

SUPPLEMENT
zu Faunistisch-Ökologische
Mitteilungen

Zur Habitatpräferenz und Phänologie
der Limoniidae, Tipulidae und
Cylindrotomidae (Diptera) im Bereich
eines norddeutschen Tieflandbaches



Faunistisch-Ökologische Mitteilungen
Supplement 11

Herausgegeben im Auftrage der Faunistisch-Ökologischen Arbeitsgemeinschaft
von B. Heydemann, W. Hofmann und U. Irmeler
Zoologisches Institut und Museum der Universität Kiel

Kiel, Dezember 1991

Zur Habitatpräferenz und Phänologie der Limoniidae, Tipulidae und Cylindrotomidae (Diptera) im Bereich eines norddeutschen Tieflandbaches

von
Rainer Brinkmann

Kiel 1991

*Nicht das Wesen einer einzigen Mücke
hat das Denken des Menschen
zu erspüren vermocht.*

Thomas von Aquin

Herausgegeben im Auftrage der
Faunistisch-ökologischen Arbeitsgemeinschaft
von B. Heydemann, W. Hofmann und U. Irmeler
Zoologisches Institut und Museum
der Universität Kiel

Karl Wachholtz Verlag, Neumünster, 1991

This publication is included in the abstracting and indexing coverage of the
Bio Sciences Service of Biological Abstracts.

ISSN 0430-1285

1	Einleitung	5
2	Material und Methoden	8
2.1	Freilanduntersuchungen	8
2.1.1	Fangmethoden	8
2.1.1.1	Emergenz	8
2.1.1.2	Larvenaufsammlungen	9
2.1.1.3	Kescherfang	10
2.1.1.4	Lichtfang	10
2.1.1.5	Farbschalen	11
2.1.2	Charakterisierung der Habitate	11
2.1.2.1	Wasserstand	11
2.1.2.2	Vegetation und Substrat	11
2.2	Laboruntersuchungen	11
2.2.1	Zuchten und Hälterung	11
2.3	Auswertung der biologischen Untersuchungen	14
2.3.1	Bestimmung und Nomenklatur	14
2.3.2	Dominanz	15
3	Untersuchungsgebiet und Charakteristik der Probestellen	17
4	Freilanduntersuchungen	20
4.1	Faunistik	20
4.1.1	Limoniidae	21
4.1.2	Tipulidae	25
4.1.3	Cylindrotomidae	26
4.2	Apparenz der Imagines	28
4.2.1	Limoniidae	28
4.2.2	Tipulidae	32
4.2.3	Cylindrotomidae	33
4.3	Qualitativer und quantitativer Vergleich der Fangmethoden	35
4.3.1	Limoniidae	35
4.3.2	Tipulidae	35
4.3.3	Cylindrotomidae	36
4.4	Habitate der Larven	36
4.4.1	Limoniidae	37
4.4.2	Tipulidae	57
4.4.3	Cylindrotomidae	71

5	Laboruntersuchungen	73
5.1	Limoniidae	73
5.1.1	Epiphragma ocellare	73
5.1.2	Erioconopa trivialis	74
5.1.3	Helius flavus	75
5.1.4	Helius longirostris	77
5.1.5	Helius pallirostris	81
5.1.6	Dicranomyia modesta	82
5.1.7	Neolimonia dumetorum	84
5.1.8	Limonia macrostigma	85
5.1.9	Limonia nubeculosa	88
5.1.10	Limonia tripunctata	89
5.1.11	Limonia trivittata	90
5.1.12	Weitere Limoniidae-Arten	91
5.2	Tipulidae	93
5.2.1	Prionocera subserricornis	93
5.2.2	Tipula rufina rufina	93
5.2.3	Tipula luna	94
5.2.4	Tipula maxima	95
5.2.5	Tipula vittata	95
5.2.6	Tipula paludosa	96
5.2.7	Tipula unca	97
5.2.8	Tipula lunata	98
5.2.9	Nephrotoma analis	99
5.2.10	Nephrotoma dorsalis	100
5.2.11	Nephrotoma scurra	100
5.2.12	Weitere Tipulidae-Arten	101
5.3	Cylindrotomidae	101
5.3.1	Cylindrotoma distinctissima distinctissima	101
5.3.2	Diogma glabrata	104
6	Diskussion	105
6.1	Methoden	105
6.1.1	Qualitative Aspekte der Fangmethoden	105
6.1.2	Quantitative Aspekte der Fangmethoden	107
6.1.3	Laborhalterung	108
6.2	Artenzahlen	110
6.3	Habitate der Larven	112
6.4	Phänologische Aspekte	117
7	Zusammenfassung	129
8	Summary	130
9	Literatur	132
10	Anhang	141

1 Einleitung

Als ursprüngliche Vertreter der Nematocera bilden Limoniidae, Tipulidae und Cylindrotomidae nach HENNIG (1973) die Überfamilie der Tipuloidea.

Fragen zur Ökologie dieser Gruppen wurden in der Vergangenheit vorwiegend als Nebenasppekt in faunistisch oder systematisch-taxonomisch ausgerichteter Literatur erörtert. Einige Gründe hierfür seien beispielhaft herangezogen:

Limoniidae: Die Larvaltaxonomie ist weitgehend ungeklärt. Erst langwierige und oftmals schwierige Aufzuchten ermöglichen die Feststellung der Art anhand der Imagines.

Tipulidae: Ökologische Untersuchungen konzentrierten sich fast ausnahmslos auf wenige Arten, die ökonomischen Schaden in der Landwirtschaft verursachen können.

Cylindrotomidae: Die Familie besteht in Mitteleuropa lediglich aus vier, nur lokal verbreiteten Arten. Auch aufgrund des tipuliden- bzw. limoniidenähnlichen Habitus der Imagines erfuhrt sie in der Vergangenheit selten gesondert Betrachtung.

Der theoretische Hintergrund für die vorliegende Arbeit gestaltet sich wie folgt:

Lediglich eine geringe Anzahl von zumeist älteren Veröffentlichungen befaßt sich mit Larvalhabitaten der Tipuloidea (BANGERTER 1928, 1929, 1930, 1931, 1934; BELING 1873, 1878, 1886; BRINDLE 1960, 1967; CUTHBERTSON 1926 b). Die gesicherten Angaben dieser Autoren werden in vielen Veröffentlichungen wiederholt zitiert. Ungenaue und falsche Literaturhinweise zu Larvalhabitaten sind vielfach darin begründet, daß Rückschlüsse aus dem beobachteten Vorkommen der Imagines erfolgten.

Erst in jüngerer Zeit im Rahmen von Fließgewässeruntersuchungen häufig angewandte Emergenzhausmethode (zur Methodik vgl. DAVIES 1984) führte zu einer Reihe von gesicherten Habitatnachweisen (ABBASSIAN 1984; CASPERS 1980 a; GÜMBEL 1976; JOOST & ZIMMERMANN 1983; MENDEL 1973, 1975 b; SANDROCK 1978; WAGNER 1980).

Die große Zahl im Bereich von Fließgewässern nachgewiesener Arten bestätigt die von SAVCHENKO (1979) betonte Hygrophilie sämtlicher Entwicklungsstadien der Tipuloidea. Der Bodenfeuchtigkeit wird dann auch oft ein maßgeblicher Einfluß auf die Verteilung der Larven im Lebensraum zugesprochen, obgleich detaillierte diesbezügliche Untersuchungen fehlen (CASPERS 1980 a). Die Nahrungskonkurrenz dagegen hat nach FREEMAN (1967) keine Auswirkungen auf die Verteilung von Tipulidae-Larven im Boden. Der Autor stellt fest, daß die Nahrungsaufnahme der meisten von ihm untersuchten Tipulidae-Arten nicht selektiv erfolgt.

Trotz zunehmender Meldungen aquatischer Arten ist nur für die tropische Gattung *Megistocera* WIEDEMANN (Tipulidae, Dolichopezinae) ein vollständig im Wasser ablaufender praeimaginaler Entwicklungszyklus bekannt (ROGERS 1949). WHITE (1951) ermittelte, daß die Verpuppung bei der eindeutig aquatischen *Tipula lateralis* MEIG. (Tipulidae, Tipulinae) nur außerhalb des Wassers im feuchten Ufersubstrat vollzogen werden kann. Eine derartige Verpuppung wurde auch bei allen bislang untersuchten aquatischen Limoniidae-Arten beobachtet (u. a. REUSCH 1988 c).

Die Generationsfolge ist nur für wenige Arten der Tipuloidea bekannt. Rückschlüsse auf die jährliche Generationenzahl wurden nahezu uneingeschränkt aus dem jahresperiodischen Auftreten der Imagines gezogen.

Schon ALEXANDER (1920) weist darauf hin, daß die Unterbrechung der jährlichen Flugzeit einer Art nicht zwingend mit einer bivoltinen Entwicklung gekoppelt sein muß. Nach seiner Aussage kann auch eine verzögerte Larvalentwicklung dieses Phänomen verursachen. Der Autor resümiert: "This problem of double broods should be worked out carefully" (S. 715).

Diese Anregung wird in den Arbeiten von LINDNER (1959), CRAMER (1968) und REUSCH (1988 a) wiederaufgenommen. Die Autoren züchteten einige Limoniidae-Arten z. T. über mehrere Generationen. Da jedoch sämtliche Zuchten bei Zimmertemperaturen erfolgten, konnte nur mit Einschränkungen auf die tatsächliche Phänologie geschlossen werden.

SCHWERDTFEGGER (1963) erwähnt ausdrücklich die Problematik der Zucht unter konstanten, unnatürlichen Temperaturbedingungen. Für ihn ist es fraglich, „... wieweit derartige Untersuchungen überhaupt ökologischen Wert besitzen und dem Erkennen der Umweltansprüche einer Art zu dienen vermögen“ (S. 137).

Aus diesen Ausführungen resultieren die Zielsetzungen der vorliegenden Studie:

- 1 a) Nachweise von Larvalhabitaten für Tipuloidea-Arten mit „sicheren“ Methoden wie Emergenzfang und Larvenaufzucht. Auswahl der Emergenzfallen-Standorte unter besonderer Berücksichtigung von Bodenfeuchte sowie Überschwemmungsgradienten. Sichtung der Literatur im Hinblick auf zuverlässige Habitatangaben.
- 1 b) Überprüfung der Entwicklung ausgewählter Arten hinsichtlich der Möglichkeit eines aquatisch ablaufenden Verpuppungsvorgangs im Laborversuch.
- 2 a) Aufklärung der Generationenfolge von Tipuloidea-Arten durch Laborzuchten unter möglichst natürlichen Bedingungen. Sichtung der Literatur bezüglich bisher erfolgter Zuchtergebnisse.
- 2 b) Abschätzung der Übertragbarkeit von im Labor ermittelten Schlüpfzeiten und Generationen durch begleitende Freilandfänge.
- 3 Ergänzung der bislang erfolgten faunistischen Hinweise für Schleswig-Holstein (u. a. KRÖBER 1935, REUSCH 1989, WRAGE 1982).

Als Untersuchungsgebiet war der Bereich des Unteren Schierenseebaches (USB) besonders geeignet. Die Naturnähe des Gewässers, die sich u. a. in einer innigen Verzahnung mit angrenzenden Überschwemmungsbereichen äußert, gewährleistete eine Vielzahl von Mikrohabitaten auf kleinstem Raum (STATZNER 1979).

Für die Betreuung der Arbeit und die Bereitstellung eines Arbeitsplatzes danke ich Herrn Prof. Dr. Böttger.

Folgenden Personen gilt mein Dank für die Unterstützung bei der Erstellung dieser Arbeit:

Als „Limoniiden-Kenner“ gab Herr Dr. H. Reusch (Uelzen) zahlreiche Tips zum Gelingen der vorliegenden Studie.

Die Herren Dipl.-Biol. C.-J. Otto (Zool. Inst. Univ. Kiel) und S. Greuner-Pönicke (Kiel) waren jederzeit zur Stelle, wenn es galt, kurzfristig Probleme aus dem Weg zu räumen.

Herr Dr. J. Schrautzer (Projektzentrum Ökosystemforschung, Kiel) führte die Vegetationsaufnahmen durch und war außerdem ein kritischer Leser des Manuskriptes.

Ohne die engagierte Hilfe von Frau Dipl.-Biol. A. Bruens und Frau cand. rer. nat. B. Kirchhoff (Kiel) bei Schreibarbeiten und Literaturbeschaffung wäre eine rechtzeitige Fertigstellung der Arbeit nicht möglich gewesen.

Für die Übersetzung umfangreicher Fachliteratur aus dem Russischen und Ukrainischen zeichnet Herr cand. rer. nat. V. Kraft (Kiel) verantwortlich.

Herr Dr. U. Holm (Muxall) überließ mir freundlicherweise seine Limoniiden- und Tipuliden-Fänge aus den Jahren 1985 und 1986 zur Auswertung.

Die Herren Dres. Geiger (Neuchatel), Mendl (Kempten), Oosterbroek (Amsterdam), Savchenko (Kiew) und Stary (Olomouc) stellten in großer Anzahl Sonderdrucke ihrer Arbeiten zur Verfügung.

Bedanken möchte ich mich auch bei den Familien Beuck und Wiese (Hohenhude) für die Erlaubnis, zu jeder Zeit ihre Wiesen am Unteren Schierenseebach betreten zu dürfen und bei der Forstverwaltung Schierensee für die Genehmigung der Ausbringung von Insektenfallen.

2.1 Freilanduntersuchungen

2.1.1 Fangmethoden

2.1.1.1 Emergenz

Als Emergenzfallen zum Fang der schlüpfenden Insekten über aquatischen, semiaquatischen und terrestrischen Habitaten dienten verschiedene Bautypen. In den Jahren 1985–1986 verwendete HOLM (1988) einen Grundtypus von 0,25 m² bzw. in einem Fall 0,50 m² Grundfläche als „Schwimmkäfig“ bzw. als „Uferkäfig“. Diese Fallen wurden im Verlauf der eigenen Untersuchungen von 1987–1989 auch auf terrestrischen Habitaten eingesetzt. Zusätzlich kamen hier Fallen von 1 m² Grundfläche zur Anwendung (PÖPPERL 1987), die zur besseren Einsicht mit Plexiglasfenstern versehen wurden (Abb. 1).

Um horizontale unterirdische Austauschvorgänge infolge von Larvenwanderungen zu vermeiden, erfolgte eine Abgrenzung aller 1m²-Probeflächen durch ca. 30 cm tief in den Boden eingelassene Gaze (Maschenweite 200 µm). Emergenzfallen von unterschiedlichen Ausmaßen wurden über Totholz oder Moos errichtet, um die dort schlüpfenden Tipuloidea zu fangen.

Die zur Zucht verwendete Limoniidae-Art *Helius pallirostris* wurde von Herrn Dipl.-Biol. C.-J. Otto (Zool. Inst. Univ. Kiel) mit schwimmenden Emergenzfallen auf dem Belauer See (Schleswig-Holstein) gefangen.

Die Absammlung sämtlicher Imagines erfolgte bei HOLM in den Jahren 1985–1986 dreimal pro Woche montags, mittwochs und freitags. Dieser Rhythmus wurde von mir während meiner Untersuchungszeit 1986–1987 beibehalten. 1988–1989 wurden ausschließlich die geschlüpften Tipuloidea aus den Fallen gesammelt. Unter Berücksichtigung der recht langen Lebensdauer der meisten Tipuloidea-Arten war ein Leeren der Fallen zweimal wöchentlich (dienstags und freitags) in den Jahren 1988 und 1989 ausreichend. Die Leerung der Emergenzfallen geschah in folgenden Zeiträumen:

1985 : 5. 5.– 4. 11. (=19.–44. Woche)
 1986 : 14. 4.–29. 10. (=16.–44. Woche)
 1987 : 9. 3.–13. 11. (=11.–46. Woche)
 1988 : 7. 3.– 4. 11. (=10.–44. Woche)
 1989 : 6. 3.–10. 11. (=10.–45. Woche)

Der Fang der Tiere aus den Emergenzfallen erfolgte mittels eines Mund-Exhaustors. Zur Abtötung und Konservierung diente 70 %iger Äthanol. In einigen Fällen konnten Tiere, die in der Emergenzfalle kopulierten, zur Zucht verwendet werden.

Grundsätzliche Fehlerquellen der Emergenzfallenmethode werden bei ILLIES (1971), RINGE (1974) und SANDROCK (1978) erörtert. Zu den speziellen Fehlerquellen der in den Jahren 1985–1986 durchgeführten Emergenzuntersuchungen am USB vgl. Angaben bei HOLM (1988). Durch faunistische Austauschvorgänge am Ein- und Auslauf des Baches entstehende Fehler diskutiert CASPERS (1980 a) am Beispiel der Mycetophiliden, die eine ter-



Abb. 1: Blick auf den terrestrischen Standort 20 (*Asperulo-Fagetum circaetosum*) mit Emergenzfallende von 1 m² Grundfläche. Die Probenfläche wird auch bei Höchstwasserstand des Unteren Schierenseebaches (Bildhintergrund) nicht überschwemmt.

Aufnahme: 19. 7. 1989.

restrische Larvalentwicklung zeigen. Um das Ausmaß dieses Fehlers für die Limoniidae und Tipulidae mit semiaquatischer und terrestrischer Larvalentwicklung abschätzen zu können, wurde eine im Bachstrich installierte Emergenzfallende so weit abgesenkt, daß eine oberflächliche Eindrift ausgeschlossen war.

2.1.1.2 Larvenaufsammlungen

Als Ergänzung zu den Emergenzuntersuchungen wurden im wesentlichen die aquatischen und semiaquatischen Standorte auf ihre Besiedlung mit Larven der Tipuloidea untersucht. Die Durchsicht von nassem und feuchtem Substrat geschah nach vorausgehender Fraktionierung (Prüfsiebe DIN 4188, Maschenweite 2 mm, 4 mm) vor Ort.

Larvennachweise von terrestrischen Standorten erfolgten über die Entnahme von 25×25 cm großen und 5–6 cm dicken Soden mit dem Spaten. Diese wurden im Labor auf ein grobmaschiges Sieb (Maschenweite 5 mm) gelegt, welches dann so in eine Kunststoffwanne gesetzt wurde, daß es den wasserbedeckten Boden nicht berührte (GERBIG 1913). Durch Erwärmung mit einer 60-Watt-Lampe konnten die Larven nach unten ausgetrieben werden und gelangten dann auf den wasserbedeckten Boden der Wanne.

Insgesamt wurden 50 Larvenaufsammlungen im Jahre 1989 an folgenden Standorten (s. Kap. 3) durchgeführt:

Standort:	Datum:
1	8. 5., 9. 5., 25. 5., 13. 7., 20. 9.
4	25. 5., 19. 7., 19. 9.
6	13. 4., 9. 5., 25. 5., 13. 7., 20. 9.
7	15. 6., 3. 8., 26. 9.
8	20. 6., 3. 8., 26. 9.
9	27. 4., 5. 5., 15. 5., 25. 5., 19. 7., 19. 9.
10	3. 5., 21. 8., 12. 10.
11	3. 5., 25. 6., 30. 6.
12	27. 5., 30. 5., 9. 6., 21. 8., 12. 10.
13	6. 7., 10. 8., 5. 10.
14	6. 7., 10. 8., 5. 10.
15	9. 6.
16	31. 8., 2. 11.
17	3. 5.
18	2. 11.
25	24. 4., 31. 8.
26	24. 4.

Sämtliche Larven wurden im Labor mit dem Stereomikroskop lebend betrachtet. Wenn mehrere Exemplare einer Gattung (Art) vorlagen, kamen einige davon zwecks Aufzucht in Zuchtgefäße. Alle übrigen Larven wurden nach Abtöten in ca. 80 °C heißem Wasser (vgl. Kap. 2.3.1) in 75 %igem Äthanol konserviert.

2.1.1.3 Kescherfang

In den Jahren 1986 (August bis November), 1987 und 1988 (jeweils März bis November) wurde mit einem Streifnetz (vordere Öffnung 38 cm; Beutellänge 91,5 cm; Maschenweite 1 mm) in 2- bis 3tägigen Abständen die gewässerbegleitende Vegetation nach Tipuloidea abgekeschert. 1989 erfolgten sporadische Kescherfänge zur gezielten Ergänzung der bis dato ermittelten Flugzeiten der Arten.

2.1.1.4 Lichtfang

Für den Zeitraum vom 16. 5. bis 20. 11. 1988 sowie 24. 4. bis 4. 11. 1989 wurde eine Lichtfalle (verändert nach MÜHLENBERG 1976; vgl. REUSCH 1988 a) im Erlenbruch installiert, der an den USB grenzt. Die Stromzufuhr erfolgte über eine Autobatterie (54 Ah). Eine Dämmerungsschaltautomatik gewährleistete die Einschaltung der Leuchtstoffröhre (Philips TL 6 W/05) während der Abend- und Nachtstunden. Als Fangflüssigkeit diente 4 %ige Formalin-Lösung mit einem Zusatz von Entspannungsmittel („Pril-flüssig“). Die gefangenen Insekten wurden in einwöchigem Abstand aus der Fangflüssigkeit abgeseibt und in 75 %igem Äthanol überführt.

