sind, beginnt das Liebesleben der Rohrkolbenwanze.

**Kopulation.** Die Kopulation erfolgt außen an den Rohrkolben, meist auf der von der Sonne beschienenen Seite. Im September ist zweifellos die Hauptzeit der Kopulation. Das kann man aus der Zahl der Junglarven schließen. Daß aber auch noch im Oktober Kopulationen vorkommen, konnte ich öfters beobachten. Mitte bis Ende dieses Monats scheint jedoch der Trieb erloschen zu sein. Alle Weibchen, die ich öffnete, hatten keine Eier mehr im Leibe, und zahlreich waren die Tiere, die im Insektarium abstarben. Ebenso fand ich vielfach Tiere tot im Freien an den Rohrkolben. Wohl aber findet wieder eine Kopulationsperiode im November und, falls das Wetter besonders günstig ist, im Dezember statt. Das sind aber nicht mehr die alten Tiere, sondern die Imagines der neuen Generation.

**Generationen.** Das Leben dieser Wanzenart dauert durchschnittlich ein Jahr. Zur Übersicht des Entwicklungsganges diene folgender Plan:

- September: Alte Imagines, Beginn der Eiablage, erste Larven.  
 Oktober: Alte Imagines, weitere Eiablage, zahlreiche Larven aller Stände.  
 November: Alte Imagines sterben ab, neue schlüpfen, Kopulation der neuen Imagines und u. U. Eiablage der neuen Generation.  
 Dezember: Neue Imagines, Larven älterer Stadien der alten Imagines und junge Larven der neuen Generation.  
 Januar: Larven beider Generationen, neue Imagines.  
 Februar: Larven beider Generationen, neue Imagines.  
 März: Larven beider Generationen, neue Imagines.  
 April: Larven beider Generationen schlüpfen, Imagines sterben teilweise ab.  
 Mai: Imagines.  
 Juni: Imagines.  
 Juli: Imagines.  
 August: Imagines.  
 September: Kopulation.

Daraus ergibt sich, daß manche Tiere als Imagines von November bis Oktober, andere dagegen von April bis Oktober als Volltiere leben. Der erste Fall führt dazu, daß die Imagines sich noch im Herbst und Winter fortpflanzen, daß also bald nach dem Schlüpfen die Fortpflanzungsorgane zur Entwicklung kommen. Im zweiten Falle bleiben die Sexualdrüsen trotz der warmen Witterung unentwickelt und treten erst mit Einbruch der kühlen Nächte in Funktion. Wir haben es hier also mit dem interessanten Fall zu tun, daß erst von einem gewissen Wärmeminimum an die Geschlechtsdrüsen reifen.

**Nahrungsaufnahme.** Die ausschließliche Nahrung während des Herbstes und Winters sind die Früchte des Rohrkolbens, an denen Imagines und Larven stundenlang saugen. Der Kopf und der Thorax sind tief in den Kolben versenkt, nur das Abdomen sieht heraus. Bei dieser Beschäftigung können die Tiere leicht eine Beute von Feinden werden, darum findet man auch nicht selten getötete Tiere an den Kolben, die halb angefressen sind. Ob Vögel oder andere Tiere die Ursache dieser Opfer sind, konnte ich nicht feststellen. Larven sind deshalb weniger gefährdet, weil sie während des Saugens ganz in dem Kolben verschwinden. — Die Kottropfen sind braungelblich und sehr groß. Auch im Darm erkennt man, wie sich beim Zerlegen zeigte, bereits eine Absonderung der Verdauungsprodukte in Tropfenform. An den Kolben selbst sieht man keine Spuren des Kotes, wohl aber sind die Blattscheiden innen dicht braun gefleckt.

**Ei und Eiablage.** Da die aus den Weibchen herauspräparierten Eier nichts von der feineren Struktur und vor allem von dem Bau der Mikropyle erkennen ließen, versuchte ich, während zweier Winter die im Freien abgelegten Eier zu finden. Es stand für mich von vornherein fest, daß die Eiablage in den Fruchtkolben von *Typha* erfolgen müsse. Doch machte es viel Mühe, in den zerzupften Rohrkolben nach Eiern zu suchen, weil sowohl die reifen wie die tauben Früchte Wanzeniern durchaus nicht unähnlich sind und nur an dem haarähnlichen Griffel zunächst als pflanzlich angesprochen werden konnten. Auch war die Belästigung durch die Samenwolle sehr unangenehm. Ich kam daher auf den Gedanken, die Kolben zu durchfeuchten und dann Zupfpräparate herzustellen. Da Wasser zu wenig rasch eindringt, nahm ich Spiritus und suchte von Rohrkolben, die ich im Insektarium mehrere Monate gehalten hatte und an denen ungefähr 15 Pärchen von *C. typhae* lebten, Frucht für Frucht durch. So kam ich endlich zum Ziele und konnte feststellen, daß die Eier tatsächlich zwischen die reifenden Früchte abgelegt werden. Eine besondere Ankittung ist nicht nötig, da die Früchte so eng stehen, daß ein Herausfallen der Eier nicht vor-

kommen kann. Das kann nur dann eintreten, wenn die Raupen des Kleinschmetterlings, *Limnaecia phragmitella* Stt., in den Kolben leben. Diese kommen oft zu Dutzenden darin vor, zerfressen die Fruchthaare und zerstören den Kolben, so daß ganze Fetzen von Wolle heraushängen und weggeweht werden.