Die zur Zucht verwendeten Tipulidae-Arten *Tipula r. rufina* und *Nephrotoma scurra* wurden in Kiel in einem hell erleuchteten Zimmer mit zum Gartengelände geöffneten Fenster gefangen.

In Anlehnung an WRAGE (1982) wurden in den Monaten August bis November 1986 und Mai bis November 1987 Farbschalen zum Fang von Tipuloidea eingesetzt (MOERICKE 1951). Es handelte sich dabei um runde Kunststoffschalen (12 cm Durchmesser, 7 cm Höhe) in den Farben Weiß, Blau und Gelb. Zum Schutz gegen Überschwemmungen erfolgte die Ausbringung von je einer Weiß-, Blau- und Gelbschale auf 7 erhöht gelegene Geländestrukturen in dem oben erwähnten Erlbruch.

Die Schalen wurden bis 1 cm unter den Oberrand mit Fangflüssigkeit (4 %ige Formalin-Lösung, Enspannungsmittel) gefüllt. Ein umgebendes Drahtgitter (Maschenweite 4 cm), welches am First mit transparenter PVC-Folie bespannt wurde, verhinderte den Kontakt von Wirbeltieren mit der Fangflüssigkeit und bei starken Regenfällen ein frühzeitiges Überlaufen der Fanggefäße. Zur Vermeidung des Versickerns von Fangflüssigkeit im Erdboden bei etwaigem Überlaufen wurden je drei Schalen etwas erhöht in einem Blumenkasten aufgestellt. Die Leerung der Fangschalen erfolgte wöchentlich.

2.1.2 Charakterisierung der Habitate

2.1.2.1 Wasserstand

Zur Ermittlung des Wasserstandes aquatischer Standorte wurden markierte Holzlatten als Pegel verwendet. An terrestrischen Standorten im Bereich von Überschwemmungen wurde der Grundwasserstand mittels in den Boden eingelassener, perforierter Kunststoffrohre festgestellt. Messungen erfolgten jeweils zum Absammeltermin der Emergenzfallen.

2.1.2.2 Vegetation und Substrat

Die Auswahl der terrestrischen Emergenzfallenstandorte berücksichtigte in erster Linie Unterschiede der Vegetationszusammensetzung. An allen terrestrischen Standorten wurden nach der Methode von BRAUN-BLANQUET (1964) Vegetationsaufnahmen durchgeführt und diese definierten Vegetationstypen zugeordnet. Die Vegetationseinheiten kennzeichnen unterschiedliche hydrologische Standortbedingungen (Wasserstufen).

Zur Beschreibung der Substrate im Bachstrich bzw. Uferbereich des USB vgl. HOLM (1988).

2.2 Laboruntersuchungen

2.2.1 Zuchten und Hälterung

Die Zuchten wurden in den Jahren 1987, 1989 und 1990 in einer Klimakammer des Zoologischen Instituts durchgeführt. Einstellbare abiotische Faktoren waren Temperatur, Länge der Licht-Dunkel-Phasen, Beleuchtungsstärke und Luftfeuchtigkeit. Um möglichst natürliche Hälterungsbedingungen zu erreichen, wurden „varierte Klimabedingungen“ wie folgt eingestellt: Die Länge der Licht-Dunkel-Phasen wurde den Zeitpunkten von Sonnenauf- und Sonnenuntergang der entsprechenden Jahre angepaßt. Während der Licht-Pha-

sen betrug die Lichtstärke 2000 Lux. Die mittlere relative Feuchte variierte zwischen 80–90 %. Als Richtwert für die Temperatur dienten 30jährige Mittelwerte (1951–1980) der monatlichen mittleren Maximum- und Minimumwerte für Kiel (Tab. 1).

Tab. 1: 30jährige Mittelwerte (1951–1980) der monatlichen Minimal- und Maximaltemperaturen für Kiel. Quelle: Wetteramt Schleswig.

Monat	mittleres Maximum	mittleres Minimum
Januar	2,5°C	- 1,5°C
Februar	3,0°C	- 1,7°C
März	6,1°C	0,4°C
April	10,7°C	3,1°C
Mai	15,9°C	7,1°C
Juni	19,9°C	10,7°C
Juli	20,9°C	12,4°C
August	20,9°C	12,5°C
September	17,8°C	9,9°C
Oktober	12,9°C	6,8°C
November	7,5°C	3,1°C
Dezember	4,2°C	0,3°C

Die monatlichen mittleren Maximumwerte wurden während der Licht-Phase eingestellt, die mittleren Minimumwerte während der Dunkel-Phase. Aus technischen Gründen konnten keine Temperaturen unter 4 °C erreicht werden, so daß die von November bis April niedriger liegenden mittleren Temperaturwerte nicht nachvollzogen werden konnten.

1987 war aufgrund technischer Probleme keine Temperaturregulierung möglich. Die Hälterung erfolgte daher unter „konstanten Klimabedingungen“ bei 20 °C und einer Photo-Periode von Licht/Dunkel 12 h zu 12 h. Auch 1989/90 wurde für vergleichende Untersuchungen ein Teil der Zuchten unter diesen Klimabedingungen gehalten.

Zur Zucht vorgesehene Limoniidae-Imagines wurden in 20 ml-Gläsern mit perforiertem Deckel gehalten. Die zumeist größeren Tipulidae-Imagines kamen in Kunststoffbehälter von 10 cm Höhe und 5 cm Durchmesser mit luftdurchlässigem Schaumstoffverschluß. Die Böden wurden in beiden Fällen mit angefeuchteten Zellstofflagen belegt.

Nach erfolgter Eiablage in den Zellstoff kam dieser in eine Petrischale. Handelte es sich um Limoniidae-Eier, erwiesen sich Schalen von 3,5 cm Durchmesser und einer Höhe von 1 cm als günstig. Für Tipulidae-Eigelege wurden Schalen von 5 cm Durchmesser und 1,5 cm Höhe verwendet. *Cylindrotoma d. distinctissima* (Cylindrotomidae) wurden in größeren Gläsern mit perforiertem Deckel verschiedene Pflanzen zur Eiablage angeboten (vgl. Kap. 5.3.1).

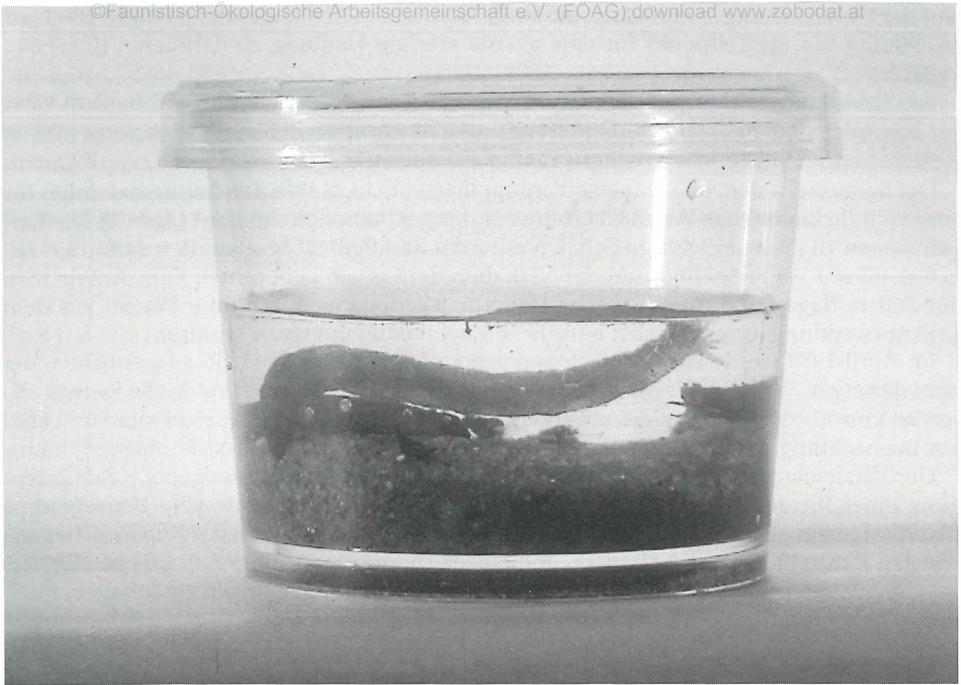


Abb. 2: Larve IV von *Tipula lateralis* (Tipulidae) unter aquatischen Hälterungsbedingungen (Hälterungsgefäß: \varnothing 3 cm). Die Larve hängt mit dem unbenetzbaren Stigmenfeld des Endsegmentes an der Wasseroberfläche, um atmosphärische Luft zu atmen. Der Verpuppungsvorgang konnte von allen untersuchten aquatischen und semiaquatischen Arten nur außerhalb des Wassers erfolgreich vollendet werden.

Vom Beginn der Eiablage bis zum Schlupf der Eilarven erfolgte eine tägliche Kontrolle der Gelege mit dem Stereomikroskop. Von den ersten schlüpfenden Eilarven wurden bis zu 30 Individuen auf einzelne Schalen verteilt. Die Maße der Einzelschalen entsprachen jenen der Sammelschalen für die Eier. Den Boden der Schalen bedeckte eine doppelte Schicht angefeuchteten Zellstoffs. 1987 wurden alle Larven mit angefeuchtetem Brennesselpulver gefüttert (LINDNER 1959). 1989/90 wurde einjährige Laubstreu der Schwarzerle (*Alnus glutinosa*) nach vorheriger Trocknung mit einer Kaffeemühle fein zermahlen und diente dann, ebenfalls angefeuchtet, als Nährsubstrat. Da die Larven die zunehmend dichter werdende Substratschicht auch als Wohnsubstrat benutzten, konnte nach einiger Zeit des Aufbringens von Erlenlaubpulver auf ein häufiges Umsetzen auf frische Zellstofflagen verzichtet werden. Im Bedarfsfall wurde der Zellstoff bzw. das Wohnsubstrat nachgefeuchtet. Die auf Zellstoff gehaltenen Larven mußten bei übermäßigem Pilzwachstum umgesetzt werden. Die herbivoren Larven von *Cylindrotoma d. distinctissima* erhielten hauptsächlich frische Blätter von *Ranunculus repens*. Die Hälterung der im Freiland gesammelten Larven geschah i. d. R. in Substrat vom Fundort.

Eine Kontrolle der Larven in mindestens 2tägigem Abstand mit dem Stereomikroskop ermöglichte die Feststellung des jeweiligen Larvenstadiums. Bei den Limoniidae kennzeichnete der Abwurf der Kopfkapsel die Häutung. Für Tipulidae-Larven war es im Ver-

lauf der Untersuchungen einfacher, die Vergrößerung des Abstandes der paarigen Stigmen am Hinterende als Zeitpunkt für eine gerade erfolgte Häutung zu definieren (CASPER 1980 b).

Von jedem Entwicklungsstadium wurden bis zu 5 Individuen in ca. 80 °C heißem Wasser abgetötet und, ebenso wie die Larven- und Puppenexuvien, für später vorgesehene systematische Studien in 75 %igem Äthanol aufbewahrt.

Um herauszufinden, ob submerse Verpuppungsvorgänge ablaufen können, wurden für ausgewählte Limoniidae-Arten Überschwemmungssituationen simuliert (Abb. 2). Die Larven kamen zu diesem Zweck in Schalen mit 3 cm Randhöhe. Diese wurden daraufhin zunehmend mit Wasser gefüllt und das Verhalten der Larven beobachtet. Zum Anfeuchten der Zellstofflagen und für aquatische Hälterungsbedingungen fand nur Wasser aus dem USB Verwendung, um möglichst natürliche Zuchtbedingungen zu schaffen.

Im April 1989 wurde ein 40×60 cm messender Uferbereich des USB ausgestochen, der zur Hälfte von Wasser bedeckt war. Dieser wurde in eine entsprechend große Kunststoffwanne von 12 cm Höhe plaziert, mit einem gazebespannten Käfig abgedeckt und im Labor zur Beobachtung der schlüpfenden Tipuloidea aufgestellt.

Der Wasserstand in der Schale wurde den Freilandverhältnissen angepaßt. Zur Erzeugung einer für den Uferbereich typischen leichten Strömung diente eine Kreiselpumpe (Fabrikat Eheim, Best.-Nr. 381, 20 W, 4 l/min). An den Innenwänden der Kunststoffwanne wurden Kühlschlangen installiert, die mit einem Thermostat (Colora-Ultra, Type NB) verbunden waren. Um die Temperaturen gemäß den Freilandbedingungen einzuhalten, mußte der Thermostat in Kombination mit einem Tauchkühler (Colora, TK 64) betrieben werden.

Nach erfolgtem Schlupf der Imagines konnte anhand des Fundortes der Puppenexuvien der Verpuppungsort festgestellt werden.

2.3 Auswertung der biologischen Untersuchungen

2.3.1 Bestimmung und Nomenklatur

Die Bestimmung der Tipuloidea-Männchen erfolgte nach genitalmorphologischen Kriterien.

Die Hypopygien wurden in 10 %iger Kalilauge durch kurzzeitiges Kochen mazeriert und nach Durchführung einer Alkoholreihe in wasserfreiem Glycerin mit dem Stereomikroskop untersucht. Kunststoffröhrchen von 1 cm Länge und 0,5 cm Durchmesser (genitalia vials, Fa. BIO QUIP, Gardena, USA) dienten zur Aufbewahrung der Genitalpräparate ebenfalls in wasserfreiem Glycerin.

Weibchen können bisher nur in wenigen Fällen anhand genitalmorphologischer Merkmale determiniert werden. Nicht bestimmbar sind insbesondere die Weibchen der kleinen Limoniidae-Gattungen *Molophilus*, *Ormosia* u. a.

Tipuloidea-Larven wurden in ca. 80 °C heißem Wasser abgetötet. Nur dann sind die Analkiemien ausgestreckt und das für die Determination wichtige Stigmenfeld ausgebreitet.

Zur Erkennung von determinologisch wichtigen Strukturen an der Kopfkapsel mußte der Kopf der Larven i. d. R. in 10 %iger Kalilauge mazeriert werden. Die Aufbewahrung geschah nach derselben Methode wie bei den Hypopygien.

Folgende taxonomische und systematische Literatur wurde verwendet:

Imagines: COE (1950), SAVCHENKO (1982, 1985, 1986), LACKSCHEWITZ & PAGAST (1940–1942), KRZEMINSKI (1984); *Cheilotrichia* spp.: STARY (1987 b), *Rhypholophus* spp.-Weibchen: NOLL (1985), *Eloeophila verralli/maculata*: REUSCH (1988 c).
Larven/Puppen: ROZKOSNY & POKORNY (1980), SAVCHENKO (1985, 1986); *Eloeophila verralli/maculata*: REUSCH (1988 c).
Nomenklatur und Systematik: SAVCHENKO (1982, 1985, 1986), z. T. verändert nach STARY (1987 a) u. REUSCH (pers. Mitt. 1990).

Tipulidae

Imagines: MANNHEIMS & THEOWALD (1951–1980); *Nephrotoma* spp.: OOSTERBROEK (1978; 1979 a, b, c), SAVCHENKO (1961, 1964, 1973); *Tipula lateralis*: SIMOVA-TOSIC (1977).
Larven/Puppen: THEOWALD (1967), BRINDLE (1967), CHISWELL (1956).
Nomenklatur und Systematik: OOSTERBROEK & THEOWALD (im Druck).

Cylindrotomidae

Imagines: PEUS (1952).
Larven/Puppen: PEUS (1952).
Nomenklatur und Systematik: SOOS & OOSTERBROEK (im Druck).

2.3.2 Dominanz

Die relative Häufigkeit (D) der Arten wurde nach folgender Formel berechnet (vgl. SCHWERDTFEGER 1975):

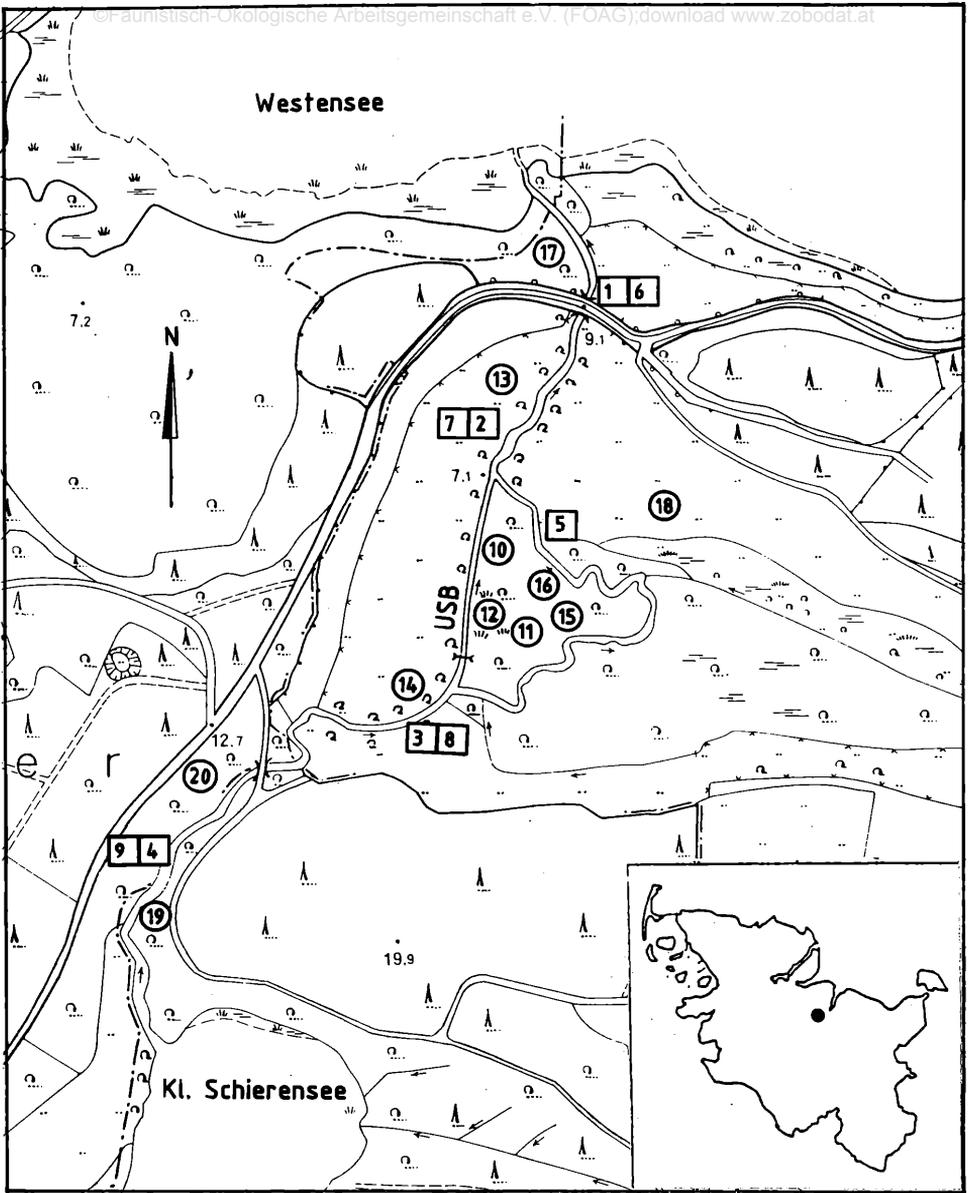
$$D = 100 \times b/a$$

a = Individuenzahl sämtlicher Arten

b = Individuenzahl der betreffenden Art

Dominanzwerte der einzelnen Arten wurden folgenden Klassen zugeteilt (TISCHLER 1949, HEYDEMANN 1953):

eudominante Arten	> 10 % des Vorkommens aller Arten
dominante Arten	10–5 % des Vorkommens aller Arten
subdominante Arten	5–2 % des Vorkommens aller Arten
rezedente Arten	2–1 % des Vorkommens aller Arten
subrezedente Arten	< 1 % des Vorkommens aller Arten



M 1 : 5 000

0 100 200 m

Abb. 3: Untersuchungsgebiet „Unterer Schierenseebach“ und Lage der beprobten Standorte.

1 bis 5 = aquatische Standorte

6 bis 9 = semiaquatische Standorte

10 bis 20 = terrestrische Standorte

Der Untere Schierenseebach ist ein im Naturpark Westensee (Schleswig-Holstein) gelegener Seeabfluß von etwa 700 m Länge (MTB 1725, Abb. 3). Der Bach, seine Altarmbereiche und angrenzende Erlenbrüche bilden ein als naturnah ansprechbares Ökosystem. Zahlreiche faunistische Untersuchungen weisen auf den intakten Zustand des Gewässers hin, in dem bisher ca. 500 Arten von Wirbellosen festgestellt werden konnten (BRINKMANN 1985, HOLM 1988, STATZNER 1979, THOMES 1985).

Zur Charakterisierung der Vegetation der Bachsohle und der Uferrandstreifen vgl. BOBROWSKI & BÖTTGER (1983). Ausführliche Angaben zu den das Gewässerbett charakterisierenden Substraten sowie zur Deckung der aquatischen Makrophyten sind BRINKMANN (1985) und HOLM (1988) zu entnehmen. In diesen Arbeiten findet man des weiteren Hinweise zu Strömungsgeschwindigkeiten in bestimmten Teilabschnitten des USB.

Chemisch-physikalische Messungen bei STATZNER (1979) und BRINKMANN (1985) weisen den Bach als ein sommerwarmes, kalkreiches Gewässer aus, das hinsichtlich seiner durchschnittlichen Nährstoffkonzentration als α -mesosaprob bezeichnet werden muß.

Da ein großer Teil des Tiermaterials 1987 und 1988 gefangen wurde, werden für diese Jahre die klimatischen Bedingungen dargestellt. Lufttemperaturen und Niederschlagsmengen im jeweiligen Jahresablauf geben die Abb. 4 und 5 wieder.

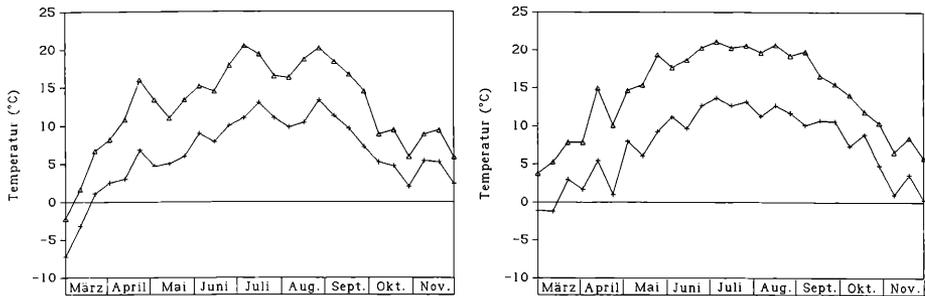


Abb. 4: Lufttemperaturen im Untersuchungszeitraum 1987 (links) und 1988 (rechts). Angabe von dekadischen Mittelwerten der Minimal- und Maximaltemperaturen (Station Kiel-Holtenau). Quelle: Wetteramt Schleswig.

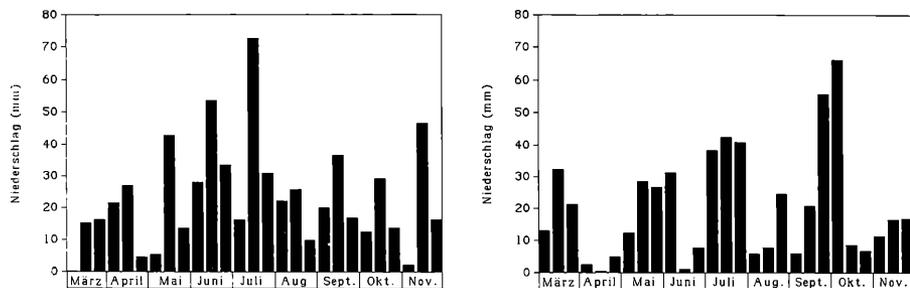


Abb. 5: Niederschlagsmengen im Untersuchungszeitraum 1987 (links) und 1988 (rechts). Angabe von dekadischen Niederschlagshöhen in mm (Station Kiel-Holtenau). Quelle: Wetteramt Schleswig.

Klimadaten der Jahre 1985 bis 1986 sind der Arbeit von HOLM (1988) zu entnehmen.
 Eine Übersicht der Wasserstandsänderungen im Jahresablauf an ausgewählten Standorten (vgl. Kap. 2.1.2) gibt die Abb. 6.

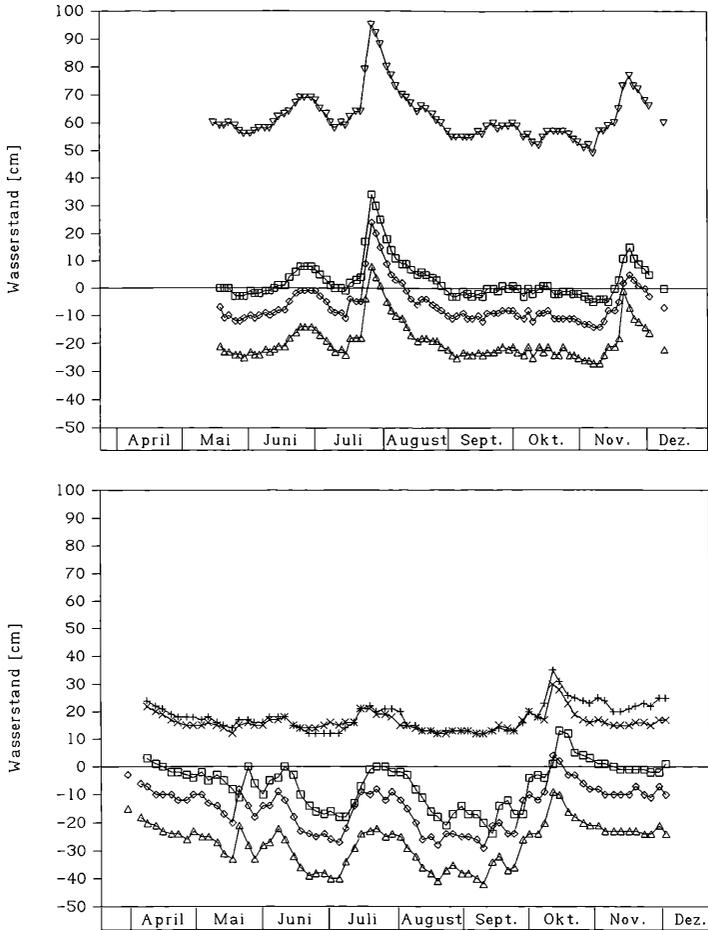


Abb. 6: Wasserstände der Jahre 1987 (oben) und 1988 (unten) von aquatischen sowie periodisch überschwemmten terrestrischen Standorten des Untersuchungsgebietes „Unterer Schierenseebach“. Messung u. und ü. Fl.

aquatisch: ∇ 5 + 4×1

terrestrisch: \square 10 \diamond 15 \triangle 16.

Im folgenden werden Vegetationszusammensetzung und abiotische Faktoren der Standorte erläutert, an denen Emergenzfänge und Larvenaufsammlungen durchgeführt wurden.

Die aquatischen Standorte sind ganzjährig von Wasser bedeckt. Bei den Emergenzfallen handelte es sich um „Schwimmkäfige“, die im Bachstrich über charakteristischen Substraten installiert waren (vgl. HOLM 1988):

- 1 – grobes Sediment, hoher Kiesanteil
- 2 – hoher Anteil feinkörniger Bestandteile; größere, faserige Partikel (Torf), Blätter und kleine Zweige
- 3 – sandiges Substrat
- 4 – kiesiges Substrat
- 5 – schlammiges, detritusreiches Substrat wie bei 2

Semiaquatische Standorte 6–9

Die semiaquatischen Standorte sind durch die Gewässergrenze (Wasserlinie) und die daran grenzenden aquatischen und terrestrischen Bereiche charakterisiert.

Hier wurden „Uferkäfige“ eingesetzt, die mit Änderung des Wasserstandes versetzt werden konnten (vgl. HOLM 1988). Somit war gewährleistet, daß zu jeder Zeit der Uferbereich nahe der Wasserlinie erfaßt wurde. Diese Standorte werden vor allem von schwankenden Wasserständen geprägt. Die nicht überfluteten Bereiche weisen keine Makrophyten-Vegetation auf. Die Bodensubstrate der ständig überfluteten Bereiche ähneln denen der auf gleicher Höhe des Baches befindlichen aquatischen Standorte, wobei an den Standorten 6 und 8 wesentlich höhere Anteile feiner Sedimentsorten vorhanden sind.

Terrestrische Standorte 10–20

Die terrestrischen Standorte kennzeichnet, daß sie höchstens episodisch durch Überflutung oder ansteigendes Grundwasser überschwemmt werden.

Sie konnten anhand pflanzensoziologischer Daten 5 verschiedenen Feuchtigkeits (Wasser-)Stufen zugeordnet werden (s. auch Anhangstab. 1):

Wasserstufe I, Standort 10: *Carici elongatae*-Alnetum

Es handelt sich um den nassesten terrestrischen Standort, der mehrere Wochen im Jahr überflutet war (z. B. 1987: 12. 6.–28. 8., 16. 11. bis Frühjahr 1988). Der Grundwasserstand sank selten mehr als 20 cm unter Flut (Abb. 6).

Die Differentialarten *Veronica beccabunga* und *Equisetum fluviatile* deuten eine konstante Wassernachlieferung an (Quelligkeit).

Wasserstufe II, Standorte 11–13

Diese Standorte werden phasenweise überflutet. Der Grundwasserstand ist im Mittel etwas niedriger als bei Wasserstufe I:

- 11 – *Carici elongatae*-Alnetum
- 12 – *Scirpo-Phragmitetum australis*
- 13 – *Glycerietum maximae*

Wasserstufe III, Standort 14: *Angelico-Cirsietum oleracei*

Der Grundwasserstand bleibt im Mittel niedriger als bei Wasserstufe II. Überflutungen kommen nicht mehr vor.

Wasserstufe IV, Standorte 15–17: *Alnus glutinosa*-Gesellschaft

Diese Standorte sind deutlich trockener als die der Wasserstufe II und III. Die Grundwasserstände sanken bis 30 cm (Standort 15) und 42 cm unter Flur (Standort 16) während der Untersuchungsperiode ab (vgl. Abb. 6). Mit Ausnahme von Standort 17 sind aufgrund der

geringen Entfernung vom Gewässer kurzfristige Überflutungen möglich (z. B. Standort 15: 24. 7–10. 8. 1987).

Wasserstufe V, Standort 18: *Ranunculo-Alopecuretum geniculati*

Wechselfeuchtigkeitsanzeiger wie *Alopecurus geniculatus*, *Glyceria fluitans* und *Agrostis stolonifera* weisen auf stärker schwankende Grundwasserstände hin. Aufgrund von Bodenverdichtung wechseln zeitweilige Überschwemmungen mit Phasen stärkerer Austrocknung. Ursachen der Bodenverdichtung sind Sackungsvorgänge durch Torfzersetzung, starkes Befahren und Beweidung. Die mittleren Grundwasserstände dürften denen der Wasserstufe IV ähneln.

Wasserstufe VI, Standorte 19 und 20: *Asperulo-Fagetum circaetosum*

Es handelt sich um Mineralboden-Standorte. Die Grundwasserlinie dürfte im Vergleich zu den anderen terrestrischen Standorten wesentlich niedriger verlaufen. Der mittlere Grundwasserstand beträgt wahrscheinlich etwa 70 cm unter Flur.

Die Standorte unterscheiden sich durch ihre unterschiedliche Entfernung zum Gewässer. Standort 19 befindet sich in dessen unmittelbarer Nähe etwa 2 m vom Ufer entfernt. Bei kurzfristig hohen Wasserständen wird der Boden durchfeuchtet. Standort 20 (Abb. 1) ist dagegen etwa 10 m vom Gewässer entfernt, so daß die oberen Bodenhorizonte selbst bei Hochwasser nicht beeinflußt werden.

Totholz und Moos (Standorte 21–26)

- 21 – *Alnus glutinosa*, trockenes Holz: im Erlenbruch mit Emergenzfalle beprobt
- 22 – *Alnus glutinosa*, feuchtes Holz: 1988 in *Asperulo-Fagetum circaetosum* mit Emergenzfalle beprobt, 1989 im Erlenbruch ausgelegt, 1990 in Klimakammer beprobt
- 23 – *Fraxinus excelsior*: Larvenaufsammlung
- 24 – Moos (*Mnium hornum*): im Erlenbruch mit Emergenzfalle beprobt
- 25 – Moos (*Lophocolea bidentata*, *Brachythecium rutabulum*, *Eurhynchium prae-longum*): Puppenaufsammlung im Erlenbruch
- 26 – Mulm, trockenes Moos: Larvenaufsammlung im Erlenbruch

4 Freilanduntersuchungen

4.1 Faunistik

Die Limoniidae-Fauna Schleswig-Holsteins wurde vor allem von KRÖBER (1910, 1935, 1958) und MENDEL (1971) bearbeitet. REUSCH (1989) meldet als Ergebnis seiner Untersuchungen an der Bille (Kreis Stormarn, südliches Schleswig-Holstein) erst in jüngster Zeit 22 für Schleswig-Holstein neue Arten und gibt eine Zusammenstellung aller bisherigen Artnachweise. Neben den oben genannten Arbeiten wurden von ihm die Beiträge von LENZ (1920a), THIENEMANN (1926), LACKSCHEWITZ (1928; 1940a, b), BRAUNS (1959), KOHMANN (1976), WRAGE (1978, 1982), ABBASSIAN (1980) und PÖPPERL (1987) berücksichtigt.

Zur Tipulidae-Fauna Schleswig-Holsteins existieren vergleichsweise wenige Untersuchungen. KRÖBER (1910, 1935, 1958) liefert für diese Gruppe die meisten Nachweise. Zusätzliche Daten zur Tipulidae-Fauna stammen von THIENEMANN (1926), BRAUNS (1959), ABBASSIAN (1980) und REUSCH (unveröff.). Ob die ebenfalls Material aus Schleswig-Holstein beinhaltenden Sammlungen von FABRICIUS, WIEDEMANN und WINTHEM vollständig bearbeitet wurden, ist mir nicht bekannt.

Die vier in Europa vorkommenden Cylindrotomidae-Arten wurden sämtlichst von KRÖBER (1935) gemeldet. THIENEMANN (1926) erwähnt *Cylindrotoma d. distinctissima*, *Diogma glabrata* und *Triogma trisulcata* für norddeutsche Quellen.

4.1.1 Limoniidae

Im Gebiet des USB wurden 1985–1989 8440 adulte Limoniidae gefangen. Es konnten 79 Arten in 34 Gattungen festgestellt werden (Tab. 2).

Tab. 2: Limoniidae-Arten des Untersuchungsgebietes „Unterer Schierenseebach“. * = neu für Schleswig-Holstein.

PEDICIINAE	Genus <i>Ula</i> HALIDAY, 1833 Subgenus <i>Ula</i> s.str. 1) <i>U.</i> s.str. <i>mollissima</i> HALIDAY, 1833 2) <i>U.</i> s.str. <i>sylvatica</i> (MEIGEN, 1818)
	Genus <i>Tricyphona</i> ZETTERSTEDT, 1837 3) <i>Tricyphona immaculata</i> (MEIGEN, 1804) 4) <i>Tricyphona unicolor</i> (SCHUMMEL, 1829)*
	Genus <i>Pedicia</i> LATREILLE, 1809 Subgenus <i>Pedicia</i> s.str. 5) <i>P.</i> (s.str.) <i>rivosa rivosa</i> (LINNAEUS, 1758)
	Genus <i>Dicranota</i> ZETTERSTEDT, 1838 Subgenus <i>Dicranota</i> s.str. 6) <i>D.</i> (s.str.) <i>bimaculata</i> (SCHUMMEL, 1829)
HEXATOMINAE	Genus <i>Paradelphomyia</i> ALEXANDER, 1936 7) <i>Paradelphomyia senilis</i> (HALIDAY, 1833)
	Genus <i>Epiphragma</i> OSTEN-SACKEN, 1860 Subgenus <i>Epiphragma</i> s.str. 8) <i>E.</i> (s.str.) <i>ocellare</i> (LINNAEUS, 1761)
	Genus <i>Austrolimnophila</i> ALEXANDER, 1920 Subgenus <i>Austrolimnophila</i> s.str. 9) <i>A.</i> (s.str.) <i>ochracea</i> (MEIGEN, 1804)
	Genus <i>Pseudolimnophila</i> ALEXANDER, 1919 10) <i>Pseudolimnophila lucorum</i> (MEIGEN, 1818) 11) <i>Pseudolimnophila sepium</i> (VERRALL, 1886)
	Genus <i>Limnophila</i> MACQUART, 1834 12) <i>Limnophila pictipennis</i> (MEIGEN, 1818) 13) <i>Limnophila punctata</i> (SCHRANK, 1781)
	Genus <i>Euphyliðorea</i> ALEXANDER, 1972 14) <i>Euphyliðorea fulvonervosa</i> (SCHUMMEL, 1829) 15) <i>Euphyliðorea lineola</i> (MEIGEN, 1804)

- Genus *Phylidorea* BIGOT, 1854
16) *Phylidorea bicolor* (MEIGEN, 1804)*
17) *Phylidorea ferruginea* (MEIGEN, 1818)

- Genus *Eloephila* RONDANI, 1856
18) *Eloephila maculata* (MEIGEN, 1804)
19) *Eloephila verralli* (BERGROTH, 1912)

- Genus *Neolimnomyia* SEGUY, 1937
Subgenus *Neolimnomyia* s.str.
20) *N.* (s.str.) *batava* (EDWARDS, 1938)

- Sugenus *Brachylimnophila* ALEXANDER, 1966
21) *N.* (*Brachylimnophila*) *nemoralis* (MEIGEN, 1818)

- Genus *Pilaria* SENTENIS, 1889
22) *Pilaria decolor* (ZETTERSTEDT, 1851)*
23) *Pilaria discicollis* (MEIGEN, 1818)
24) *Pilaria nigropunctata* (AGRELL, 1945)*

- Genus *Crypteria* BERGROTH, 1913
Subgenus *Crypteria* s.str.
25) *C.* (s.str.) *limnophiloides* BERGROTH, 1913*

ERIOPTERINAE

- Genus *Erioptera* MEIGEN, 1803
Subgenus *Erioptera* s.str.
26) *E.* (s.str.) *fuscipennis* MEIGEN, 1818
27) *E.* (s.str.) *fusculenta* EDWARDS, 1938
28) *E.* (s.str.) *gemina* TJEDER, 1967
29) *E.* (s.str.) *griseipennis* MEIGEN, 1838
30) *E.* (s.str.) *lutea* MEIGEN, 1804
31) *E.* (s.str.) *minor minor* MEIJERE, 1921*
32) *E.* (s.str.) *sordida* ZETTERSTEDT, 1838*

- Genus *Symplecta* MEIGEN, 1830
Subgenus *Symplecta* s.str.
33) *S.* (s.str.) *stictica* (MEIGEN, 1818)

- Genus *Erioconopa* STARY, 1976
34) *Erioconopa trivialis* (MEIGEN, 1818)

- Genus *Cheilotrichia* ROSSI, 1848
Subgenus *Empeda* OSTEN-SACKEN, 1869
35) *C.* (*Empeda*) *cinerascens* (MEIGEN, 1804)

- Genus *Ormosia* RONDANI, 1856
Subgenus *Ormosia* s.str.
36) *O.* (s.str.) *clavata* (TONNOIR in GOETGHEBUER & TONNOIR, 1920)*
37) *O.* (s.str.) *depilata* EDWARDS, 1938
38) *O.* (s.str.) *hederae* (CURTIS, 1835)
39) *O.* (s.str.) *lineata* (MEIGEN, 1804)

- Genus *Rhypholophus* KOLENATI, 1860
40) *Rhypholophus haemorrhoidalis* (ZETTERSTEDT, 1838)
41) *Rhypholophus varius* (WIEDEMANN in MEIGEN, 1818)

- Genus *Ilisia* RONDANI, 1856
42) *Ilisia maculata* (MEIGEN, 1804)

- Genus *Tasiocera* SKUSE, 1890
Subgenus *Dasymolophilus* GOETGHEBUER in GOETGHEBUER & TONNOIR, 1920
43) *T.* (*Dasymolophilus*) *murina* (MEIGEN, 1818)

Genus *Molophilus* CURTIS, 1833

Subgenus *Molophilus* s.str.

44) *M.* (s.str.) *appendiculatus* (STAEGER, 1840)

45) *M.* (s.str.) *ater* (MEIGEN, 1804)

46) *M.* (s.str.) *bifidus* GOETGHEBUER in GOETGHEBUER & TONNOIR, 1920

47) *M.* (s.str.) *bihamatus* MEIJERE, 1918

48) *M.* (s.str.) *griseus* (MEIGEN, 1804)

49) *M.* (s.str.) *medius* MEIJERE, 1918

50) *M.* (s.str.) *ochraceus* (MEIGEN, 1818)

51) *M.* (s.str.) *ochrescens* EDWARDS, 1938

52) *M.* (s.str.) *propinquus* (EGGER, 1863)

53) *M.* (s.str.) *serpentiger* EDWARDS, 1938

Genus *Gonomyia* MEIGEN, 1818

Subgenus *Gonomyia* s.str.