Die Eier (s. Abb. 7) sind 0,9-1 mm lang und 0,33 mm breit, von hellgelblicher Farbe und damit den noch nicht reifen Früchten von *Typha* sehr ähnlich. Später wird die Farbe rötlich, und dadurch wird ebenfalls die Farbe mit den reifen Früchten übereinstimmend. Die Form geht aus beistehender Skizze hervor. Mitunter ist auch ein Ei etwas plumper und zwar nach der Seite verdickt, wo die Mikropylen stehen. Irgend welche Struktur ist an dem Chorion nicht erkennbar. — An dem einen Pol stehen die

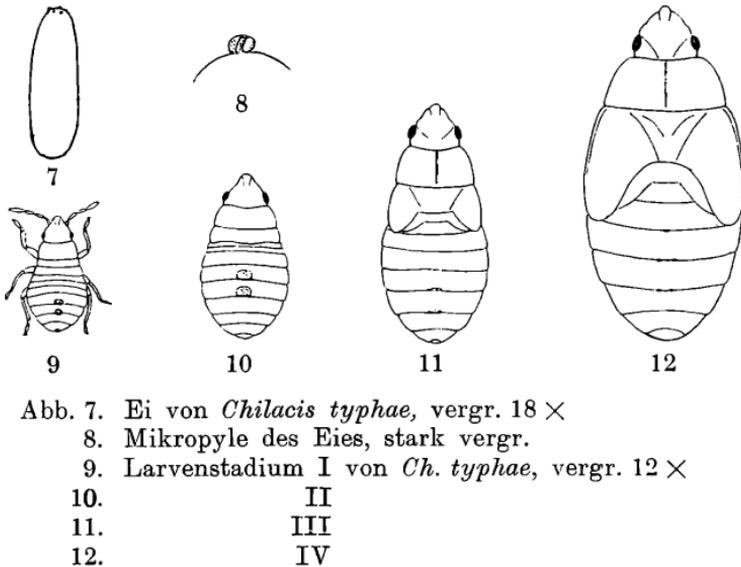


Abb. 7. Ei von *Chilacis typhae*, vergr. 18 ×

8. Mikropyle des Eies, stark vergr.

9. Larvenstadium I von *Ch. typhae*, vergr. 12 ×

10. II

11. III

12. IV

Mikropylen ringförmig angeordnet und zwar 5-7 Stück. Sie sind fast kugelförmig (s. Abb. 8) und lassen im Innern einen Kanal erkennen, der meist nicht ganz zentral liegt. Mitunter sitzt die Kugel ziemlich breit am Chorion an. Im großen und ganzen ähneln die Eier denen von *Cymus glandicolor* sehr, sind aber an dem anderen Bau der Mikropyle ohne weiteres erkennbar.

Die Larven. Die Lebensweise der Larven ähnelt der der Imagines vollständig, ja sie verlassen ebenfalls, wie im Insektarium zu beobachten war, die schützenden Rohrkolben und begeben sich gelegentlich an dem Boden auf den Schlamm. Da aber ihre Nahrung nur aus den Früchten von *Typha* besteht, ist ihr Aufenthalt

eng an die Kolben selbst gebunden. Insgesamt machen sie 4 Entwicklungsstadien durch.

Stadium I (s. Abb. 9). Länge 1-1,2 mm, Breite 0,51-0,69 mm. Die Farbe ist hellrötlich bis braun, Kopf, Pronotum und Mesonotum sind etwas dunkler als das Abdomen. Das Pronotum ist am größten, das Metanotum am schmalsten. Am Abdomen ist das erste Segment sehr klein, das 4. und 5. besonders breit. Hier sieht man auch die beiden Drüsensäckchen der zweiteiligen Dorsaldrüse durchschimmern. Die Ausführungsgänge liegen am Ende des 4. und 5. Segmentes und lassen die Pori rechts und links deutlich sehen. Also ist auch *C. typhae* eine Lygaeide mit zweiteiliger Dorsaldrüse.

Stadium II (s. Abb. 10). Länge 1,5-1,99 mm, Breite 0,81-0,9 mm. In der Färbung dem ersten Stadium sehr ähnlich, nur ist auch das Metanotum viel dunkler geworden. Das Mesonotum ist stark gewachsen und läßt seitlich als erste Anlage der Deckflügelaschen eine Ausbuchtung erkennen. Das Metanotum erscheint ungewöhnlich schmal. Die Chitinisierung des Abdomens ist kräftiger, so daß die Drüsensäckchen im Abdomen nicht mehr so stark durchschimmern, dafür erkennt man die Öffnungen der Drüsen als schwarze Querspalten um so deutlicher.

Stadium III (s. Abb. 11). Länge 1,6-2,4 mm, Breite 0,8-1 mm. Ein leicht zu erkennendes Stadium mit gewaltigen Unterschieden in der Größe! Die Färbung des Kopfes und Thorax ist sehr dunkel. Der wesentlichste Unterschied zum vorhergehenden Stadium liegt in der Ausbildung des Meso- und Metanotums. Ersteres ist stark gewachsen und reicht mit den Deckflügelaschen zum Ende des ersten Segmentes. Außerdem ist die Anlage des Skutellums deutlich sichtbar. Die Flügelaschen reichen ebenfalls an das Ende des 1. Segmentes und sind als dunkler Saum an der Innenseite der Deckflügelscheiden zu sehen. Bei einigen Larven ist am Ende des 3. Abdominalsegmentes in der Mitte ein dunkler Fleck erkennbar. Beim folgenden Stadium ist der Fleck regelmäßig erkennbar. Die ganze Anlage zeigt, daß es sich um den Ausführungsgang der ersten Dorsaldrüse handelt, die aber verkümmert ist. Da ja nach Gulde die Lygaeiden normalerweise 3 Dorsaldrüsen haben, ist dies Rudiment ein deutliches Anzeichen dafür, daß auch *C. typhae* ursprünglich eine dreiteilige Dorsaldrüse besessen hat.

Stadium IV (s. Abb. 12). Länge 2,8-3,1 mm, Breite 1,4-1,7 mm. In der Färbung ähnelt das letzte Stadium dem vorhergehenden stark, nur zeigt sich am Pronotum eine helle Randlinie. Sehr deutlich ist die Anlage des Schildchens, beträchtlich gewachsen

sind die Deckflügeltaschen, die bis an das Ende des 3. Segmentes reichen. Die Flügeltaschen werden weitgehend verdeckt und reichen bis an den Anfang des 2. Segmentes. Jedes Exemplar läßt das Rudiment des Ausführungsganges der ersten Dorsaldrüse erkennen.

Das Schlüpfen der Larven erfolgt von der Dorsalseite aus. Merkwürdigerweise sind die frischgeschlüpften Tiere dunkler als die ausgereiften. Das helle Braun der Imagines stellt sich erst am nächsten oder übernächsten Tage ein. Immerhin findet man auch nicht selten Tiere, die ziemlich dunkel bleiben und so Sammlern Veranlassung geben können, eine neue Varietät aufzustellen.

### 3. *Pamera lurida* Hahn.

Zu den Wanzen, die den größten Teil ihres Lebens am Boden in Moospolstern zubringen, zählen die beiden *Pamera*-Arten Deutschlands, *P. lurida* Hahn und *P. fracticollis* Schill. Zur Paarungszeit ändert sich jedoch die Lebensweise gründlich. Die sonst trägen Tiere sind dann an allen möglichen Pflanzen, die ein Moor beherbergt und fliegen auch lebhaft umher. Das beobachtet man nicht nur beim Keschern mit dem Netz, aus dem sie leicht entwischen, das konnte ich auch im Insektarium wiederholt feststellen, indem die Tiere beim Abnehmen des Verschlusses sofort wegflogen. Allerdings muß das Wetter sonnig und warm sein. Sonst sitzen die Tiere ziemlich träge an den Stengeln von Carex-Arten. Gulde gibt als Fangpflanze Symphytum an, Schumacher Carex, Stichel Symphytum, Carex, Salix und Verbascum. Das Vorkommen an Salix und Verbascum halte ich für ein rein zufälliges. Vor und nach der Kopulationszeit leben die Imagines und auch die Larven in den Polstern von Sphagnum. Besonders häufig siebte ich sie aus dem Moose, Calliergon cuspidatum (L.) Kindb.

Die Nahrung von *Pamera* ist nach meinen Beobachtungen ausschließlich pflanzlicher Art. Während der Fortpflanzungszeit kann man infolge der offenen Lebensweise den Saugakt vielfach beobachten. Die Tiere saugen an den männlichen Blüten und Früchten von Carex, aber auch an dem Stengel selbst. Nach wenigen Minuten ist der Saugakt beendet. Bemerkenswert ist dabei die Beweglichkeit des Schnabels, der mitunter in einem Winkel bis zu 160 Grad vom Körper abstehen kann. Da die Früchte von Carex-Arten schwach klebrig sind, müssen die Tiere den Schnabel viel putzen. Dazu werden die Vorderbeine verwendet, indem sie den Schnabel von oben nach unten entlang streifen. Die Zähne der Vorderbeine sind dabei von besonderer Bedeutung, weil an ihnen die größeren Bestandteile hängen bleiben (P u t z z ä h n e). — Die

Kottropfen sind hellbraun und überall an den Stengeln der Futterpflanze wie an den Wänden des Insektariums zu finden.

**Kopulation.** Ende Mai und Anfang Juni sind kopulierende Tiere leicht im Freien zu beobachten. Das Männchen hängt analwärts an dem Weibchen und wird viele Stunden, mitunter sogar Tage, herumgeschleppt. Man beobachtet von Zeit zu Zeit ruckende Bewegungen, außerdem gehen beide Tiere während der Vereinigung auch ihrer Nahrungsaufnahme nach. Das Weibchen läuft oft sehr geschwind, so daß man die Geschicklichkeit des Männchens bewundern muß, wie es rückwärtslaufend dem Tempo des Weibchens folgt. Allerdings ist die Vereinigung von Männchen und Weibchen sehr fest, so daß das Männchen gewissermaßen nachgezogen wird. Die Trennung nach erfolgter Befruchtung ist schwierig. Das Weibchen stemmt mit den Hinterbeinen gegen das Abdomen des Männchens. Das Männchen dagegen hält sich fest. Nach vielen vergeblichen Versuchen, wobei das Männchen oft fortgestoßen wird, gelingt endlich die Trennung. Nach 3-4 Wochen ist die Kopulationszeit beendet. Die Weibchen legen während dieser Zeit bereits Eier ab, aber von Ende Juni an findet man keine Tiere mehr, die Eier im Abdomen aufweisen.