54) *G.* (s.str.) *lucidula* MEIJERE, 1921

55) *G.* (s.str.) *recta* TONNOIR in GOETGHEBUER & TONNOIR, 1920*

56) *G.* (s.str.) *tenella* (MEIGEN, 1818)

LIMONIINAE

Genus *Lipsothrix* LOEW, 1873

57) *Lipsothrix ecucullata* EDWARDS, 1938*

Genus *Helius* LEPELETIER & SERVILLE, 1828

Subgenus *Helius* s.str.

58) *H.* (s.str.) *flavus* (WALKER, 1856)

59) *H.* (s.str.) *longirostris* (MEIGEN, 1818)

Genus *Rhipidia* MEIGEN, 1818

Subgenus *Rhipidia* s.str.

60) *R.* (s.str.) *duplicata* (DOANE, 1900)

Genus *Achyrolimonia* ALEXANDER, 1965

61) *Achyrolimonia decemmaculata* (LOEW, 1873)*

Genus *Dicranomyia* STEPHENS, 1829

Subgenus *Dicranomyia* s.str.

62) *D.* (s.str.) *chorea* (MEIGEN, 1818)

63) *D.* (s.str.) *didyma* (MEIGEN, 1804)

64) *D.* (s.str.) *frontalis* (STAEGER, 1840)

65) *D.* (s.str.) *mitis* (MEIGEN, 1830)

66) *D.* (s.str.) *modesta* (MEIGEN, 1818)

Subgenus *Numantia* BIGOT, 1854

67) *D. (Numantia) fusca* (MEIGEN, 1804)

Genus *Neolimonia* ALEXANDER, 1964

68) *Neolimonia dumetorum* (MEIGEN, 1804)

Genus *Metalimnobia* MATSUMURA, 1911

69) *Metalimnobia quadrimaculata* (LINNAEUS, 1761)

70) *Metalimnobia quadrinotata* (MEIGEN, 1818)

Genus *Atypophthalmus* BRUNETTI, 1911

Subgenus *Atypophthalmus* s.str.

71) *A.* (s.str.) *inustus* (MEIGEN, 1818)

Genus *Limonia* MEIGEN, 1803

72) *Limonia ? dilutior* (EDWARDS, 1921)

73) *Limonia flavipes* (FABRICIUS, 1787)

74) *Limonia macrostigma* (SCHUMMEL, 1829)

75) *Limonia nigropunctata* (SCHUMMEL, 1829)

- ©Faunistik: 76) *Limonia nubeculosa* MEIGEN, 1804 (FÖAG); download www.zobodat.at
 77) *Limonia stigma* (MEIGEN, 1818)
 78) *Limonia tripunctata* (FABRICIUS, 1781)
 79) *Limonia trivittata* (SCHUMMEL, 1829)

Unter den in Tab. 2 genannten Arten befinden sich 68 der bisher 116 für Schleswig-Holstein gemeldeten Arten (vgl. REUSCH 1989). Elf mit * gekennzeichnete Arten sind neu für Schleswig-Holstein. Die nicht im Untersuchungsgebiet gefangene *Helius* (s.str.) *pallirostris* EDWARDS, 1921 (vgl. Kap. 5.1.5) fand zur Zucht Verwendung und gilt ebenfalls als Neufund für Schleswig-Holstein. Die Gesamtzahl der in Schleswig-Holstein festgestellten Arten erhöht sich damit auf 128.

Folgende Arten erwiesen sich im Untersuchungsgebiet als eudominant und dominant:

<i>Dicranomyia modesta</i>	17,9 %
<i>Limonia macrostigma</i>	12,5 %
<i>Erioptera lutea</i>	7,5 %
<i>Limonia nubeculosa</i>	6,5 %
<i>Dicranota bimaculata</i>	5,9 %
<i>Euphyllidorea fulvonervosa</i>	5,1 %

Acht der zwölf Neufunde für Schleswig-Holstein, namentlich *Tricyphona unicolor*, *Phyllidorea bicolor*, *Pilaria decolor*, *P. nigropunctata*, *Erioptera sordida*, *E. minor minor*, *Ormosia clavata* und *Helius pallirostris*, sind neu für das Tiefland Norddeutschlands. Davon wurden zwei, und zwar *P. nigropunctata* und *E. minor minor*, bisher für Deutschland nicht gemeldet. *P. decolor* gilt als erster gesicherter Nachweis für Deutschland (MENDL & REUSCH 1989). Die bisher bekannten Verbreitungsangaben für die betreffenden Arten in Deutschland bzw. Europa sind der Tab. 3 zu entnehmen.

Tab. 3: Verbreitungsangaben für Limoniidae-Arten des Untersuchungsgebietes „Unterer Schierensee-bach“, die erstmals für Deutschland bzw. für das Norddeutsche Tiefland gemeldet werden.

Neu für Deutschland:

Pilaria nigropunctata (AGRELL, 1945)

Schweden	AGRELL (1945)
Tschechoslowakei	STARY (1974, 1981)

Erioptera (s. str.) *minor minor* MEIJERE, 1921

Niederlande	MEIJERE (1921), THEOWALD (1971)
Frankreich	PIERRE (1924)
Tschechoslowakei	STARY (1983)

Neu für Norddeutsches Tiefland:

Tricyphona unicolor (SCHUMMEL, 1829)

Hessen	CRAMER (1968), MENDL (1975 b)
Bayern	MENDL (1977)
Nordrhein-Westfalen	LASAR (1987)

Phyllidorea bicolor (MEIGEN, 1804)

Nordrhein-Westfalen	MEIGEN (1818), WESTHOFF (1882), RIEDEL (1919)
Baden-Württemberg	LACKSCHEWITZ (1929)
Hamburg	KRÖBER (1935)
Hessen	MENDL (1975 b)
Bayern	MENDL (1977), MENDL (1985)

Pilaria decolor (ZETTERSTEDT, 1851) beitsgemeinschaft e.V. (FÖAG);download www.zobodat.at

Schweden	ZETTERSTEDT (1851), TJEDER (1955)
Dänemark	NIELSEN (1925)
Großbritannien	EDWARDS (1938)
Finnland	MANNHEIMS (1965)
Deutschland? (Hessen)	CRAMER (1968)

Erioptera (s. str.) *sordida* ZETTERSTEDT, 1938

Hessen	MENDL (1975 b)
Bayern	MENDL (1975 a, 1977)

Ormosia (s. str.) *clavata* TONNOIR in GOETGHEBUER & TONNOIR, 1920

Bayern	MENDL (1977, 1982, 1985)
Nordrhein-Westfalen	CASPERS & NOLL (1981), LASAR (1987)
Thüringen	JOOST & ZIMMERMANN (1983)
Niedersachsen	HÖVEMEYER (1985), BLANKE & REUSCH (1990)

Helius (s. str.) *pallirostris* EDWARDS, 1921

Nordrhein-Westfalen	CASPERS (1983), NOLL (1985)
---------------------	-----------------------------

4.1.2 Tipulidae

Im Untersuchungsgebiet wurden 925 Individuen aus 38 Arten gefangen (Tab. 4).

Tab. 4: Tipulidae-Arten des Untersuchungsgebietes „Unterer Schierenseebach“.

DOLICHOPEZINAE	Genus <i>Dolichopeza</i> CURTIS, 1825 Subgenus <i>Dolichopeza</i> s. str. 1) <i>Dolichopeza</i> (s. str.) <i>albipes</i> (STRÖM, 1768)
TIPULINAE	Genus <i>Prionocera</i> LOEW, 1844 2) <i>Prionocera subserricornis</i> (ZETTERSTEDT, 1851) 3) <i>Prionocera turcica</i> (FABRICIUS, 1787) Genus <i>Tipula</i> LINNAEUS, 1758 Subgenus <i>Platytipula</i> MATSUMURA, 1916 4) <i>T. (Platytipula) autumnalis</i> LOEW, 1864 5) <i>T. (Platytipula) luteipennis</i> MEIGEN, 1830 Subgenus <i>Schummelia</i> EDWARDS, 1931 6) <i>T. (Schummelia) varicornis</i> SCHUMMEL, 1833 Subgenus <i>Savtshenka</i> ALEXANDER, 1966 7) <i>T. (Savtshenka) alpium</i> BERGROTH, 1888 8) <i>T. (Savtshenka) pagana</i> MEIGEN, 1818 9) <i>T. (Savtshenka) signata</i> STAEGER, 1840 10) <i>T. (Savtshenka) staegeri</i> NIELSEN, 1922 Subgenus <i>Yamatotipula</i> MATSUMURA, 1916 11) <i>T. (Yamatotipula) lateralis</i> MEIGEN, 1818 12) <i>T. (Yamatotipula) pierrei</i> TONNOIR, 1921 13) <i>T. (Yamatotipula) pruinosa</i> WIEDEMANN, 1817 Subgenus <i>Acutipula</i> ALEXANDER, 1924 14) <i>T. (Acutipula) fulvipennis</i> DE GEER, 1776 15) <i>T. (Acutipula) luna</i> WESTHOFF, 1879 16) <i>T. (Acutipula) maxima</i> PODA, 1761 17) <i>T. (Acutipula) vittata</i> MEIGEN, 1804

18) *T. (s. str.) oleracea* LINNAEUS, 1758

19) *T. (s. str.) paludosa* MEIGEN, 1830

Subgenus *Beringotipula* SAVCHENKO, 1961

20) *T. (Beringotipula) unca* WIEDEMANN, 1817

Subgenus *Pterelachisus* RONDANI, 1842

21) *T. (Pterelachisus) irrorata* MACQUART, 1826

22) *T. (Pterelachisus) pabulina* MEIGEN, 1818

23) *T. (Pterelachisus) pseudoirrorata* GOETGHEBUER, 1921

24) *T. (Pterelachisus) submarmorata* SCHUMMEL, 1833

25) *T. (Pterelachisus) varipennis* MEIGEN, 1818

Subgenus *Vestiplex* BEZZI, 1924

26) *T. (Vestiplex) nubeculosa* MEIGEN, 1804

27) *T. (Vestiplex) scripta* MEIGEN, 1830

Subgenus *Lunatipula* EDWARDS, 1931

28) *T. (Lunatipula) fascipennis* MEIGEN, 1818

29) *T. (Lunatipula) laetabilis* ZETTERSTEDT, 1838

30) *T. (Lunatipula) lunata* LINNAEUS, 1758

Subgenus *Dendrotipula* SAVCHENKO, 1964

31) *T. (Dendrotipula) flavolineata* MEIGEN, 1804

Genus *Nephrotoma* MEIGEN, 1803

32) *Nephrotoma analis* (SCHUMMEL, 1833)

33) *Nephrotoma appendiculata appendiculata* (PIERRE, 1919)

34) *Nephrotoma dorsalis* (FABRICIUS, 1781)

35) *Nephrotoma flavipalpis* (MEIGEN, 1830)

36) *Nephrotoma lunulicornis* (SCHUMMEL, 1833)

37) *Nephrotoma quadrifaria* (MEIGEN, 1804)

CTENOPHORINAE Genus *Dictenidia* BRULLE, 1833

38) *Dictenidia bimaculata* (LINNAEUS, 1761)

Tipula (Savtshenkia) rufina rufina MEIGEN, 1818 und *Nephrotoma scurra* (MEIGEN, 1818), die zur Zucht verwendet wurden, stammten nicht aus dem Bereich des USB. Sie wurden mittels Lichtfang nahe eines Gartengeländes in Kiel gefangen. Nach Auswertung der oben genannten Literatur wurden bisher 70 Arten für Schleswig-Holstein gemeldet. Im Untersuchungsgebiet konnten allein 54 % der für Schleswig-Holstein bekannten Arten festgestellt werden.

Folgende Arten waren eudominant bzw. dominant in den Fängen vertreten:

<i>Prionocera subserricornis</i>	21,2 %
<i>Tipula unca</i>	20,6 %
<i>Tipula luteipennis</i>	14,5 %
<i>Tipula luna</i>	13,4 %

Damit repräsentieren 4 Arten ca. 70 % der insgesamt gefangenen Individuen.

4.1.3 Cylindrotomidae

Folgende 3 der 4 für Schleswig-Holstein bekannten Arten (KRÖBER 1910, 1935, 1958) konnten nachgewiesen werden:

Art	Monat	März	April	Mai	Juni	Juli	August	Sept.	Okt.	Nov.
	Woche	10	15	20	25	30	35	40	45	
Dicranota bimaculata										
Limonia nubeculosa										
Limnophila punctata										
Symplecta stictica										
Eriocnopa trivialis										
Ula sylvatica										
Erioptera fuscipennis										
Tricyphona immaculata										
Ormosia lineata										
Molophilus ater										
Ormosia depilata										
Limonia tripunctata										
Cheilotrichia cinerascens										
Dicranomyia chorea										
Limonia macrostigma										
Phyllidorea ferruginea										
Erioptera lutea										
Limonia nigropunctata										
Tricyphona unicolor										
Phyllidorea bicolor										
Molophilus bifidus										
Erioptera sordida										
Helius longirostris										
Ormosia hederæ										
Molophilus griseus										
Limnophila pictipennis										
Rhipidia duplicata										
Erioptera griseipennis										
Limonia ? dilutior										
Eleoephila verralli										
Limonia flavipes										
Epiphragma ocellare										
Helius flavus										
Molophilus ochrescens										
Eleoephila maculata										
Neolimnobia dumetorum										
Austrolimnophila ochracea										
Euphyllidorea fulvovervosa										
Euphyllidorea lineola										
Tasiocera murina										
Molophilus propinquus										
Molophilus serpentina										
Gonomyia tenella										
Metalimnobia quadrimaculata										
Metalimnobia quadrinotata										
Molophilus bimaculatus										
Pilaria discicollis										
Neolimnomyia nemoralis										
Dicranomyia mitis										
Erioptera minor miner										
Dicranomyia didyma										
Dicranomyia modesta										
Dicranomyia fusca										
Neolimnomyia batava										
Limonia trivittata										
Pseudolimnophila sepium										
Pseudolimnophila lucorum										
Molophilus appendiculatus										
Pilaria nigropunctata										
Gonomyia recta										
Erioptera gemina										
Molophilus medius										
Lipsothrix eucullata										
Molophilus ochraceus										
Ilisia maculata										
Atypophthalmus inustus										
Gonomyia lucidula										
Erioptera fusculeta										
Limonia stigma										
Pilaria decolor										
Pedicia rivosa rivosa										
Ormosia clavata										
Paradelphomyia senilis										
Achyrolimonia decemmaculata										
Rhypholophus haemorrhoidalis										
Rhypholophus varius										
Ula mollissima										
Crypteria limnophiloides										
Dicranomyia frontalis										
Summe [Indiv./Monat]		3	459	2015	1429	1001	1259	846	1315	113
Summe [Arten/Monat]		1	12	52	50	41	37	25	23	7

Tab. 5: Flugzeiten der Limoniidae im Untersuchungsgebiet „Unterer Schierenseebach“ sowie Anzahl der monatlich gefangenen Arten und Individuen (1985–1989). Die Reihenfolge der Arten richtet sich nach dem jeweils frühesten Fang.

Cylindrotoma distinctissima distinctissima (MEIGEN, 1818)

Diogma glabrata (MEIGEN, 1818)

Triogma trisulcata (SCHUMMEL, 1829).

18 der insgesamt 28 Individuen stellte *C. d. distinctissima*, *T. trisulcata* und *D. glabrata* waren jeweils mit 5 Tieren in den Fängen vertreten.

4.2 Apparenz der Imagines

4.2.1 Limoniidae

Vertreter dieser Familie wurden in den Jahren 1985 bis 1989 von Mitte März bis Ende November im Bereich des USB gefangen (Tab. 5). Im März fand sich lediglich *Dicranota bimaculata*. Ende April und Anfang Mai erfolgte ein starker Anstieg der Artenzahl, die im Mai mit 52 und im Juni mit 50 Arten ihre höchsten Werte erreichte. Ende Juni bis Anfang September nahm die Artenzahl stetig ab. Die Monate September und Oktober wiesen noch eine Artenzahl von 25 bzw. 23 auf. Im November kamen dann nur noch 7 Arten vor.

Als ausgesprochene „Frühjahrsarten“ können *Limnophila punctata* (Anfang April bis Anfang Juni), *Molophilus ater* (Ende April bis Mitte Mai), *Limonia nigropunctata* (Anfang Mai bis Anfang Juni) und *Limonia tripunctata* (Anfang Mai bis Anfang Juli) gewertet werden.

Rhypholophus varius (Anfang September bis Ende Oktober) sowie *R. haemorrhoidalis* (nur wenige Fänge von Anfang September bis Mitte Oktober) traten ausschließlich im Herbst auf.

Die Länge der Flugzeit der einzelnen Arten war sehr unterschiedlich (Tab. 6). Mehrwöchige Unterbrechungen ihrer Flugzeit zeigten *Dicranota bimaculata* und *Erioconopa trivialis* mit 6 Wochen sowie *Tricyphona immaculata* mit 7 Wochen.

Tab. 6: Einteilung der Limoniidae-Arten des Untersuchungsgebietes „Unterer Schierenseebach“ nach der Länge ihrer Flugzeiten. Berücksichtigt sind nur Arten, von denen mindestens 30 Individuen gefangen wurden.

8 Monate Flugzeit:	<i>Dicranota bimaculata</i> <i>Phylidorea ferruginea</i> <i>Erioptera lutea</i> <i>Limonia nubeculosa</i>
7 Monate Flugzeit:	<i>Erioptera fuscipennis</i> <i>Cheilotrichia cinerascens</i> <i>Rhipidia duplicata</i> <i>Dicranomyia modesta</i> <i>Limonia macrostigma</i>
6 Monate Flugzeit:	<i>Tricyphona immaculata</i> <i>Euphylidorea fulvonervosa</i> <i>Neolimnomyia nemoralis</i> <i>Erioconopa trivialis</i>
5 Monate Flugzeit:	<i>Austrolimnophila ochracea</i> <i>Pilaria discicollis</i> <i>Neolimonia dumetorum</i>
4 Monate Flugzeit:	<i>Eloeophila maculata</i> <i>Erioptera sordida</i>

3 Monate Flugzeit: *Epiphragma ocellare*
Pseudolimnophila lucorum
Pseudolimnophila sepium
Limnophila punctata
Ormosia depilata
Molophilus medius
Helius flavus
Limonia tripunctata
Limonia trivittata

2 Monate Flugzeit: *Tricyphona unicolor*
Phylidorea bicolor
Eleoophila verralli
Erioptera gemina
Rhypholophus varius

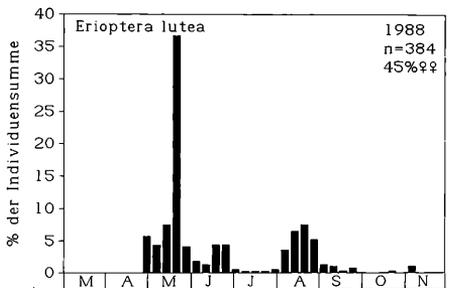
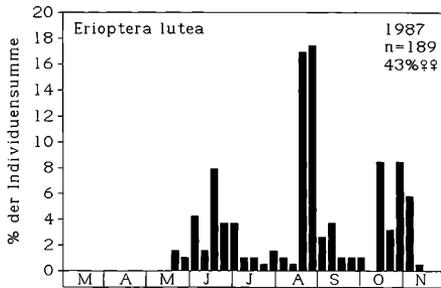
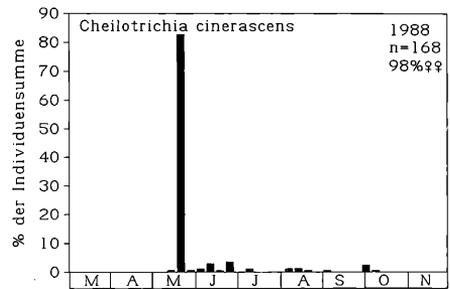
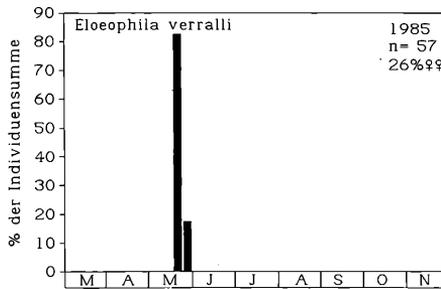
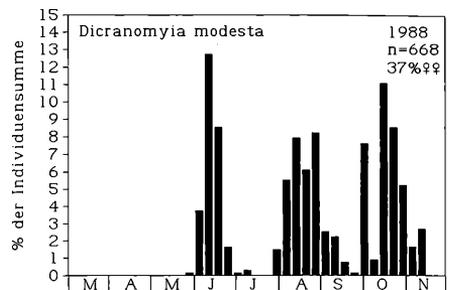
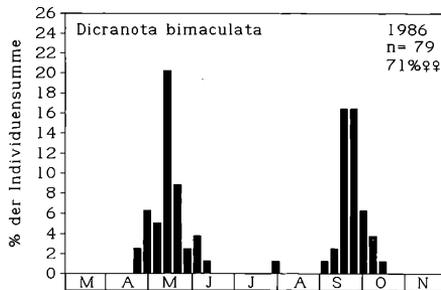


Abb. 7a: Wöchentliche Fänge ausgewählter Limoniidae-Arten im Untersuchungsgebiet „Unterer Schierseebach“. Angabe von relativen Häufigkeiten in Bezug zur Individuensumme/Jahr.

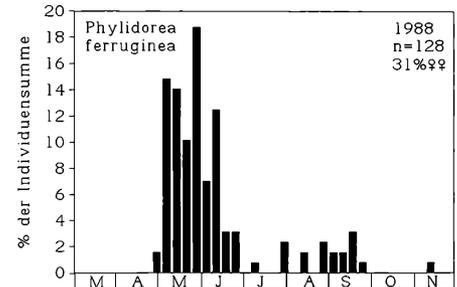
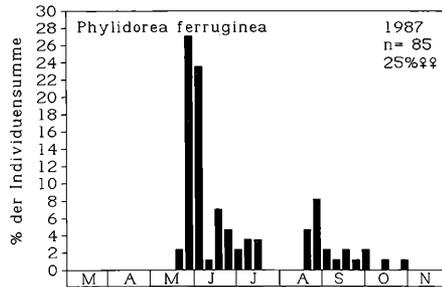
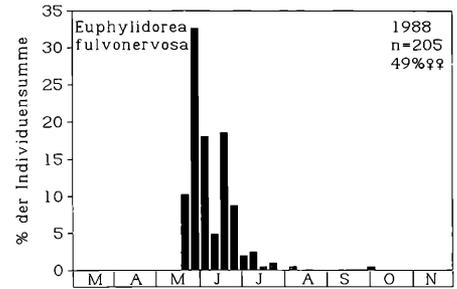
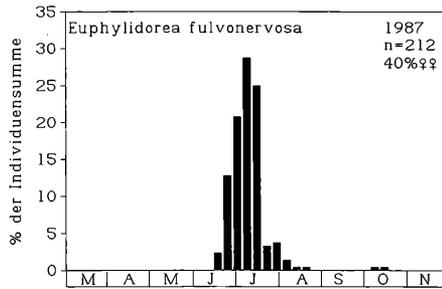
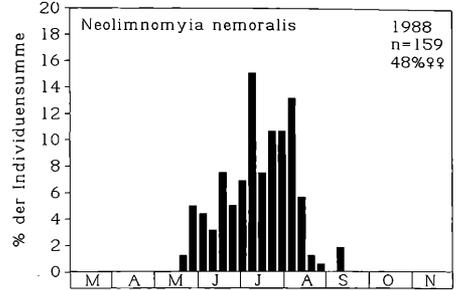
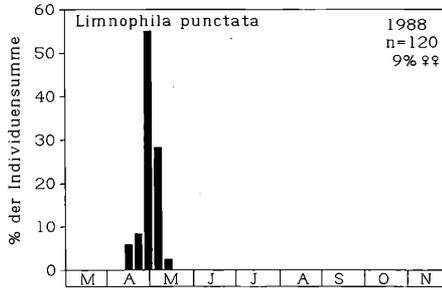
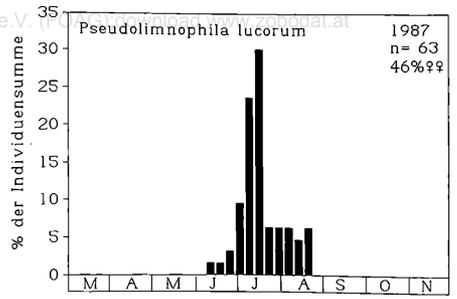
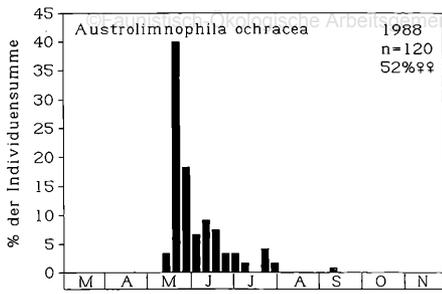


Abb. 7c: Wöchentliche Fänge ausgewählter Limoniidae-Arten im Untersuchungsgebiet „Unterer Schie-
renseebach“. Angabe von relativen Häufigkeiten in bezug zur Individuensumme/Jahr.

Für Arten, die in den Fängen jährlich mit mehr als 50 Individuen auftraten, wurden Apparenzdiagramme erstellt (Abb. 7a–c). Bedeutende Abweichungen vom angegebenen Weibchenanteil waren bei keiner Art im Verlauf der Flugperiode zu verzeichnen.

4.2.2 Tipulidae

Tipulidae wurden im Untersuchungsgebiet von Anfang April bis Ende November gefangen (Tab. 7). Anfang Mai nahm die Artenzahl stark zu. Mit 21 Arten verbuchte der Monat Mai die höchste Artenzahl. Geringere Werte wiesen mit 16, 15 bzw. 14 Arten die Monate Juni, Juli und August auf. Im September und Oktober wurden nur noch 3 bzw. 4 Arten gefangen. Im November war als nunmehr einzige Art noch *Tipula staegeri* vertreten.

Ein ausschließliches Auftreten im Herbst zeigten neben *T. staegeri* (Anfang Oktober bis Ende November) auch *T. luteipennis* (Anfang September bis Ende Oktober) sowie *T. signata* (Mitte September bis Ende Oktober). *T. vittata* erwies sich dagegen als eine „Frühjahrsart“ (Anfang April bis Ende Mai).

Tab. 7: Flugzeiten der Tipulidae im Untersuchungsgebiet „Unterer Schierenseebach“ sowie Anzahl der monatlich gefangenen Arten und Individuen (1985–1989). Die Reihenfolge der Arten richtet sich nach dem jeweils frühesten Fang.

Art	Monat	März		April		Mai		Juni		Juli		August		Sept.		Okt.		Nov.	
	Woche	10	15	20	25	30	35	40	45										
<i>Tipula vittata</i>			■	■	■	■	■												
<i>Tipula lateralis</i>				■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Prionocera subsericornis</i>				■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula luna</i>					■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Dolichocheza albipes</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula pabulina</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula pierrei</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula varipennis</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula submarmorata</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula oleracea</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Prionocera turcica</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula variicornis</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula lunata</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Dolichocheza albipes</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula flavolineata</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula scripta</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Nephrotoma a. appendiculata</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula maxima</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula irrorata</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula pseudoirrorata</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Nephrotoma quadrifaria</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula unca</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Nephrotoma lunulicornis</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula fulvipennis</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Nephrotoma dorsalis</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Nephrotoma analis</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula fascipennis</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Nephrotoma flavipalpis</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Dictenidia bimaculata</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula laetabilis</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula alpium</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula paludosa</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula luteipennis</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula signata</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula staegeri</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
<i>Tipula pagana</i>						■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■
Summe [Indiv./Monat]		0	24	329	203	109	89	125	44	2									
Summe [Arten/Monat]		0	3	21	16	15	14	3	4	1									

Die Länge der Flugzeiten einzelner Tipulidae-Arten war deutlich unterschiedlich (Tab. 8).

Tab. 8: Einteilung der Tipulidae-Arten des Untersuchungsgebietes „Unterer Schierenseebach“ nach der Länge ihrer Flugzeiten. Berücksichtigt sind nur Arten, von denen mehr als 10 Individuen gefangen wurden.

6 Monate Flugzeit:	<i>Prionocera subserricornis</i>
5 Monate Flugzeit:	—
4 Monate Flugzeit:	<i>Tipula lateralis</i> <i>Tipula unca</i> <i>Tipula scripta</i>
3 Monate Flugzeit:	<i>Dolichopeza albipes</i> <i>Prionocera turcica</i> <i>Tipula luteipennis</i> <i>Tipula lunata</i> <i>Nephrotoma quadrifaria</i>
2 Monate Flugzeit:	<i>Tipula staegeri</i> <i>Tipula luna</i> <i>Tipula vittata</i> <i>Tipula submarmorata</i>
1 Monat Flugzeit:	<i>Tipula pagana</i> <i>Tipula paludosa</i> <i>Tipula varipennis</i>

Prionocera subserricornis wies die längste Flugzeit auf. Sie konnte während 6 Monaten des Jahres angetroffen werden. Ende Juni bis Anfang Juli war eine dreiwöchige Unterbrechung ihrer Apparenz festzustellen. Unter den Arten mit einer relativ langen Flugperiode von 7–11 Wochen zeigte *Tipula lateralis* ebenfalls eine deutliche Unterbrechung ihrer Flugzeit von Anfang Juni bis Mitte Juli. *Dolichopeza albipes* und *Prionocera turcica* traten über ihren insgesamt langen Flugzeitraum nur sporadisch auf.

Sehr kurze Flugzeiten von etwa einem Monat zeichneten *T. pagana* (Oktober), *T. paludosa* (August) und *T. varipennis* (Mai) aus.

Für *P. subserricornis*, *T. luna* und *T. unca*, die jährlich mit mehr als 50 Individuen in den Fängen auftraten, wurden Apparenzdiagramme gezeichnet (Abb. 8). Bedeutende Abweichungen von den jeweilig angegebenen Weibchenanteilen traten im Verlauf der Flugperiode nicht auf.

4.2.3 Cylindrotomidae

Cylindrotomidae traten von Anfang Mai bis Ende August im Untersuchungsgebiet auf (Tab. 9). *Cylindrotoma d. distinctissima* war die häufigste Art und erschien in den Monaten Mai, Juli und August. Anfang Juni bis Mitte Juli wurde eine Unterbrechung ihrer Flugzeit festgestellt.

Von *Diogma glabrata* wurden wenige Tiere im Verlauf der ersten drei Juliwochen gefangen.

Triogma trisulcata trat mit wenigen Exemplaren während zwei Wochen Mitte Mai in den Fängen auf.

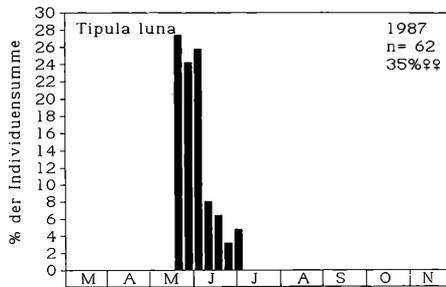
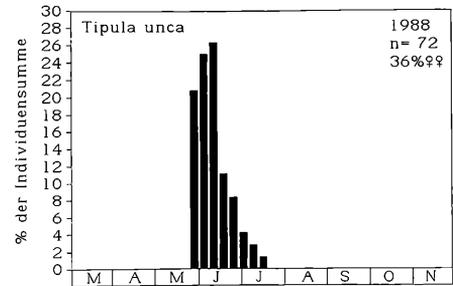
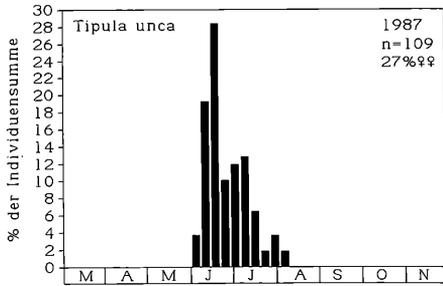
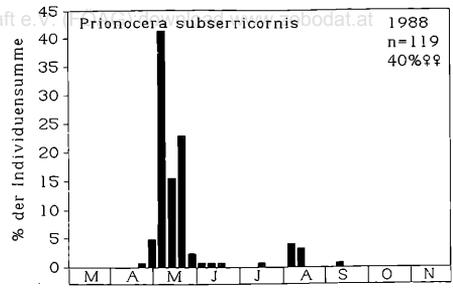
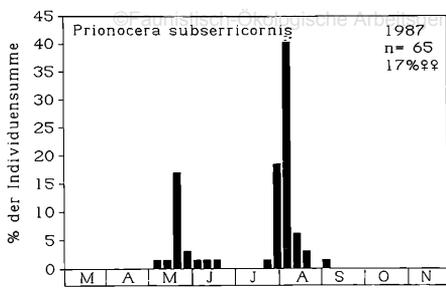


Abb. 8: Wöchentliche Fänge ausgewählter Tipulidae-Arten im Untersuchungsgebiet „Unterer Schierenseebach“. Angabe von relativen Häufigkeiten in bezug zur Individuensumme/Jahr.

Tab. 9: Flugzeiten der Cylindrotomidae im Untersuchungsgebiet „Unterer Schierenseebach“ sowie Anzahl der monatlich festgestellten Arten und Individuen (1985–1989). Die Reihenfolge der Arten richtet sich nach dem jeweils frühesten Fang.

Art	Monat	März	April	Mai	Juni	Juli	August	Sept.	Okt.	Nov.
	Wochello	15	20	25	30	35	40	45		
<i>Cylindrotoma d. distinctissima</i>				■	■	■	■			
<i>Triogma trisulcata</i>				■						
<i>Diogma glabrata</i>						■				
Summe [Indiv./Monat]		0	0	14	0	8	6	0	0	0
Summe [Arten/Monat]		0	0	2	0	2	1	0	0	0

Die angewandten Fangmethoden zeichneten sich in qualitativer und quantitativer Hinsicht durch eine unterschiedliche Effektivität aus (Anhangstab. 2–4). Im folgenden werden die Ergebnisse getrennt für die Familien dargestellt.

4.3.1 Limoniidae

Den größten Anteil der insgesamt 79 im Untersuchungsgebiet nachgewiesenen Arten erbrachten mit 87 % die Kescherfänge.

Für 61 Arten wurde durch Anwendung der Emergenzmethode eine Bodenständigkeit im untersuchten Gebiet nachgewiesen. Larvenaufsammlungen ergaben keine weiteren Hinweise auf bodenständige Arten.

Sechs dieser mit Emergenzfallen gefangenen Arten konnten mit keiner anderen Methode belegt werden. 57 dieser Arten, das sind 93 %, kommen auch in den Kescherfängen vor.

Pedicia rivosa rivosa und *Crypteria limnophiloides* traten nur in den Lichtfängen auf. Abgesehen von diesen beiden Arten und *Gonomyia tenella* sind sämtliche mit der Lichtfangmethode nachgewiesenen Arten auch Bestandteil der Kescherfänge.

Über Farbschalenfänge konnten 26 Arten ermittelt werden, die alle auch mit anderen Methoden erfaßt wurden.

61 % der Limoniidae-Imagines wurden mit dem Kescher gefangen. Vergleichsweise geringe Individuenzahlen erbrachten die Emergenzmethode mit 23 % aller Individuen und die nur lokal durchgeführten Lichtfallen- (12 %) und Farbschalenfänge (4 %).

Das Geschlechterverhältnis der Tiere in den Emergenzfängen war ausgeglichen. Kescher- und Farbschalensmethode führten mit 67 % bzw. 64 % zu einem deutlichen Übergewicht an Männchen.

Der mit 63 % hohe Weibchenanteil in den Lichtfängen ist vor allem auf die Weibchen von *Cheilotrichia cinerascens* zurückzuführen. Bei Nichtberücksichtigung dieser Art ergibt sich ein etwa ausgeglichenes Geschlechterverhältnis von 46 % Männchen und 54 % Weibchen.

4.3.2 Tipulidae

Mit der Kescherfang-Methode wurde das Vorkommen von 87 % der insgesamt im Untersuchungsgebiet nachgewiesenen 36 Arten belegt.

31 Arten können aufgrund der Nachweise über die Emergenzmethode oder über Larvenaufsammlungen als bodenständig eingestuft werden. Von diesen wurden vier nicht mit Kescherfängen nachgewiesen.

Zwei Arten konnten ausschließlich als Larve festgestellt werden.

Von den zehn mit der Lichtfang-Methode erhaltenen Arten trat eine Art, nämlich *Tipula fascipennis*, sonst nur als Larvenfund in Erscheinung. Die übrigen Arten wurden auch mit einer anderen Imaginalfangmethode nachgewiesen.

Sämtliche der sechs durch Farbschalenfänge bestätigten Arten erschienen zumindest bei einer der anderen Methoden.

66 % der Tipulidae-Imagines wurden mit dem Kescher gefangen. Dabei überwiegt der Anteil der Männchen den der Weibchen mit 76 % beträchtlich. Nur 2 % der gefangenen Tipulidae resultieren aus der nur lokal angewandten Farbschalensmethode. Auch hier sind

Männchen mit 83 % der Gesamtindividuenzahl vorherrschend. Emergenz- und Lichtfänge zeigten ein etwa ausgeglichenes Geschlechterverhältnis mit 58 % bzw. 54 % Männchen.

Dabei erbrachten die nur lokal durchgeführten Lichtfänge 4 % und die im gesamten Untersuchungsgebiet angewandte Emergenzmethode 28 % aller Individuen.

4.3.3 Cylindrotomidae

Sämtliche drei nachgewiesenen Cylindrotomidae-Arten traten sowohl in den Kescher- als auch in den Emergenzfängen auf.

Mit der Lichtfallen-Methode wurden *Diogma glabrata* und *Cylindrotoma d. distinctissima* nachgewiesen. In den Farbschalen befanden sich keine Cylindrotomidae.

Von den 28 insgesamt erhaltenen Individuen wurden 22 mit dem Kescher gefangen. Vier Individuen befanden sich in den Emergenz- und zwei in den Lichtfängen.

4.4 Habitate der Larven

Den Ergebnissen der eigenen Untersuchungen zur Habitatpräferenz der Tipuloidea (Anhangstab. 5–7) werden aus der Literatur bekannte Angaben gegenübergestellt. Es finden dabei ausschließlich solche Hinweise zu larvalen Lebensräumen Berücksichtigung, die durch den Einsatz spezieller Fallensysteme (Emergenzfallen, Photoektoren) bzw. der Aufzucht der Larven (Ausnahme Tipulidae, Cylindrotomidae, vgl. Kap. 6.1.1) als gesichert gelten konnten.

Oberstes Ordnungskriterium bei der Aufreihung von Literaturhinweisen ist i. d. R. die Einnischung der Arten entlang des Feuchtigkeitsgradienten vom aquatischen zum terrestrischen Bereich. In einigen Fällen steht die Bevorzugung eines bestimmten Habitats offensichtlich in engem Zusammenhang mit einer spezialisierten Ernährungsweise der Larven. Entsprechende Literaturhinweise werden einbezogen.

Sofern keine fundierten Nachweise zu Larvalhabitaten bekannt sind, wird auch auf Angaben zum Vorkommen der Imagines zurückgegriffen.

Angesichts der unterschiedlich konzipierten Emergenzfallen (z. B. Beprobung von flächenhaft ausgedehnten Bodensubstraten, Totholzstümpfen, Moospolstern; nur z. T. unterirdische Abgrenzung s. Kap. 2.1.1.1 u. Kap. 6.3), sowie der Probenahme in verschiedenen Jahren ist eine vergleichende Bewertung der ermittelten Besiedlungsdichten nicht angebracht. Ausgewählte quantitative Angaben, die sich ausnahmslos auf Emergenzfänge beziehen, können lediglich zur Orientierung dienen.

Mehrfach angeführte Emergenzuntersuchungen stammen aus folgenden geographischen Regionen (ILLIES 1978):

Zentrales Mittelgebirge:

ABBASIAN (1984): Schiffenberger Wald (Hessen), CASPERS (1978, 1980a): Annaberger Bach (Nordrhein-Westfalen), GÜMBEL (1976): Breitenbachquelle und Kalkbachquelle (Hessen), JOOST & ZIMMERMANN (1983): Spitter (Thüringen), MENDEL (1973, 1975b): Breitenbach und Rohrwiesenbach (Hessen), SANDROCK (1978): Breitenbach und Rohrwiesenbach (Hessen).

Norddeutsche Tiefebene:

PÖPPERL (1987): Kossau (Schleswig-Holstein), REUSCH (unveröff.): Schwentine (Schleswig-Holstein).

Folgende Abkürzungen werden bei der Darstellung eigener Ergebnisse verwendet:

St. = Standort(e) der Emergenzfallen und Larvenaufsammlungen www.zobodat.at

W. = Wasserstufe(n) der terrestrischen Standorte (vgl. Kap. 2.1.2.2 u. Kap. 3).

Erlenbruch = *Carici elongatae-Alnetum*

Schilf-Röhricht = *Scirpo-Phragmitetum australis*

Wasserschwaden-Ried = *Glycerietum maximae*

Kohldistel-Wiese = *Angelico-Cirsietum oleracei*

Erlenwald = *Alnus glutinosa-Gesellschaft*

Knickfuchsschwanz-Rasen = *Ranunculo-Alopecuretum geniculati*

Buchenwald = *Asperulo-Fagetum circaeetosum*.

4.4.1 Limoniidae

Pediciinae

Dicranota bimaculata

D. bimaculata trat ausschließlich in den aquatischen und semiaquatischen Emergenzfängen auf. Hier war die Art an Standorten mit sehr geringer Strömungsgeschwindigkeit vergleichsweise selten und trat nur mit einem Individuum an St. 2 in Erscheinung.