**Eiablage.** Es reifen meist nur 2-3 Eier auf einmal heran, die einzeln abgelegt werden. Schon aus der Art der Eiablage kann man feststellen, ob man Eier von *Pamera lurida* oder *Cymus glandicolor*, der am gleichen Fundort und an gleicher Futterpflanze lebt, vor sich hat. Die Eier von *Pamera* werden nicht an die Fruchtschuppen der Gräser, sondern viel weiter unten an den Stengeln und zwischen Moos abgelegt. Mit der herausklappbaren Legeröhre kann das Weibchen die Eier tief unter die Blattscheiden oder zwischen die Moosblättchen schieben. Das Ei wird dabei mit der Längsseite angeklebt. Bei dieser Eiablage ziemlich tief am Boden und im Moos kommen manche Eier sehr feucht zu liegen. Trotzdem kam es zu keiner Verpilzung, solange die Eier gesund waren. Kranke Eier dagegen, die durch andere Verfärbung auffielen, wurden bald ein Opfer von Schimmelpilzen.

**Das Ei.** Die Eier (s. Abb. 13) sind auffällig glänzend, von schwach gelblicher Farbe, die aber mit fortschreitender Entwicklung ins Orangerötliche übergeht. Die Länge beträgt 1 mm, die Breite 0,3 mm. Am Mikropylenpol sind sie etwas breiter, insgesamt schwach gekrümmt. Wir haben es mit typischen Lygaeiden-eiern zu tun. Der Unterschied zu den Eiern von *Cymus* und *Chilacis* liegt vornehmlich in dem Bau der Mikropylen. Diese stehen viel enger beisammen als bei *Cymus glandicolor*. Es sind 5-6 kegelförmige Erhebungen, die schwach gekrümmt sind (s. Abb. 14) und

seitlich an dem Ende einen Eingang und im Innern einen Kanal aufweisen. Das Chorion ist sehr dünn und läßt dadurch den Eiinhalt als schaumig-blasige Masse erkennen. Am geschlüpften Ei bemerkt man im Chorion lauter feine Poren, so daß es wie punktiert aussieht.

Die Entwicklung der Eier im Insektarium betrug 16 Tage. Zweifellos ist diese Zeitdauer von der Temperatur abhängig. Das Insektarium stand an einem warmen Ort, nie aber direkt in der Sonne. — Das Schlüpfen der Eier erfolgt so, daß das Chorion ziemlich weit regellos am Mikropylenpol, wo auch der Kopf der

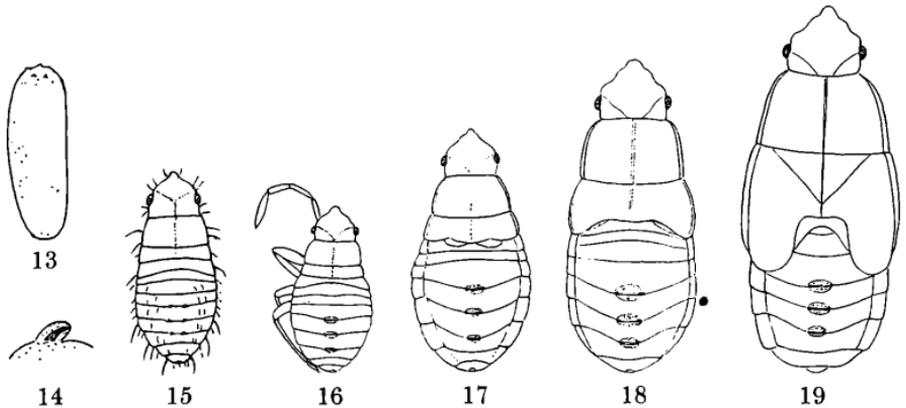


Abb. 13. Ei von *Pamera lurida*, vergr. 20 ×  
 14. Mikropyle des Eies, stark vergr.  
 15. Larvenstadium I von *Pamera lurida*, vergr. 20 ×  
 16. II 12 ×  
 17. III  
 18. IV  
 19. V

Larve liegt, aufreißt. Dabei wird die Eihaut weit mit herausgezerrt.

Die Larven. Frischgeschlüpfte Larven haben eine hellrötliche bis kräftig rote Farbe. Sie sind sehr behend und leben zunächst von den Früchten von *Carex*-Arten und sind daher ziemlich versteckt in den Fruchtständen. Das Schutzbedürfnis ist groß, darum verkriechen sie sich gern, so daß ich sie auch in den hohlen Stengeln von *Equisetum* fand. Laufen sie herum, so betrillern sie mit ihren langen Fühlern dauernd die Unterlage, das Abdomen wird dabei weit hochgehoben. Ältere Larven nehmen die Lebensweise der Imagines an und halten sich vorzugsweise an den Wurzeln der Gräser und vor allem im Moose auf. Insgesamt machen sie 5 Larvenstände durch.

**Stadium I** (s. Abb. 15). Länge 1,06 mm, Breite 0,42 mm. Kopf, Brustabschnitt, Beine und Fühler sind braungrau, das Abdomen leuchtend rot. In mehreren Reihen trägt das Abdomen, der Kopf und Thorax kurze Haare, an jedem Segmentrand sind jedoch einzelne von ungewöhnlicher Länge. Die Augen sind stark hervortretend und grobgekörnt, Beine und Fühler auffällig lang. Am Thorax ist das Pronotum sehr groß, das Mesonotum klein und nach vorn eingebuchtet, das Metanotum ähnlich gestaltet. Am Ende des 3., 4. und 5. Abdominalsegmentes sieht man die spaltförmigen Ausführgänge der dreiteiligen Dorsaldrüse. *Pamera* weist demnach den primitiven Charakter in bezug auf die Dorsaldrüsenausbildung auf. — Die Tarsen sind zweigliedrig.