MIALL (1893) fand Larven von *D. bimaculata* in großer Anzahl im schlammigen Ufer eines kleinen Flusses, am schlammigen Rand eines Teiches und im Flußbett selbst. Auch nach TJEDER (1959) treten sie in feuchter Erde entlang des Ufers auf. COULSON (1959) bezeichnet rasch fließende Gewässer mit felsigem Grund und kleine vegetationsreiche Bäche als bevorzugte Larvalhabitate. LEVY (1919) fand die Larven ganzjährig im sandigen Grund eines schnell fließenden Baches. BRINDLE (1967) gibt Moose im fließenden Wasser als Fundorte der Larven an.

In mehreren Fällen wurde *D. bimaculata* mit der Emergenzmethode sowohl in Quellbereichen als auch an Bächen nachgewiesen (CASPER 1980a, GÜMBEL 1976, JOOST & ZIMMERMANN 1983, MENDEL 1973 u. 1975b, REUSCH unveröff., SANDROCK 1978).

Tricyphona immaculata

T. immaculata wurde mit wenigen Ausnahmen (aquatisch: St. 5, semiaquatisch: St. 9, terrestrisch: St. 15, 17, 20) auf allen Probeflächen mit der Emergenzmethode festgestellt. Die relativ häufigen Fänge in der aquatischen Emergenz müssen einer kritischen Betrachtung unterzogen werden (vgl. Kap. 6.1.1).

Stellvertretend für ähnliche Fundortangaben verschiedener Autoren (BELING 1878, BRINDLE 1967, CRISP & LLOYD 1954, CUTHBERTSON 1926b, LINDNER 1959, TJEDER 1959) sei hier MEIJERE (1916) zitiert: „Die Larve fand ich im Moder, welcher mit faulen Vegetabilen, faulen Blättern und dergleichen gemischt war, bzw. zwischen faulen Blättern an sehr feuchter Stelle am Ufer eines Gewässers. . .“ (S. 195). Da die untersuchten Larven von den Autoren nicht in jedem Fall zur Imago aufgezogen wurden, besteht in Einzelfällen die Möglichkeit, daß bisher noch nicht beschriebene, im Larvenstadium sehr ähnliche *Tricyphona*-Arten Gegenstand ihrer Untersuchungen waren. Bei *T. immaculata* handelt es sich aber wohl eindeutig um die Art mit der weitesten Verbreitung. *T. schummeli* und *T. unicolor* treten nach BRINDLE (1967) nur lokal auf. COULSON (1959) wies *T. immaculata* durch Aufzucht in verschiedenen moorigen Gebieten nach und bezeichnet Torf als das bevorzugte Wohnsubstrat der Larven. DITTMAR (1955) fand Larven in der Quellregion unter Steinen und modernden Blättern.

Mit der Emergenzmethode ermittelte GÜMBEL (1976) *T. immaculata* in Quellbereichen. In der Bach-Emergenz erscheint die Art bei CASPER (1980a), JOOST & ZIMMERMANN

(1983), MENDEL (1973, 1975b), REUSCH (unveröff.) und SANDROCK (1978). Der letztgenannte Autor bezeichnet die Larven von *T. immaculata* als semiaquatish bis aquatisch.

ABBASSIAN (1984) meldet Emergenzfänge aus den meisten der von ihm untersuchten Biotope in einem Buchen-Mischwald.

Tricyphona unicolor

T. unicolor wurde in der Emergenz des Schilf-Röhrrichts (St. 12, W. II) mit 3 Ind./m² festgestellt. Auf der Kohldistel-Wiese (St. 14, W. III) trat die Art mit 5 Ind./0,5 m² in Erscheinung. Einzelfänge wurden im aquatischen und semiaquatischen Bereich registriert.

BRINDLE (1967) nennt als Lebensräume der Larven dieser Art, wie auch für die von *T. immaculata*, „sphagnum bogs or acid marshes“. Allgemein feuchte Böden werden von TJEDER (1959) als larvale Lebensräume angegeben.

In Deutschland wurden bisher lediglich Imagines von *T. unicolor* an drei Orten nachgewiesen (CRAMER 1968, MENDEL 1975b u. 1977). CRAMER kescherte wenige Tiere über sumpfigem Gelände am Vogelsberg (Hessen). MENDEL erhielt u. a. Anfang Mai 1976 27 Weibchen und 12 Männchen aus Kescherfängen im Leuthenhofener Moos (Bayern).

Ula sylvatica

U. sylvatica wurde in der Emergenz von St. 16 (Erlenwald) mit 4 Ind./m² festgestellt. Einen Einzelfund erbrachte die Emergenzfalle am aquatischen St. 4. Hier handelt es sich mit großer Wahrscheinlichkeit um einen Methodenfehler, da *U. sylvatica* sich wie auch die anderen Arten der Gattung von Pilzen ernährt (vgl. Kap. 6.1.1).

35 Pilzwirte (Basidiomycetes) gibt DELY-DRASKOVITS (1972) für *U. sylvatica* an (s. auch AUDCENT 1949, BRYCE 1957b, BUXTON 1960, COE 1941, PERRIS 1849, RIEL 1920). BANGERTER (1934) schildert ausführlich den Lebenslauf der Art. Nach seinen Aussagen lebt die Larve im Frühjahr an nassen Stellen unter der Borke von „Tannenstrünken“ oder in nassem Moos. Etwa ab Juni erfolgt die Eiablage der nun geschlüpften Imagines in Pilze, die zu dieser Zeit an Bäumen wachsen. Die Larven halten sich dann fast ausschließlich in lebenden und in sich zersetzenden Pilzen auf, von denen sie sich ernähren. Zur Verpuppung fertigen sie ein zähes Gehäuse aus pflanzlichen Stoffen an. In diesem zylindrischen „Korke“ befinden sich dann die Puppe und die letzte Larvenhülle. RÖSELER (1963) fand Larven in abgestorbenem peripheren Holz eines Eichenstumpfes.

Mehrfach wurde *U. sylvatica* in der Emergenz an Bächen und Quellen festgestellt (CAPSPERS 1980a, MENDEL 1973 u. 1975b). ABBASSIAN (1984) erhielt 2 Männchen der Art mit Emergenzfängen in einem Hainsimsen-Perlgras-Buchenwald.

Hexatominae

Austrolimnophila ochracea (Abb. 9)

Diese Art schlüpfte sehr häufig aus feuchtem, abgestorbenem Erlenholz (St. 22). Dabei trat sie im Bereich des Buchenwaldes zusätzlich in der Emergenz von St. 19 (5 Ind./0,25 m²) und 20 (1 Ind./m²) auf. Im Erlenbruch schlüpfte *A. ochracea* mit 2 Ind./m² an St. 16 und kam hier ebenfalls im abgestorbenen Holz vor (vgl. *N. dumetorum*). Vereinzelt aquatische Emergenzfänge der Art werden als Methodenfehler eingestuft (vgl. Kap. 6.1.1).

COE (1941) nennt abgestorbenes Buchenholz und die Schicht unter der Birkenrinde als erwiesene Larvalhabitate (s. auch KRIVOSHEINA & MAMAEV 1967). BRINDLE & BRYCE (1960) geben als larvale Lebensräume das Holz umgestürzter Bäume an und erwähnen, daß die Art häufig mit *E. ocellare* vergesellschaftet auftritt. CUTHBERTSON (1926b) gibt als

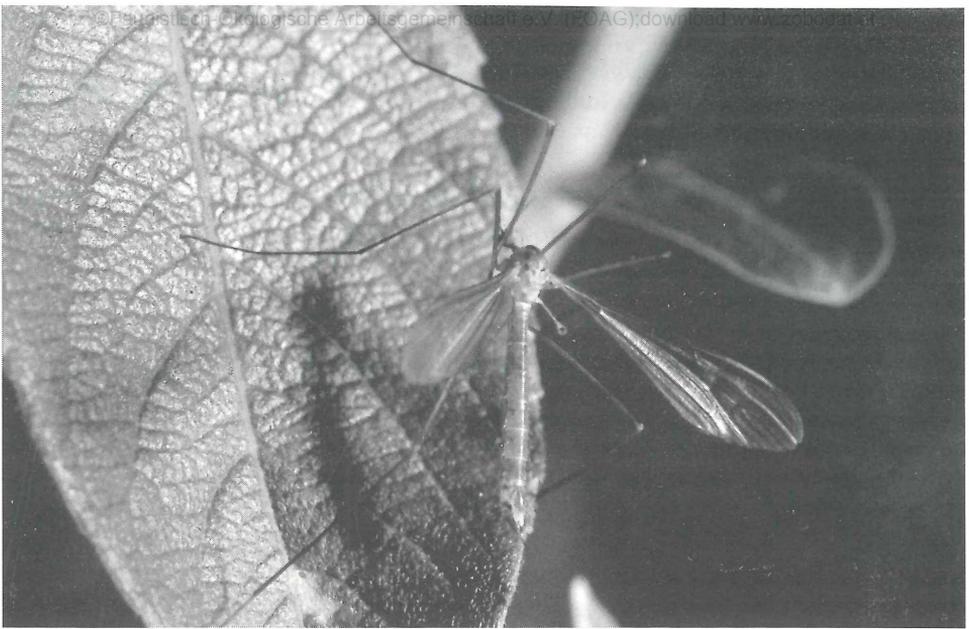


Abb. 9: *Austrolimnophila ochracea* ♀. Körperlänge 11 mm.

Fundorte in Zersetzung befindliches Holz und Laubschichten der Haselnuß (*Corylus*) am Boden von feuchten Gräben an. LINDNER (1959) sammelte vereinzelt Larven in feuchter, schlammiger Laubstreu an Grabenrändern, an Waldhängen in Erosionsrinnen sowie in größerer Anzahl aus einem Buchenstumpf. BELING (1886) fand Larven von *A. ochracea* in der nassen Erde einer quelligen Waldstelle.

A. ochracea kam besonders in der Emergenz am Annaberger Bach recht häufig vor (CASPER 1980a). 1976 erhielt CASPER 183 Männchen und 315 Weibchen. 1977 war die Art dagegen nur noch mit 2 Individuen am selben Standort vertreten. Vermutlich wirkte sich hier der semiaquatische Arten kennzeichnende „Leerfangeffekt“ aus. Weitere Emergenzfänge der Art teilen ABBASSIAN (1984), GÜMBEL (1976), MENDEL (1975b) und SANDROCK (1978) mit.

Eloeophila maculata

E. maculata wurde häufig in der semiaquatischen Emergenz der St. 6 und 9 festgestellt. An diesen Orten erfolgten auch Larvalnachweise. Seltener konnten Individuen der Art in der Emergenz der semiaquatischen St. 7 und 8 sowie der aquatischen St. 1 und 4 ermittelt werden (vgl. Kap. 5.1.12).

Nach einigen Autoren (BANGERTER 1928, BRINDLE 1967, KÖNNEMANN 1924) leben die Larven von *E. maculata* im sandigen oder schlammigen Ufer von Fließgewässern. BEYER (1932) fand eine Puppe von *E. maculata* („*E. marmorata*“) an der Oberfläche eines stehenden Gewässers. REUSCH (1988c) sammelte Puppen der Art im semiaquatischen Bereich von Fließgewässern und vermutet eine aquatische Lebensweise der Larven.

E. maculata tritt in Emergenzfängen an Bächen meist in großer Zahl auf, während sie in Quellbereichen weniger häufig zu sein scheint (ABBASSIAN 1984, CASPERS 1980a, GÜMBEL 1976, MENDL 1973 u. 1975b, PÖPPERL 1987, REUSCH unveröff., SANDROCK 1978). PÖPPERL und SANDROCK erhielten wenige Individuen der Art mit Emergenzfallen, die den Uferbereich nicht mit einbezogen (vgl. Kap. 6.1.1).

Eloeophila verralli

Diese Art kam sehr häufig in der Emergenz am semiaquatischen St. 9 vor. Wenige Individuen wurden dagegen an den semiaquatischen St. 6 und 8 gefangen. Relativ häufig trat die Art auch am aquatischen St. 4 in der Emergenz auf.

Larven konnten im Gewässergrund des Bachstriches im Bereich von St. 1 sowie im Uferbereich der St. 6 und 7 durch Aufzucht zur Imago nachgewiesen werden. Larven der Gattung *Eloeophila spp.* (sub nom. „*Limnophila spp.*“) wurden schon bei früheren Untersuchungen, mit Ausnahme der Bereiche geringer Strömung und schlammigen Substrates, im gesamten Verlauf des USB festgestellt (BRINKMANN 1985).

BRINDLE (1958b) fand Larven von *E. verralli* besonders an sandigen Stellen des Ufers. Nach BRINDLE (1967) sind die Larven aller Arten der Gattung semiaquatisch und leben in Sand oder Erde des Uferbereiches von Fließgewässern. REUSCH (1988c) fand Puppen im Ufer von Fließgewässern und bezeichnet diese als semiaquatisch. Er vermutet, daß die Larven von *E. verralli* aquatisch leben.

Epiphragma ocellare (Titelbild)

Von *E. ocellare* wurden Imagines aus nassem abgestorbenem Erlenholz gezogen. Die Art kam sowohl im feuchten Buchenwald als auch im Erlenbruch in abgestorbenem Holz vor (vgl. *N. dumetorum*). Im feuchten Bodensubstrat des Erlenbruches (W. II) wurde ebenfalls eine Larve der Art gefunden. Aquatische Emergenzfänge an St. 1 und 3 werden als Methodenfehler betrachtet (vgl. Kap. 6.1.1).

BELING (1873) fand Larven und Puppen zahlreich in abgestorbenem Eschen- und Buchenholz. CRAMER (1968) sammelte sie auch aus altem, nassem Fichtenholz am Bachrand. Weiterhin fand er Larven in morschem Erlen- und Rotbuchenholz. BRINDLE & BRYCE (1960) geben trockenes Rindenholz umgestürzter Bäume als Larvalfundorte von *E. ocellare* an. Nach KRIVOSHEINA & MAMAEV (1967) leben die Larven allgemein in den äußeren Schichten von stark zersetztem Laubholz.

MENDL (1975b) ermittelte 2 Männchen der Art in der Emergenz eines Mittelgebirgsbaches.

Euphyllidorea fulvonervosa

E. fulvonervosa trat mit wenigen Exemplaren in den Emergenzfängen des Erlenbruches auf (St. 10: 3 Ind./m²). In der Emergenz des Schilf-Röhrichts (St. 12, W. II) war die Art dagegen mit 74 Ind./m² recht häufig. Nachgewiesen wurde sie auch im Wasserschwadenedried (St. 13, W. II). Die St. 15 und 16 der W. IV waren die trockensten Bereiche, auf denen die Art mit der Emergenzmethode nachgewiesen wurde (jeweils 1 Ind./m²). An den St. 10 und 12 erfolgten auch Larvennachweise.

CRISP & LLOYD (1954) züchteten *E. fulvonervosa* aus schlammigem Substrat. REUSCH (1988c) fand Puppen im semiaquatischen Bereich von Fließgewässern. Vereinzelt Emergenznachweise an Bächen finden sich bei MENDL (1973, 1975b) und REUSCH (unveröff.). ABBASSIAN (1984) ermittelte 2 Männchen von *E. fulvonervosa* in der Emergenz eines Teichufers.

Der einzige Nachweis für diese Art im Untersuchungsgebiet gelang durch den Fang eines Männchens in der Emergenzfalle von St. 1.

BELING (1878) sammelte Larven von *E. lineola* aus feuchter Erde eines Buchenwaldes an einer quelligen Stelle. Derselbe Autor beschreibt 1886 den Fund einer kleinen Anzahl von Larven in schmierig nasser Erde am Rande eines ebenfalls durch Buchenwald fließenden Baches. Nach CUTHBERTSON (1926b) halten diese sich allgemein in feuchtem humusreichem Boden am Rande von Bächen auf. BRINDLE & BRYCE (1960) fanden sie auch in sumpfigem Boden sowie im Schlamm von Teichen („cattle ponds“).

Limnophila pictipennis

Ein Weibchen dieser Art wurde im Erlenbruch in der Emergenz nachgewiesen (St. 11, W. II).

BELING (1878) fand hauptsächlich Puppenhüllen sowie einzelne Larven und Puppen von *L. pictipennis* im sandigen Schlamm eines kleinen, in Austrocknung begriffenen Baches. Nach BRAUER (1883) leben die Larven zwischen modernem Laub in Sümpfen.

ABBASSIAN (1984) ermittelte *L. pictipennis* mit wenigen Individuen in der Emergenz eines kleinen Baches in einem Buchen-Mischwald.

Limnophila punctata

Jeweils einen Einzelnachweis für *L. punctata* erbrachten die Emergenzfänge an den aquatischen St. 4 und 5. Am Ufer eines Kleingewässers im Erlenbruch der W. II wurde eine Larve der Art durch Aufzucht nachgewiesen. Bei im semiaquatischen Bereich (St. 6, 8, 9) gesammelten Larven, deren Aufzucht mißlang, handelte es sich aller Wahrscheinlichkeit nach auch um *L. punctata*.

BELING (1886) fand Larven und Puppen in schmierig nasser Erde der Ränder von Wassergräben und Bächen. Ob es sich bei BELINGs Funden auch um die nahverwandte Art *L. arnoudi* handeln könnte, die zur damaligen Zeit noch nicht von *L. punctata* zu trennen war, kann zum gegenwärtigen Zeitpunkt nicht beantwortet werden (Revision der Sammlung BELING noch nicht abgeschlossen, vgl. REUSCH 1988b). GERBIG (1913) sammelte Larven von *L. punctata* an Ufern von fließenden und stehenden Gewässern mit sandigem Grund. Dabei stellte er fest, daß die Tiere sich des öfteren weit über oder unter der Wassergrenze aufhalten. Aus dem Uferschlamm kleiner Fließgewässer mit reichhaltiger Vegetation erhielt COULSON (1959) Larven der Art. Nach BRINDLE (1958b, 1967) leben diese auch in mäßig feuchten und sumpfigen Böden. MORLEY (1943) beobachtete die Eiablage von *L. punctata* in feuchten Schlamm etwa 15 cm oberhalb der Uferlinie eines Flusses.

L. punctata wurde bisher sowohl für den Quell- als auch für den Bachbereich mit der Emergenzmethode nachgewiesen (GÜMBEL 1976, MENDEL 1973 u. 1975b, REUSCH unveröff., SANDROCK 1978).

Neolimnomyia batava

N. batava wurde vereinzelt in der Emergenz vom semiaquatischen St. 6 festgestellt.

Nach BRINDLE (1967) leben die Larven der Art gleichermaßen in sumpfigen Böden und in Sand oder Erde der Fließgewässerrufer. MENDEL (1978) weist als Larvalhabitate den feuchten Seeuferbereich sowie Sümpfe und feuchte Erde aus. REUSCH (1988a) fand eine Puppe zwischen sich zersetzendem Erlenlaub am Bachufer.

N. batava wurde mehrfach an Bächen und Quellen mit Emergenzuntersuchungen nachgewiesen (ABBASSIAN 1984, CASPERS 1980a, MENDEL 1975b).

Ihr häufigstes Vorkommen zeigte diese Art in der Emergenz der Kohldistel-Wiese am St. 14 (50 Ind./0,5 m²). Vereinzelt wurde sie auch in der aquatischen und semiaquatischen Emergenz erfaßt sowie im terrestrischen Bereich der W. IV (St. 15: 3 Ind./m², St. 16: 4 Ind./m²) und VI (St. 19). Im Erlenbruch und Schilf-Röhricht der W. I und II konnte *N. nemoralis* nicht nachgewiesen werden. Lediglich im Wasserschwaden-Ried der W. II befanden sich einige Individuen in der Emergenz.

BELING (1886) fand Larven von *N. nemoralis* im Wald in schmierig nasser Erde der Bachränder sowie in und an Gräben und Vertiefungen. CRISP & LLOYD (1954) wiesen die Art in schlammigen Waldböden nach. DITTMAR (1955) ermittelte Larven im Schlamm von Quellbächen und stuft sie als aquatisch ein (s. auch BEYER 1932). BRINDLE (1958b, 1967) betont das weite Spektrum der Habitate. Er nennt Vorkommen in feuchten bis nassen Waldböden und bezeichnet außerdem Sand und Erde der Fließgewässerufer als Lebensräume (s. auch BELING 1886, CRISP & LLOYD 1954).

Mehrere Emergenzuntersuchungen belegen das Vorkommen von *N. nemoralis* sowohl an Bächen als auch an Quellen (ABBASSIAN 1984, CASPERS 1980a, GÜMBEL 1976, MENDL 1973 u. 1975b, REUSCH unveröff., SANDROCK 1978).

Phylidorea bicolor

P. bicolor wurde jeweils mit einem Exemplar am aquatischen St. 3 und im Wasserschwaden-Ried (St. 13, W. II) in der Emergenz gefangen.

Hinweise auf das Vorkommen der Larven von *P. bicolor* liegen nicht vor.

Phylidorea ferruginea

Diese Art trat in der Emergenz an allen Standorten der W. I und II vergesellschaftet mit *E. fulvoneriosa* auf. Am häufigsten war *P. ferruginea* dabei mit 23 Ind./m² im Erlenbruch (St. 10). Hier erfolgten auch regelmäßig Larvenfunde. Im Schilf-Röhricht wurden 8 Ind./m² festgestellt. Trockenere Bereiche innerhalb der W. IV besiedelte die Art noch mit 7 Ind./m² an St. 15. Einzelfänge erfolgten auf der Kohldistel-Wiese (St. 14, W. III) und dem Kulturland (Knickfuchsschwanz-Rasen, St. 18, W. V). Ein Männchen schlüpfte aus vermodernem Erlenholz (St. 22). Einzelnachweise gelangen noch an den aquatischen St. 1, 3 und 4 sowie am semiaquatischen St. 7 jeweils in der Emergenz.

MEIJERE (1916) beschreibt das Vorkommen der Larven von *P. ferruginea* am Ufer eines Gewässers zwischen modernden, vom Wasser meist überspülten Blättern. CUTHBERTSON (1926b) fand Larven der Art in wassergesättigtem Schlamm von Sümpfen (*Juncus*-Bestände) zusammen mit *Erioptera fuscipennis*. Emergenznachweise teilt ABBASSIAN (1984) mit. Er wies *P. ferruginea* vereinzelt am Ufer eines Teiches sowie im *Carex acutiformis*-Ried nach. REUSCH (unveröff.) ermittelte wenige Individuen von *P. ferruginea* in der Emergenz eines Wiesenbaches im Norddeutschen Tiefland.

Pilaria decolor

Von *P. decolor* wurden 1 Männchen und 2 Weibchen in einer Emergenzfalle am Rande eines Kleingewässers im Erlenbruch (St. 11) gefangen. Ein weiteres Männchen befand sich in der aquatischen Emergenz von St. 3.

Zur Biologie von *P. decolor* liegen keine Angaben vor. Nach SAVCHENKO (1986) verhält sich die Art wie *P. discicollis*. Lange Zeit wurde sie als ein Synonym bzw. als eine farbliche Variation dieser Art betrachtet. Es existieren bisher nur wenige Verbreitungsnachweise (s. Kap. 4.1.1).

Diese Art hatte ihr häufigstes Vorkommen am semiaquatischen St. 8. Einzelfänge im semiaquatischen Bereich erfolgten zusätzlich an den St. 6 und 9. Ein Männchen wurde in der Emergenz vom aquatischen St. 5 nachgewiesen. An dem semiaquatischen St. 6 konnten auch Larven nachgewiesen werden.

GERBIG (1913) nennt Pflanzen an der Oberfläche von fließenden Gewässern als Fundorte der Larven von *P. discicollis*. Nach CUTHBERTSON (1926b) halten sie sich in nassem Schlamm und in sich zersetzendem pflanzlichen Material auf. COE (1941) beobachtete Puppen der Art, die an der Wasseroberfläche eines Teiches schwammen. LEVY (1919) fand die Larven oft vergesellschaftet mit *P. fuscipennis* im Schlamm der Ufer stehender Gewässer. REUSCH (1988c) sammelte sie im aquatischen Bereich sowie gemeinsam mit Puppen im Ufer von Bächen und kleinen Flüssen. Nach BRINDLE (1958b, 1967) treten die Larven der *Pilaria discicollis*-Gruppe in sumpfigen bzw. wassergesättigten Böden auf. CAMERON (1917) fand Larven von *P. discicollis* vereinzelt im Boden unter Grasland (!?). ABBASSIAN (1984), MENDEL (1973, 1975b) und REUSCH (unveröff.) wiesen *P. discicollis* in der Bach-Emergenz nach. PÖPPERL (1987) und SANDROCK (1978) ermittelten wenige Individuen in Emergenzfängen, die unter Ausschluß des Uferbereiches der Bäche erfolgten.

Pilaria nigropunctata

3 Männchen von *P. nigropunctata* traten in der Emergenz des Erlenbruchs auf (St. 11, W. II). Die Tiere wurden am Ufer des Altarms und am Rand von Kleingewässern gefangen. Farbschalenfänge der Art im Erlenbruch (12 Ind./Jahr) deuten gleichfalls auf ihr dortiges Vorkommen hin.

Zur Biologie von *P. nigropunctata* liegen keine Angaben vor. Die Art ist offenbar sehr selten und wurde bisher nur in Schweden (AGRELL 1945) und der Tschechoslowakei (STARY 1974, 1981) nachgewiesen (SAVCHENKO 1986).

Pseudolimnophila lucorum

P. lucorum wurde als Larve im Wassergrenzbereich bei St. 7 und 9 nachgewiesen. An den semiaquatischen St. 6 und 8 konnten einzelne Imagines mit der Emergenzmethode festgestellt werden. Im Erlenbruch wurde *P. lucorum* mit 2 Exemplaren am St. 11 (W. II) nachgewiesen.

In der Literatur existieren nur wenige Hinweise zu Habitaten dieser Art. HINTON (1954) beschreibt, daß beide *Pseudolimnophila*-Arten entweder in Schlamm leben, der reich an organischem Material ist, oder in untergetauchtem, sich zersetzenden Pflanzenmaterial sowohl am Ufer von Flüssen als auch in Sümpfen. Die Larven ernähren sich nach seiner Aussage als Ausnahme unter den meist carnivoren Hexatominen von abgestorbenen pflanzlichen Stoffen. Die Verpuppung erfolgt am Ort der Nahrungsaufnahme und findet auch noch statt, wenn die Larve gerade (leicht) überflutet ist. Steigt der Wasserspiegel, so versucht die Larve trockenere Bereiche zu erreichen. Die Puppen werden bei einer plötzlich einsetzenden Überflutung ihres Lebensraumes an die Oberfläche aufgeschwemmt und neigen dann dazu, an den Gewässerrand zu driften, wo sie sich wieder im Ufersubstrat eingraben. BRINDLE (1958b) sowie BRINDLE & BRYCE (1960) nennen wassergesättigte sumpfige Böden als Larvalhabitate beider *Pseudolimnophila*-Arten. REUSCH (1988c) wies den semiaquatischen Bereich von Fließgewässern als Puppen-Submonotop für *P. lucorum* aus.

ABBASSIAN (1984) stellte mehrere Exemplare von *P. lucorum* mit Emergenzfallen am Ufer eines Teiches und in einem *Carex acutiformis*-Ried fest.

Diese Art trat nur an den semiaquatischen St. 7 und 8 in der Emergenz auf. Sie lebt hier vergesellschaftet mit *P. lucorum*.

Nach HINTON (1954) und BRINDLE & BRYCE (1960) besiedelt die Art im Larvenstadium die gleichen Habitate wie *P. lucorum* (s. dort).

THOMAS (1977) fand die Larven von *P. sepium* im Sediment eines langsam fließenden Baches in den französischen Pyrenäen und rechnet sie somit zur aquatischen Fauna. BEYER (1932) erwähnt ein Vorkommen in Quellen und Quellbächen.

ABBASSIAN (1984) ermittelte *P. sepium* mit der Emergenzmethode im *Carex acutiformis*-Ried und Carici remotae-Fraxinetum. CASPERS (1980a), der nur wenige Individuen in der Emergenz eines Mittelgebirgsbaches feststellte, stuft die Art als terrestrisch ein.

Eriopterinae

Cheilotrichia cinerascens

Von *C. cinerascens* wurden nur vereinzelt Individuen in der aquatischen Emergenz (St. 1, 3, 5), der semiaquatischen (St. 6) und der terrestrischen Emergenz (St. 14, W. III) festgestellt. Ein massenhaftes Auftreten zeigten die Weibchen dieser Art in Lichtfängen vom 23. 5. bis 29. 5. 88 im Erlenbruch.

LEVY (1919) fand Larven von *C. cinerascens* zwischen Pflanzenwurzeln und Laub am Grund von Teichen und Bächen. CRISP & LLOYD (1954) züchteten Imagines aus feuchtem Waldboden. REUSCH (1988a) entdeckte Larven und Puppen im Ufer von Bächen und kleinen Flüssen.

C. cinerascens trat in Emergenzfängen sowohl an Bächen als auch an Quellen auf (ABBASSIAN 1984, CASPERS 1980a, GÜMBEL 1976, JOOST & ZIMMERMANN 1983, MENDEL 1973 u. 1975b, REUSCH unveröff., SANDROCK 1978). CASPERS sowie JOOST & ZIMMERMANN stellten im Verlauf von mehrjährigen Untersuchungen in ihren Fallen einen deutlichen „Leerfangeffekt“ fest, was auf eine semiaquatische oder terrestrische Lebensweise der Larven hindeutet. SANDROCK ermittelte dagegen 2 Individuen in einer Emergenzfalle, die den Uferbereich nicht mit einbezog. FRITZ (1982) wies *C. cinerascens* in Auenwald-Hochstaudenfluren mit Photoelektoren nach. Mit derselben Methode belegt HÖVEMEYER (1985) das Vorkommen der Art im Kalkbuchenwald.

Eriocnopa trivialis

E. trivialis wurde regelmäßig in der aquatischen Emergenz der St. 1, 3, und 4 nachgewiesen. In semiaquatischen Emergenzfängen war die Art an allen St. vertreten. In der terrestrischen Emergenz erschien sie im Schilf-Röhricht (St. 12) der W. II mit 17 Ind./m² am häufigsten. Vergleichsweise geringe Individuenzahlen wurden auf dem St. 10 der W. I (2 Ind./m²), St. 16 der W. IV (1 Ind./m²) und St. 18 der W. V (6 Ind./m²) ermittelt.

CUTHBERTSON (1926b) nennt den an organischen Bestandteilen reichen Schlamm von Sümpfen als Lebensraum der Larven. Weiterhin soll die Art ähnliche Habitate wie *E. gemina*, *E. lutea* und *E. fuscipennis* besiedeln. Es sind dies z. B. vermoderndes Laub in Waldgräben und feuchte, humusreiche Böden am Rande von Bächen (s. auch COULSON 1959). Nach MENDEL (1978) treten die Larven auch in Thermalgewässern auf.

Die einzigen Emergenznachweise beziehen sich auf einen hessischen Mittelgebirgsbach (MENDEL 1973 u. 1975b, SANDROCK 1978).

Von *E. fuscipennis* wurden nur wenige Individuen in der Emergenz des Erlenbruchs sowohl bei W. I (St. 10: 2 Ind./m²) als auch bei W. II (St. 11) nachgewiesen. Einzelnachweise in der Emergenz gelangen an den aquatischen St. 1 und 3.

CUTHBERTSON (1926b) nennt wassergesättigten Schlamm in Sümpfen sowie feuchten, humusreichen Boden am Rande von Bächen als Lebensraum der Larven von *E. fuscipennis*. COULSON (1959) ermittelte als Larvalhabitate kleine, vegetationsreiche Fließgewässer sowie „pools on alluvial soil“. Aus seinen Darstellungen geht nicht weiter hervor, ob die Larvenfunde aus dem semiaquatischen oder aquatischen Bereich stammen.

Der Nachweis eines einzigen Männchens der Art wird von MENDEL (1975b) und SANDROCK (1978) in der Emergenz eines Mittelgebirgsbaches gemeldet.

Erioptera gemina

Von *E. gemina* befanden sich 2 Männchen in der Emergenz des Erlenbruchs (St. 11, W. II). Zur Schlüpfzeit der Art war der durch dominantes Auftreten von *Carex acutiformis* charakterisierte Standort etwa 18 cm überflutet. 1 Individuum konnte in der Emergenz vom aquatischen St. 5 und semiaquatischen St. 7 nachgewiesen werden.

BELING (1878) fand Larven von *E. gemina* in sandiger, nasser Erde eines in Austrocknung befindlichen Baches. DETTE (1916) zweifelt die Artdetermination von BELING an und ist der Auffassung, daß es sich um eine andere Art gehandelt haben muß (vgl. SAVCHENKO 1982, Fußnote: Beschreibung der Larve bei BELING stimmt nicht überein mit Gattung *Erioptera*). Eine Klärung dieser Frage ist nicht mehr möglich, da in der Sammlung von BELING keine Belegexemplare mehr existieren (vgl. REUSCH 1988b). Nach DETTE (1916) leben die Larven am Rande von stehenden Gewässern zwischen Pflanzenwurzeln. DETTE vermutet, daß sie das Aerenchym der „Sumpfpflanzen“, indem sie es anstecken, zur Atmung benutzen. Larven von *E. gemina* wurden von derselben Autorin hauptsächlich im tiefen Wasser in den Schlammschichten an Wurzeln verschiedener Pflanzen gefunden. CUTHBERTSON (1926b) gibt als Lebensraum der Larven feuchten, humusreichen Boden am Rande von Bächen an.

Erioptera lutea

Diese Art trat an allen aquatischen und semiaquatischen Standorten in der Emergenz auf. Im terrestrischen Bereich der W. I und II wurde *E. lutea* ebenfalls an allen Standorten nachgewiesen (z. B. St. 10: 14 Ind./m², St. 12: 13 Ind./m²). In der Kohldistel-Wiese (W. III) konnte die Art dagegen nicht ermittelt werden. Die größte Anzahl Imagines von *E. lutea* wies der St. 15 der W. IV mit 47 Indiv./m² auf. Auf trockeneren Standorten wurde die Art nicht mehr nachgewiesen. An St. 10 im Erlenbruch konnte ihr Vorkommen auch über Larvenfunde belegt werden.

Nach BELING (1886) leben die Larven in der oberen Erdschicht unterhalb der Laubdecke des Waldbodens an alten Fahrwegen und Bachrändern. BANGERTER (1930) stellt die Artbestimmung der von BELING (s. o.) gesammelten Tiere in Frage. Er selbst fand Larven in Aufschwemmungen am Rande eines kleinen Waldbaches. CUTHBERTSON (1926b) nennt als Lebensräume der Larven von *E. lutea* modernes Laub an Waldgräben, wassergesättigten Schlamm in Sümpfen sowie feuchte, humusreiche Böden am Ufer von Bächen. CRISP & LLOYD (1954) züchteten *E. lutea* aus schlammigem Waldboden. COULSON (1959) bezeichnet kleine Fließgewässer mit aquatischer Vegetation als Larvalhabitat. Es ist nicht klar, ob seine Larvenfunde aus dem semiaquatischen oder aquatischen Milieu stammen.

In Emergenzfängen an Teichen (ABBASSIAN 1984) wie auch an Quellen und Bächen (CASPER 1980a, GÜMBEL 1976, JOOST & ZIMMERMANN 1983, MENDEL 1973 u. 1975b, REUSCH unveröff., SANDROCK 1978) trat *E. lutea* häufig auf. Im Zuge der Untersuchungen von CASPER und JOOST & ZIMMERMANN kommt ein deutlicher „Leerfangeffekt“ zum Ausdruck, was auf eine semiaquatische oder terrestrische Lebensweise der Larven hinweist.

Erioptera minor minor

Von dieser Art konnte ein Männchen am Ufer eines Kleingewässers im Erlenbruch in der Emergenz festgestellt werden (St. 11). Der Nachweis eines weiteren Männchens der Art in den Farbschalenfängen deutet zusätzlich auf ihr Vorkommen im Erlenbruch hin.

Zur Biologie von *E. m. minor* sind bisher keine Angaben publiziert. Die Art wird erstmalig für Deutschland gemeldet (vgl. Kap. 4.1.1)!

Erioptera sordida

E. sordida wurde in der terrestrischen Emergenz der W. II sowohl im Erlenbruch (St. 11) als auch im Schilf-Röhricht (St. 12 mit 4 Ind./m²) nachgewiesen. Im Bereich der W. IV trat die Art mit 2 Ind./m² an St. 15 auf. In der aquatischen Emergenz konnte *E. sordida* am St. 5 ermittelt werden.

Zur Biologie von *E. sordida* ist bisher wenig bekannt. SAVCHENKO (1982) bezeichnet die Art als selten. STACKELBERG (1951) beobachtete, daß die Imagines unter Laubbäumen bis in Höhe der Baumkronen schwärmen. Nach KRZEMINSKI (1984) fliegt *E. sordida* in feuchten Wäldern. MENDEL (1977) erhielt von der Art u. a. Kescherfänge aus einem Moor. Ein Männchen wurde vom selben Autor in der Emergenz eines Mittelgebirgsbaches bestimmt (MENDEL 1975b).

Gonomyia tenella

Ein Männchen dieser Art wurde in der aquatischen Emergenz von St. 2 ermittelt.

Literaturhinweise zur Biologie von *G. tenella* liegen nicht vor. In Emergenzfängen an Bächen des Mittelgebirges war die Art selten vertreten (vgl. MENDEL 1975b, SANDROCK 1978).

Ilisia maculata

Ein Weibchen dieser Art wurde in der Emergenzfalle am semiaquatischen St. 6 gefangen.

BELING (1878) fand Larven von *I. maculata* in einem Buchenwald unter Laub wenige mm tief im Erdboden. Des weiteren entdeckte er sie im sandigen Schlamm eines in Austrocknung begriffenen Baches. CRISP & LLOYD (1954) züchteten die Art aus feuchtem Waldboden.

Mehrere Emergenzuntersuchungen wiesen *I. maculata* mit durchweg geringen Individuenzahlen an Bächen und in Quellbereichen nach (CASPER 1980a, GÜMBEL 1976, MENDEL 1975b, REUSCH unveröff., SANDROCK 1978). ABBASSIAN (1984) verzeichnete auch Emergenzfänge auf terrestrischen Flächen in einem Buchen-Mischwald des Mittelgebirges.

Molophilus appendiculatus

M. appendiculatus wurde mit 13 Ind./0,25 m² (= Männchen) in der Emergenz von St. 19 (Buchenwald, W. IV) festgestellt.

CRISP & LLOYD (1954) züchteten die Art aus feuchtem Waldboden. In Emergenzfängen erscheint *M. appendiculatus* an Bächen und Quellen (CASPER 1980a, MENDEL 1975b).

Molophilus ater

M. ater schlüpfte sehr häufig am St. 18 (Knickfuchsschwanz-Rasen, W. V). Die Art konnte an diesem Standort nicht quantitativ gefangen werden, da die kurzflügeligen, vermutlich flugunfähigen Imagines sich hauptsächlich in der dichten Vegetation in Bodennähe aufhielten und damit nur schwerlich entdeckt wurden. In der Emergenz der Kohldistel-Wiese (St. 14, W. III) befanden sich 3 Ind./0,5 m². 1 Individuum von *M. ater* wurde in der aquatischen Emergenz von St. 3 festgestellt.

Ausführliche Studien zur Biologie, insbesondere Populationsbiologie, führte HADLEY (1969, 1971a, 1971b) durch. Er fand die höchsten Dichten von Larven des letzten Stadiums in torfigen, von *Juncus squarrosus* L. dominierten Bereichen (durchschnittlich 2093 Ind./m²) im März und April. In mineralischem Weideland, bloßen Torfböden, ausgelaugten mineralischen Böden und rekultivierten Torfböden wurden dagegen keine Larven gefunden. COULSON (1959) ermittelte *M. ater* auf *Calluna-Sphagnum*- und *Juncus squarrosus*-Flächen.

JOOST & ZIMMERMANN (1983) sowie MENDEL (1975b) wiesen *M. ater* in der Emergenz von Mittelgebirgsbächen nach.

Molophilus bifidus

Diese Art wurde selten in der Emergenz der semiaquatischen St. 6 und 7 nachgewiesen.

THOMAS (1977) fand die Larven von *M. bifidus* im sandigen ufernahen Flachwasserbereich eines Fließgewässers.

In Emergenzfängen an Bächen und Quellen wurde *M. bifidus* z. T. zahlreich vorgefunden (ABBASSIAN 1984, CASPER 1980a, JOOST & ZIMMERMANN 1983, MENDEL 1973 u. 1975a).

Molophilus bihamatus

Von *M. bihamatus* wurden 13 Ind./0,25 m² (= Männchen) in der Emergenz vom St. 19 (Buchenwald, W. IV) festgestellt. Einzelfunde resultieren aus der terrestrischen Emergenz von St. 13 (Wasserschwaden-Ried, W. II) und St. 14 (Kohldistel-Wiese, W. III). In der aquatischen und semiaquatischen Emergenz (St. 5, 6, 8) war *M. bihamatus* ebenfalls nur mit je einem Individuum vertreten.

Die Biologie dieser Art ist unbekannt. Bisher wurde sie in Deutschland nur im Norddeutschen Tiefland nachgewiesen (KRÖBER 1935, REUSCH 1988a).