**Stadium II** (s. Abb. 16). Länge 1,4-1,8 mm, Breite 0,66-0,76 mm. Die braune Farbe der vorderen Partien geht auch auf das Abdomen über, so daß das Rot verloren geht. Der Kopf erscheint relativ kleiner. Der Thorax ist besser modelliert, vor allem erkennt man ein Wachstum des Metanotums. Das Abdomen wird breiter, das Connexivum läßt sich schwach an der helleren Färbung erkennen. Die Dorsaldrüsen selbst schimmern als dunkle Flecke unter dem Chitin durch.

**Stadium III** (s. Abb. 17). Länge 2,1 mm, Breite 0,9-1 mm. In der Färbung ähnlich dem Stadium II unterscheidet sich jenes durch die Ausbuchtung des Mesonotums, das damit die erste Anlage der Deckflügeltaschen zeigt. Das 3. Segment des Thorax weist merkwürdigerweise nach der Mitte zu die Anlagen der Flügelscheiden auf, nicht wie sonst üblich seitlich. Deutlich ist die Anlage des Connexivums.

**Stadium IV** (s. Abb. 18). Länge 2,5-3 mm, Breite 1,06-1,2 mm, also bedeutende Größenunterschiede. Durch das stark vergrößerte Mesonotum, dessen Deckflügelscheiden den Hinterrand des 1. Abdominalsegmentes erreichen, sind die Flügeltaschenanlagen nahezu verdeckt. Pronotum und Mesonotum zeigen eine helle Randlinie. Behaarung und Färbung ist wie bei Stadium III.

**Stadium V** (s. Abb. 19). Länge 3,4-3,8 mm, Breite 1,3-1,6 mm. Die weitestgehenden Veränderungen sind wiederum am Mesonotum festzustellen. Die Deckflügeltaschen reichen bis an das Ende des 3. Segmentes, die Flügeltaschen bis an das Ende des zweiten. Die Anlage des Skutellums ist deutlich sichtbar. Auffällig ist die dichte Behaarung. Der Schnabel, der beim Stadium I bis auf das 3. Abdominalsegment reicht, geht beim Stadium V nur bis an die Mittelhüften, wird also im Laufe der Larvenentwicklung relativ kürzer. Die Bedornung der Vorderschenkel ist bei

Stadium V sichtbar, wenn auch noch nicht in gleicher Vollständigkeit wie bei der Imago.

Die Larven von *P. fracticollis* sind im Bau denen von *P. lurida* sehr ähnlich. Die Unterschiede beruhen lediglich in einer spärlicheren Behaarung und dunkleren Pigmentierung bei *fracticollis*. Entweder sind der Kopf und die Deckflügelscheiden ganz schwarz oder schwarz längsgestreift.

Generationen. Nach meinen Beobachtungen im Insektarium, die immer durch entsprechende Fänge im Freien eine Stütze fanden, ist die Entwicklung der ersten Larven Anfang Juli beendet. Sie dauert demnach 6-8 Wochen. Die alten Imagines sterben jetzt ab, fallen zu Boden und verschimmeln. Mitte Juli hat kein Weibchen mehr Eier im Leibe, das Abdomen ist dann auffällig leer, weil der ganze Fettkörper verbraucht ist. Ende Juli fing ich nur noch Larven der beiden letzten Stände, daneben Imagines nur vereinzelt. Das waren sicherlich schon Tiere der neuen Generation. Da ich im Juli und August auch nie mehr kopulierende Tiere fand und auch in dieser Zeit kaum mehr Tiere mit dem Netz gestreift werden, glaube ich mit Bestimmtheit sagen zu können, daß beide *Pamera*-Arten nur eine Generation im Jahre haben.

Die Überwinterung erfolgt entsprechend dem nach der Kopulationsperiode einsetzenden Bodenleben in Moospolstern, aus denen man die Tiere auch im Winter öfters aussieben kann.

#### 4. *Hebrus ruficeps* Thoms.

Unter den Wanzen mooriger Böden gibt es wohl kaum Tiere, die so regelmäßig anzutreffen sind wie *Hebrus pusillus* und *H. ruficeps*. Sie sind typische Torfmoosbewohner, tyrophil im Sinne von Peus. Meist trifft man *Hebrus ruficeps* in der brachypteren Form, ungefähr auf 100 Tiere fand ich ein makropteres. Die Tiere sind leicht beim Aussieben des Torfmooses zu erbeuten und zwar in allen Jahreszeiten, also auch im Winter. Je feuchter das Moos ist, um so zahlreicher halten sich die Tiere darin auf, trockenes Gelände wird im allgemeinen vermieden. Sie sind gegen Wasserbenetzung vollkommen unempfindlich, der Körper scheint fettig zu sein; denn beim Eintauchen in Wasser bleiben sie trocken. Auch bewegen sie sich wie die Gerrididen sehr sicher auf der Wasseroberfläche und bewegen dabei alternierend die Beine ein und desselben Paares. Durch feine seidenartige Behaarung werden die Stigmen vor dem Eindringen des Wassers geschützt. Merkwürdig und scheinbar hierzu im Gegensatz stehend ist die Tatsache, daß die Aufzucht der *Hebrus*-Arten im Insektarium sehr schwierig ist. Ja, man könnte zu der Ansicht kommen, daß sie gar nicht viel

Feuchtigkeit vertragen. Die Imagines sterben in den kleinen Miniaturinsektarien immer sehr bald ab und verpilzen. Als ich jedoch während einer Reise kein Wasser nachfüllen konnte, so daß das Sphagnum vor Trocknis ganz grüngelb geworden war, blieben die Tiere leben. Es ist den Tieren wahrscheinlich das gelegentliche Heraussteigen aus der mit Wasserdampf gesättigten Atmosphäre notwendig, damit der Körper austrocknet und der Fettüberzug nicht dauernd der Feuchtigkeit ausgesetzt ist. Im Insektarium herrschen insofern ungünstige Verhältnisse, weil man bei der Kleinheit der Tiere die Gefäße dicht verschlossen halten muß.

Die Tierchen sind sehr lebhaft, klettern gewandt an den Sphagnumblättern herum, können aber auch an der Glaswand senkrecht in die Höhe laufen. Demnach scheinen die Tarsen fettig zu sein, so daß die Tiere an der glatten Wandung haften bleiben. Gern gehen sie an die Lichtseite des Insektariums. Ihre zur Körpergröße ungewöhnlich großen Fazetten scheinen eine Anpassung an das Leben in der Dämmerung des Sphagnumwaldes zu sein.

Nach Kuhl gatz ist die Nahrung der *Hebrus*-Arten animalisch. Sie sollen die auf dem Wasser lebenden *Collembolen* aussaugen. Inwieweit sich die Angabe auf direkte Beobachtung stützt, entzieht sich meiner Kenntnis. Ich beobachtete in den vielen Monaten, in denen ich die Tiere hielt, nie, daß sie an tierisches Material gingen. Wohl aber sah ich, wie sie an Sphagnumblättern saugten, und noch viel häufiger, wie sie in Schlammteilchen ihren Schnabel senkten. Demnach gehen sie auch an zersetzte pflanzliche Nahrung. Entsprechend ihrer lebhaften Art sind sie nie lange mit dem Saugakt beschäftigt, sondern laufen nach wenig Sekunden weiter. Da sie sich bei ihrer Nahrungssuche im Schlamm den Schnabel stark verunreinigen, wird nach dem Saugakt der Schnabel geputzt, indem die Vorderbeine wiederholt sehr kräftig an ihm abwärts streichen.

**Kopulation.** Die Kopulation erfolgt so, daß das Männchen dem Weibchen auf den Rücken steigt; demnach kopulieren die *Hebrus*-Arten wie die *Gerrididen*. Ich beobachtete den Vorgang jedoch nur einmal, kann auch nicht angeben, wie lange der Akt dauert, da nach wenig Sekunden das Weibchen das Männchen wieder abschüttelte. Leider gelang es mir auch nicht, die Eier im Freien aufzufinden. Ich bin daher gezwungen, beifolgende Skizze nach Eiern zu geben, die ich aus legereifen Weibchen herauspräparierte. Das Ei ist, soviel ich weiß, noch nie beschrieben worden, ebenso fehlen Angaben über die Zahl und das Aussehen der Larvenstadien.

Das Ei (s. Abb. 19). Die Eier sind im Verhältnis zum Tier sehr groß. Sie sind 0,51 mm lang und 0,21 mm breit, erreichen also ein Viertel der Körperlänge. Die Farbe ist ein helles Weißgelb. Das Chorion ist sehr dünn, so daß der Eiinhalt schaumig durchschimmert. Bei sehr starker Vergrößerung (750 mal) erkennt man auf dem Chorion feine Höckerchen, so daß die ganze Schale wie gekörnt aussieht. Das eine Ende ist einseitig abgeschrägt, auf dieser Fläche erheben sich kleine Buckel, die die Mikropylen darstellen (s. Abb. 20). Doch ist ebenso an dem spitzen Pol eine Erhebung, die dieselbe Struktur wie die Mikropylen aufweist.

Die Larven. Beim Aussuchen von Torfmoos findet man in der geeigneten Jahreszeit nicht selten auch die Larven. Allerdings

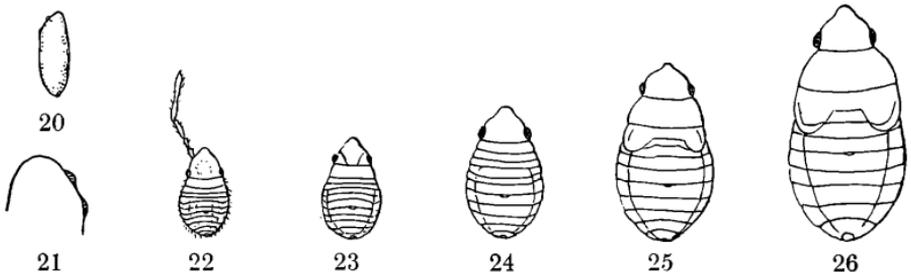


Abb. 20. Ei von *Hebrus pusillus*, vergr. 18 ×  
 21. Mikropylen des Eies, stark vergr.  
 22. Larvenstadium I von *Hebrus pusillus*, vergr. 18 ×  
 23. II  
 24. III  
 25. IV  
 26. V

sind die ersten Stadien so durchsichtig, daß sie nur ein geschultes Auge erkennt. Meist merkt man nur an der Bewegung, daß man Tiere vor sich hat. Im Alkoholpräparat treten die Konturen besser hervor. Es lassen sich 5 verschiedene Stände unterscheiden.

Stadium I (s. Abb. 21). Länge 0,52 mm, Breite 0,22-0,3 mm. Die auffällig langen Beine und Fühler lassen die Junglarve fast wie eine Spinne aussehen. Die Farbe ist durchsichtig weiß bis olivgrau, die Augen mit den großen Fazetten leuchten dunkelrot. Überall ist der Körper spärlich behaart. Der Kopf ist im Verhältnis zum Körper sehr groß. Das Pronotum ist unter den Thoraxsegmenten am breitesten, Meso- und Metanotum sind sehr schmal und nach hinten ausgebuchtet. Die Abdominalsegmente sind dagegen nach einer kurzen rückwärtigen Einknickung am Rande nach vorn zu gebogen und lassen daher bereits in diesem Stadium die Connexivumanlage erkennen. Am Anfang des 4. Seg-

mentes liegt der Eingang zur einteiligen Dorsaldrüse. Das ist insofern bemerkenswert, als den auf oder im Wasser lebenden Heteropteren diese Drüsen fehlen. So haben *Gerrididae*, *Velidae* und *Hydrometridae* keine Dorsaldrüsen. Wir haben es hier also mit aquatilen Rhynchoten zu tun, die in bezug auf die Dorsaldrüsen noch keine vollkommene Reduktion durchgemacht haben, sondern von der ursprünglichen 3-Zahl eine noch als Rest sich bewahrt haben. Die Stinkdrüsen haben nach Reuter für die wasserliebenden Rhynchoten keinen Zweck und fehlen Imagines und Larven. Die *Hebruslarven* zeigen daher in bezug auf die Orifizien noch einen etwas primitiven Charakter, aber auch in bezug auf die Fühler, die 4-gliedrig sind; denn die 4-Gliedrigkeit soll nach Reuter das Ursprüngliche bei den Heteropteren sein. Doch erkennt man bereits am letzten Fühlerglied eine Einbuchtung, die andeutet, wie sich bei der Imago später die 5-gliedrige Antenne ausbilden wird. — Die Tarsen sind eingliedrig, die der Imago zweigliedrig, es ist also hier entsprechend den Imagines von Wanzen, die dreigliedrige Tarsen und Larven mit zweigliedrigen Tarsen haben, auch eine Verminderung der Fußglieder um ein Glied festzustellen.

Stadium II (s. Abb. 22). Länge 0,66 mm, Breite 0,4 mm. Dieses Stadium unterscheidet sich vom vorhergehenden durch folgende Merkmale: Der Kopf ist relativ kleiner, d. h. Thorax und Abdomen sind gewachsen. Der Thorax ist deutlicher gegliedert, vor allem sind Meso- und Metanotum besser abgesetzt. Das Pronotum ist nicht mehr so stark nach hinten ausgebuchtet, sondern verläuft fast geradlinig. Am Abdomen ist das Connexivum deutlich abgesetzt. Die Farbe ist gelblich-bräunlich.

Stadium III (s. Abb. 23). Länge 1,03 mm, Breite 0,54 mm. Die Gliederung der Thoraxsegmente wird immer deutlicher, das Pronotum ist nach hinten zu sanft ausgebogen. Meso- und Metanotum sind kräftiger geworden. Auffällig ist die Gliederung des Connexivums. Während man beim Stadium II im Connexivumrand die Segmentierung sehr undeutlich verlaufen sieht, ist sie hier sehr ausgeprägt. Die Behaarung ist kräftiger und dichter.

Stadium IV (s. Abb. 24). Länge 1,2 mm, Breite 0,6 mm. Die Deckflügeltaschen haben eine deutliche Ausbildung erfahren. Sie erreichen das Ende des 1. Abdominalsegmentes, die Flügeltaschen sind ebenfalls angelegt und als schmale Ausbuchtung am Innenrand der Deckflügeltaschen sichtbar. Diese sind am Ende dunkel gefärbt. Die allgemeine Größenzunahme ist gering. Es gibt Tiere, die genau so groß sind wie die vom Stad. III. Das Connexivum hebt sich durch eine dunkle Linie vom Körper deutlich ab.

**Stadium V** (s. Abb. 25). Länge 1,4 mm, Breite 0,7 mm. Abgesehen von der Größe ist dieses Stadium an den großen Deckflügelscheiden sofort erkennbar. Sie erreichen das Ende des 2. Abdominalsegmentes. Eine durchscheinende Linie läßt die Flügeltaschen sehen, die das Ende des ersten Segmentes erreichen. Das Connexivum ist schon wie bei der Imago hochgebogen. Die Farbe der Larve gelbbraun, die sehr feine, dichte Behaarung schwarz.

Bei Tieren, die sich zu brachypteren Formen entwickeln, ist damit die Flügelentwicklung beendet, indem einfach die schuppenartigen Ober- und Unterflügel aus den Scheiden herausgezogen werden, ohne sich weiter zu entfalten. Die Häutung selbst konnte ich unter der Lupe verfolgen. Sie geschieht von der Dorsalseite aus. Es ist ein dauerndes Schütteln und Zerren, das von kleinen Pausen unterbrochen wird und das Tier sichtlich anstrengt. Sie dauert ungefähr eine halbe Stunde.

**Generationen und Überwinterung.** Da mir keine lückenlose Zucht im Insektarium glückte, bin ich genötigt, auf Grund von Freifängen die Generationsfrage zu behandeln. Die ersten Larven traf ich am 5. Juni. Daraus kann man schließen, daß im Mai mit der Erwärmung des an sich kalten Moorbodens die Kopulationszeit beginnt. Die Entwicklung dauert ungefähr 7 Wochen; denn Mitte Juli fing ich bereits viele Imagines, die frisch geschlüpft waren, und daneben zahlreiche Larven des Stadium V. Natürlich zieht sich die Eiablage bei den *Hebrus*-arten lange hin, da ja infolge der Größe der Eier nur wenige im Abdomen Platz haben. Ich fand sogar immer nur eins darin, doch könnten ja welche schon abgelegt gewesen sein. Von Mitte August an fing ich aber nie mehr Weibchen, die Eier hatten. Daraus kann man schließen, daß *Hebrus ruficeps* nur eine Generation im Jahr durchmacht; denn die frischgeschlüpften Tiere scheinen nicht mehr zu kopulieren.

Die Überwinterung erfolgt als Imago im Moos, ja sogar im Eis, wie K u h l g a t z berichtet, der aus einem 6 cm dicken Eisblock ein Tier durch Auftauen befreite, das in der Zimmerwärme wieder auflebte. Das ist sicher kein ungewöhnlicher Fall, das Einfrieren wird bei der Lebensweise der *Hebrus*-Arten öfters eintreten.

#### L i t e r a t u r.

1. Butler, E. A. 1923. A Biology of the British Hemiptera-Heteroptera, London, H. F. a. G. Witherby.
2. Collett, H. R. P. 1927. The earlier Stages of *Chilacis typhae* Perr. The Entomol. Monthly Magacine, Vol. LXIII.

3. Edmonds, T. 1914. Hemiptera-Heteroptera in South Devon and in the neighbourhood of Bath. The Entom. Monthly Magazine, Vol. LI.
  4. Dampf, A. 1926. Zur Kenntnis der estländischen Hochmoorfauna IV. Beitrag. Sitzungsber. d. Naturf. Ges. Tartu, Bd. XXXIII.
  5. Gulde, J. 1901. Die Dorsaldrüsen der Larven der Hemiptera-Heteroptera. Ber. d. Senckenberg. Naturf. Gesell.
  6. — 1921. Die Wanzen (Hemiptera-Heteroptera) der Umgebung von Frankfurt a. M. und des Mainzer Beckens. Ber. d. Senckenberg. Naturf. Gesellsch.
  7. Harnisch, O. 1924. Studien zur Ökologie der Moorfauna. Biolog. Zentralblatt, Bd. 44.
  8. Heymons, R. 1899. Beiträge zur Morphologie und Entwicklungsgeschichte der Rhynchoten. Nova Acta Leop. Carol. Akad. Naturf. Vol. 74, Nr. 3.
  9. Jordan, K. H. C. 1928. Zur Biologie der aquatilen Rhynchoten. Isis Budissina Bd. 11. Bautzen.
  10. — 1929. Zur Biologie des Wasserläufers *Limnotrechus odontogaster* Zett. Zeitschr. f. wissensch. Insektenbiologie, Bd. 24, Nr. 13.
  11. — 1932. Zur Kenntnis des Eies und der Larven von *Microvelia schneideri* Schltz. Zeitschr. f. wissensch. Insektenbiologie, Bd. 27, Nr. 1/2.
  12. — 1933. Beiträge zur Biologie heimischer Wanzen. Stett. Ent. Ztg. 94, H. 2.
  13. Kuhlitz, Th. 1905. Beitrag zur Kenntnis der Metamorphose geflügelter Heteropteren. Zool. Jahrb. Suppl. 8.
  14. — 1909. Rhynchota in „Süßwasserfauna“ von Brauer. H. 7, Jena.
  15. — 1911. Die aquatilen Rhynchoten Westpreußens. 33. Ber. d. Westpr. Bot. Zool. Ver. Danzig.
  16. Leuckart, R. 1855. Über die Mikropyle und den feinen Bau der Schalenhaut bei Insekteneiern. Müllers Archiv Anat.
  17. Peus, F. 1928. Beitrag zur Kenntnis der Tierwelt nordwestdeutscher Hochmoore. Zeitschr. f. Morph. u. Ökol. d. Tiere, Bd. 12.
  18. — 1932. Die Tierwelt der Moore. In Handb. d. Moorkunde III, Berlin.
  19. Rabeler, W. 1931. Die Fauna des Göldeitzer Hochmoores in Mecklenburg. Zeitschr. f. Morph. u. Ökol. d. Tiere, Bd. 21.
  20. Reuter, O. M. 1919. Neue Beiträge zur Phylogenie und Systematik der Miriden. Acta Soc. Sc. Fenn. Vol. 37.
  21. Schubert, K. 1933. Beiträge zur Kenntnis der Tierwelt des Moosebruches im Altvatergebirge (Ostsudeten). Zeitschr. f. Morph. u. Ökol. d. Tiere, Bd. 27, H. 2.
  22. Schumacher, F. 1912. Über die Zusammensetzung der Hemipteren-Fauna der für Nordwestdeutschland charakteristischen drei Hauptbodentypen (Geest, Marsch und Küste). Sitzungsber. d. Ges. Naturf. Freunde, Berlin.
  23. — 1914. Verzeichnis der Hemipteren des Niederelbegebietes (Heteroptera). Verh. d. Ver. f. Naturw. Unterh. Hamburg, Bd. XV.
  24. Stichel, W. 1925 ff. Illustrierte Bestimmungstabellen der deutschen Wanzen. Berlin-Hermsdorf.
  25. Weber, H. 1929. Hemiptera I in „Schulzes Biol. Tiere Deutschlands“ Lief. 29. T. 31.
  26. — 1930. Biologie der Hemipteren. Berlin.
-

# ZOBODAT - [www.zobodat.at](http://www.zobodat.at)

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Entomologische Zeitung Stettin](#)

Jahr/Year: 1935

Band/Volume: [96](#)

Autor(en)/Author(s): Jordan Karl Hermann Christian

Artikel/Article: [Beitrag zur Lebensweise der Wanzen auf feuchten Böden. \(Heteropt.\) 1-26](#)