Molophilus griseus

Diese Art kam im Untersuchungsgebiet nur in der terrestrischen Emergenz vor. Wenige Nachweise gelangen im Erlenbruch der W. I (St. 10) sowie im Schilf-Röhricht (St. 12) und Wasserschwaden-Ried (St. 13) der W. II. Auch auf der Kulturfläche der W. V (St. 18, Knickfuchsschwanz-Rasen) trat *M. griseus* mit einigen Individuen in der Emergenz in Erscheinung.

CRISP & LLOYD (1954) züchteten *M. griseus* aus feuchtem Waldboden. GACHET (1967) fand die Larven aquatisch in nicht anoxischen Schlammschichten am Boden von periodischen Stehgewässern. Diese waren während der Vegetationszeit dicht mit *Ceratophyllum* bewachsen und von *Lemna* bedeckt.

Mehrere Emergenzuntersuchungen wiesen *M. griseus* an Bächen (CASPER 1980a, MENDEL 1973 u. 1975b, REUSCH unveröff., SANDROCK 1978) und auch in terrestrischen Habitaten (ABBASSIAN 1984) nach.

M. medius trat am häufigsten mit 9 Ind./0,5 m² (= Männchen) in der Emergenz der Kohldistel-Wiese (St. 14, W. III) in Erscheinung. Im terrestrischen Bereich konnte die Art außerdem für das Schilf-Röhricht (St. 12, W. II) sowie für den Erlenwald (St. 16, W. IV) nachgewiesen werden. Einige Exemplare wurden auch in der Emergenzfalle vom semiaquatischen St. 7 festgestellt.

ABBASSIAN (1984) ermittelte *M. medius* mit Emergenzfallen am Ufer eines Teiches sowie an einem Bach. JOOST & ZIMMERMANN (1983) wiesen die Art in der Emergenz eines Mittelgebirgsbaches nach und beobachteten einen deutlichen „Leerfangeffekt“ im Verlauf ihrer mehrjährigen Untersuchungen. Diese Tatsache deutet auf eine semiaquatische oder terrestrische Lebensweise der Larven hin. MENDEL (1973, 1975b) stellte fest, daß *M. medius* in den Breitenbach-Emergenzfängen sehr zahlreich auftritt und in den Rohrwiesenbach-Emergenzfängen nur vereinzelt. Auch in den Quellbereichen dieser Mittelgebirgsbäche wurde die Art nachgewiesen. NOLL (1985) vermutet aufgrund von Photoelektorfängen, daß die Larven von *M. medius* semiaquatische Biotope bevorzugen.

Molophilus ochraceus

Von *M. ochraceus* wurde ein Männchen in der Emergenz am semiaquatischen St. 7 festgestellt.

BELING (1886) fand Larven dieser Art in der nassen Erde am Ufer eines kleinen Baches im Buchenwald. CRISP & LLOYD (1954) züchteten *M. ochraceus* aus feuchtem Waldboden.

Vereinzelte Emergenzfänge an Bächen und Quellbereichen verzeichneten CASPERS (1980a), MENDEL (1973, 1975b) und PÖPPERL (1987). PÖPPERL ermittelte die Art mit einer schwimmenden Emergenzfalle, die den Uferbereich nicht mit einbezog. ABBASSIAN (1984) gelang ein Einzelfang in der Emergenz in einem Buchen-Mischwald des Mittelgebirges (genauer Standort?).

Molophilus ochrescens

Diese Art wurde jeweils mit einem Einzelfund in der aquatischen Emergenz der St. 1 und 4 sowie in der semiaquatischen von St. 9 ermittelt.

Mit wenigen Individuen wiesen CASPERS (1980a) sowie JOOST & ZIMMERMANN (1983) *M. ochrescens* in der Bach-Emergenz nach. Ein regelmäßiges und teilweise recht zahlreiches Auftreten dieser Art stellte MENDEL (1973, 1975b) in der Emergenz von Mittelgebirgsbächen und ihrer Quellbereiche fest.

Molophilus propinquus

M. propinquus trat mit einem Männchen in der semiaquatischen Emergenz von St. 6 auf.

ABBASSIAN (1984) stellte die Art in der Emergenz eines terrestrischen Standortes in einem Buchen-Mischwald des Mittelgebirges fest. JOOST & ZIMMERMANN (1983), MENDEL (1973, 1975b), REUSCH (unveröff.) und SANDROCK (1978) wiesen sie in der Fließgewässer-Emergenz nach. SANDROCK ermittelte *M. propinquus* dabei u. a. mit einer Emergenzfalle, die den Uferbereich nicht berücksichtigte.

Ormosia clavata

Ein Männchen dieser Art wurde in der Emergenz von St. 19 (Buchenwald, W. VI) festgestellt.

Angaben zur Biologie von *O. clavata* liegen nicht vor. JOOST & ZIMMERMANN (1983)

melden die Art aus der Emergenz eines Mittelgebirgsbaches mit 2 Individuen. Mit Hilfe von Photoektoren ermittelte HÖVEMEYER (1985) *O. clavata* (sub nom. *O. depilata*) im Kalkbuchenwald. In Deutschland wurde diese Art außerdem noch im Mittelgebirge (BLANKE & REUSCH 1990, CASPERS & NOLL 1981) und in den Alpen (MENDL 1977) mit Imaginalfängen nachgewiesen. MENDL kescherte einige Individuen in einem Moor und einem Quellgebiet.

Ormosia depilata

O. depilata trat vereinzelt in den aquatischen und semiaquatischen Emergenzfängen auf. Innerhalb der terrestrischen Bereiche kam die Art auf der Kohldistel-Wiese bei W. IV (St. 14: 5 Ind./0,5 m² [= Männchen]) sowie im Erlenwaldbereich bei W. IV (St. 16: 8 Ind./m² [= Männchen]) in der Emergenz vor.

Emergenzfänge der Art an Quellen und Bächen wurden bisher von CASPERS (1980a) und MENDL (1973, 1975b) gemeldet. CASPERS bezeichnet *O. depilata* als terrestrisch. Angaben von HÖVEMEYER (1985) zum Vorkommen der Art beziehen sich aufgrund einer Fehlbestimmung auf *O. clavata*.

Ormosia hederæ

Diese Art wurde mit 2 Exemplaren in der terrestrischen Emergenz der W. III (St. 14) und 1 Exemplar in der semiaquatischen Emergenz von St. 6 festgestellt.

CUTHBERTSON (1926b) vermerkt, daß die Larven von *O. hederæ* in sandigem Boden am Rand von Bächen und unter sich zersetzendem Laub vorkommen. Nach COULSON (1959) leben sie auch in der Vegetation am Fuße von Felsen (Moos u. a.).

O. hederæ konnte mit der Emergenzmethode bisher mit z. T. recht hohen Individuenzahlen hauptsächlich über Bach- und Quellbereichen festgestellt werden (CASPERS 1980a, GÜMBEL 1976, JOOST & ZIMMERMANN 1983; MENDL 1973 u. 1975b, REUSCH unveröff., SANDROCK 1978). ABBASSIAN (1984) ermittelte die Art mit wenigen Individuen in der terrestrischen Emergenz.

Ormosia lineata

Von *O. lineata* wurde ein Männchen in der Emergenz von St. 19 (Buchenwald, W. VI) ermittelt.

BELING (1886) gibt an, Puppen von *O. lineata* in schlammiger Erde am Waldrand gefunden und aufgezüchtet zu haben. Aufgrund des Fehlens von Imagines der Art in der BELING'schen Sammlung vermutet REUSCH (1988b), daß BELING die erst später beschriebene und mehrfach in der Sammlung vorhandene Art *O. depilata* vorlag. Nach CUTHBERTSON (1926b) stellt nasser Schlamm am Rande von Gewässern das bevorzugte Larvalhabitat von *O. lineata* dar. COULSON (1959) fand Larven in der Vegetation am Fuß von Felsen.

Mit der Emergenzmethode wurde *O. lineata* wiederholt in Bach- und Quellbereichen nachgewiesen (ABBASSIAN 1984, CASPERS 1980a, GÜMBEL 1976, JOOST & ZIMMERMANN 1983, MENDL 1973 u. 1975b, SANDROCK 1978). HÖVEMEYER (1985) erbrachte mit Hilfe von Photoektoren in einem Kalkbuchenwald des Mittelgebirges Nachweise der Art.

Rhypholophus varius

R. varius trat mit 20 Ind./m² in der Emergenz von St. 16 (W. IV) im Erlenwald auf. In derselben Vegetationseinheit schlüpfte dagegen auf St. 17 nur 1 Ind./m². Zahlreich schlüpfte die Art 1990 aus vermoderndem Erlenholz, welches ebenfalls aus dem Erlen-

waldbereich stammte. Im terrestrischen Bereich war *R. varius* noch in der Emergenz des Buchenwaldes der W. VI vertreten (z. B. St. 20 mit 1 Ind./m²). Vereinzelt wurden Individuen dieser Art auch in der aquatischen und semiaquatischen Emergenz nachgewiesen (St. 1, 3, 6).

MEIJERE (1916) fand Larven von *R. varius* zwischen modernden Blättern neben einem Wassergraben in einem Kiefernwald. BRINDLE (1967) gibt für die Larven von *R. varius* und *R. haemorrhoidalis* Laubschichten in Gräben und sumpfige Böden als Lebensraum an. HÖVEMEYER (1985) fand Larven von *Rhypholophus sp.*, deren Aufzucht mißlang, im Boden eines Kalkbuchenwaldes.

R. varius trat besonders häufig in Emergenzfängen am Annaberger Bach (Mittelgebirge) auf (CASPER 1980a). Sie erscheint dort vergesellschaftet mit *R. haemorrhoidalis*. Im 2. Untersuchungs-jahr zeigte sich deutlich der für semiaquatische und terrestrische Arten typische „Leerfangeffekt“. Weitere Emergenzfänge der Art, z. T. auch in Quellabschnitten (GÜMBEL 1976), teilen MENDEL (1975b) und SANDROCK (1978) mit.

Symplecta stictica

Diese Art wurde mit je einem Individuum in der Emergenz der aquatischen St. 3 und 4 festgestellt.

CUTHBERTSON (1926b) fand Larven von *S. stictica* im feuchten Sand am Rande von Bächen zwischen sich zersetzendem Pflanzenmaterial. DITMAR (1955) entdeckte eine Larve unter Blättern an einer ruhigen Stelle im Mittellauf eines Mittelgebirgsbaches. Nach SLIPKA (1959) ist die Art ein fakultativer Halobiont, da die Larven auch in salzwassergesättigtem Schlamm (Salinität von 16 %) leben. WRAGE (1982) bestätigte das Vorkommen der Art in Salzwiesen durch Zuchten aus Bodenproben. REUSCH (1988c) fand Larven und Puppen oberhalb der Wasserlinie am Ufer eines kleinen Flusses.

S. stictica wurde mit der Emergenzmethode mehrfach an Fließgewässern nachgewiesen (CASPER 1980a, MENDEL 1973 u. 1975b, SANDROCK 1978). SANDROCK ermittelte 1 Individuum der Art mit einer Emergenzfalle, die den Uferbereich nicht mit einbezog. FRITZ (1982) wies die Art in trockenfallenden Altwasserarmen mit Photoelektroden nach.

Tasiocera murina

1 Männchen dieser Art wurde in der Emergenz von St. 19 (Buchenwald, W. VI) festgestellt. 2 Weibchen der Gattung *Tasiocera*, bei denen es sich möglicherweise um *T. murina* handelt, traten in der aquatischen Emergenz von St. 4 auf.

Larvenfunde von *T. murina* sind nicht bekannt. CZIZEK (1931) fing Imagines an einer quelligen Waldstelle. BANGERTER (1947) beobachtete sie und gibt an: „Sie tanzen mit Vorliebe schwarmweise in Mannshöhe unter dichtem Geäst von niederen Bäumen und Sträuchern“ (S. 367).

In Emergenzfängen an Bächen und Quellen wurde *T. murina* z. T. recht zahlreich festgestellt (ABBASSIAN 1984, CASPER 1980a, MENDEL 1973 u. 1975b).

Limoniinae

Atypophthalmus inustus

Ein Männchen dieser Art wurde in der Emergenz eines abgestorbenen, noch relativ frischen Erlenstammes festgestellt (St. 21). 1990 schlüpfte *A. inustus* mit mehr als 30 Individuen aus einem schon stark zersetzten, feuchten Erlenstumpf, der ein Jahr zuvor im Erlenbruch ausgelegt worden war (St. 22). Sie trat vergesellschaftet mit *Epiphragma ocellare*,

Austrolimnophila ochracea und *Tipula irrorata* auf. Derselbe Erlenstumpf brachte im Buchenwald keine Individuen von *A. inustus* hervor. Stattdessen konnte *N. dumetorum* in seiner Emergenz nachgewiesen werden (vgl. *N. dumetorum*). Ein Individuum von *A. inustus* wurde am semiaquatischen St. 9 in der Emergenz festgestellt.

BELING (1878) fand Larven und Puppen von *A. inustus* in einem vermoderten Eschenstumpf. Sie traten vergesellschaftet mit *Epiphragma ocellare* und *Tipula flavolineata* auf. TJEDER (1958) gibt den Hinweis, daß LUNDBLAD *A. inustus* aus abgestorbenem, verpilztem Erlenholz züchtete. RÖSELER (1963) erbrachte einen Nachweis für das Vorkommen der Larven in peripherem, abgestorbenem Holz eines von Moos überwachsenen Eichenstumpfes in Vergesellschaftung mit *Ulla sylvatica*.

CASPERS (1980a) stellte einige Individuen der Art in der Emergenz eines Mittelgebirgsbaches fest.

Dicranomyia didyma

Dicranomyia didyma trat mit 5 Männchen in der Emergenzfalle am aquatischen St. 3 auf.

Gleichlautend berichten BRINDLE (1967), BRYCE (1957a), COULSON (1959) und THIENEMANN (1926), daß die Larve von *D. didyma* in Moosbeständen bzw. Algenrasen von Fließgewässern lebt. COULSON fand die Larven sowohl in Moosen, die im Bereich des Spritzwassers wachsen, als auch in zeitweilig gänzlich mit Wasser bedeckten Beständen. THIENEMANN fand Larven und Puppen auch am Brandungsufer auf Steinen. COE (1941) entdeckte sie in Kokons unter Steinen in einem rasch fließenden Gewässer. In der angeführten Literatur werden die Larven von *D. didyma* zumeist als rheophil bezeichnet. CUTHBERTSON (1926b) sammelte sie auch aus nassem, an organischen Bestandteilen reichen Schlamm. ENGEL (1916), DITTMAR (1955), THIENEMANN (1910) und USSING (1929) bezeichnen *D. didyma* als zur hygropetrischen Fauna gehörig. ENGEL beobachtete an den Steinwehren der Amperschleusen den Schlupf der Imagines. Er berichtet, daß sich die Puppenhülsen zur Hälfte aus den von der Larve hergestellten Gespinsten erheben und den Wasserspiegel berühren, bevor der Schlupfvorgang einsetzt (s. auch THIENEMANN 1910). Die Funde der Larven von *D. didyma* in einem künstlich angelegten Wasserfall der Bonner Rheinauen bestätigen ebenfalls ihre zumindest zeitweilige hygropetrische Lebensweise (CASPERS 1983).

In Emergenzfängen an Bächen wurde die Art von MENDEL (1975b), REUSCH (unveröff.) und SANDROCK (1978) festgestellt. SANDROCK ermittelte 2 Weibchen der Art mit einer Emergenzfalle, die den Uferbereich nicht berücksichtigt.

Dicranomyia mitis

D. mitis trat als Einzelfund in der aquatischen Emergenz von St. 4 in Erscheinung.

Nach BRINDLE (1967), der die Larven von *D. mitis* in semiaquatischen Moosen fand, sowie VAILLANT (1952) handelt es sich bei diesen um hygropetrische Formen. VAILLANT (1956) rechnet *D. mitis* zu den limnophilen Arten, da für die Entwicklung der Larven die Strömungsgeschwindigkeit 1 cm/s nicht überschreiten darf.

Emergenzfänge an Fließgewässern erbrachten nur geringe Individuenzahlen von *D. mitis* (CASPERS 1980a, GÜMBEL 1976, MENDEL 1975b, SANDROCK 1978).

Dicranomyia modesta

Sehr häufig wurde *D. modesta* im Schilf-Röhricht der W. II gefangen (St. 12: 136 Ind./m²). An trockeneren Standorten erfolgten keine Nachweise. Im Bereich des Erlen-

bruchs dagegen wurden wenige Exemplare mit den Emergenzfallen der St. 10 (W. I) und 11 (W. II) gefangen. Auch an den semiaquatischen St. 6 und 7 und aquatischen St. 1, 3, 4 konnten vereinzelte Fänge verzeichnet werden.

BRINDLE (1967) gibt als Larvalhabitate Waldböden an. Feuchten Boden nennen KRIVOSHEINA & MAMAEV (1967). CASPERS (1983) ermittelte die Art für ein Verlandungsbiotop am künstlich angelegten „Bonner Rheinauensee“. Nach SCHMIDT (1913) kommen die Larven auch in Gräben mit stark salzhaltigem Wasser vor. Er bezeichnet sie als halophil. Die große Anpassungsfähigkeit der Larven befähigt sie nach seiner Meinung auch zum Leben im Süßwasser.

D. modesta trat vereinzelt, aber regelmäßig in den von MENDEL (1973, 1975b) untersuchten Emergenzfängen eines Mittelgebirgsbaches auf. SANDROCK (1978) ermittelte 1970 mit der Emergenzmethode 44 Individuen für den Rohrwiesenbach (Mittelgebirge) und 1971 2 Individuen. Das Zurücktreten der Art im 2. Untersuchungsjahr spricht für eine semiaquatische oder terrestrische Larvalentwicklung („Leerfangeffekt“). Weitere Emergenzfänge der Art an Bächen erfolgten von JOOST & ZIMMERMANN (1983) an einem Mittelgebirgsbach und von REUSCH (unveröff.) an einem norddeutschen Tieflandbach. GÜMBEL (1976) ermittelte *D. modesta* auch im Quellbereich.

Helius flavus (Abb. 10)

H. flavus wurde regelmäßig in allen terrestrischen Emergenzfängen der W. I und II festgestellt. Am häufigsten trat die Art dabei im Schilf-Röhricht (St. 12: 13 Ind./m²) und im Wasserschwaden-Ried (St. 13: 7 Ind./0,25 m²) auf. Mit Einzelfängen konnte *H. flavus* auch in der Emergenz am aquatischen St. 1 und am semiaquatischen St. 7 ermittelt werden.



Abb. 10: *Helius flavus* ♀. Körperlänge 10 mm.

BEYER (1932) fand Larven von *H. flavus* in Quellen und Bächen. Er gibt an, daß die Larven meist in der Nähe der Wasseroberfläche leben, sich aber gelegentlich auch im tieferen Wasser aufhalten. COE (1941) entdeckte sie zwischen abgestorbenem Ried. Nach GAUNITZ (1956) leben die Larven auch im Schlamm von verkrauteten stehenden Gewässern und Sümpfen. Die Verpuppung erfolgt nach seiner Beobachtung (Foto in der Publikation!) in verwelkten Stengeln von *Typha latifolia*. BRINDLE (1967) beobachtete die Larven ebenfalls zwischen Blättern von Sumpfpflanzen wie *Iris* und *Typha*.

CASPERS (1980a) vermeldet den bisher einzigen Emergenzfang der Art am Annaberger Bach (Mittelgebirge) mit mehreren Exemplaren. Er vermutet für *H. flavus* eine semiterrestrische Lebensweise.

Helius longirostris

H. longirostris wurde im Erlénbruch mit der Emergenzmethode (W. I und W. II) vereinzelt festgestellt. 20 Ind./m² konnten dagegen im Schilf-Röhricht (St. 12, W. II) gefangen werden. Die Art tritt hier vergesellschaftet mit *H. flavus* auf. Ein Einzelnachweis gelang in der Emergenz der Kohldistel-Wiese (St. 14, W. IV). Im Wasserschwaden-Ried trat *H. longirostris* im Unterschied zu *H. flavus* nicht auf. Vereinzelt wurden Exemplare der Art mit den Emergenzfallen der semiaquatischen St. 6, 7 und 8 gefangen sowie mit den Fallen der aquatischen St. 1 und 3. Bemerkenswert ist der Fang eines Weibchens in der Emergenz am aquatischen St. 1 1989. Die entsprechende Emergenzfalltür war hier so installiert, daß eine Oberflächen-Eindrift als mögliche Fehlerquelle der Methode ausschied (vergl. Kap. 2.1.1.1).

Die Lebensweise der Larven von *H. longirostris* wird ausführlich von BANGERTER (1929) geschildert. Er fand sie in einem Auengebiet in allen langsam fließenden und stehenden kleinen Gewässern. Sie lebten dort in vorjährigen, ins Wasser hängenden und in Zersetzung befindlichen Blättern von Uferpflanzen, hauptsächlich von *Typha fusca* (?) und *Typha latifolia*. Nach den Beobachtungen von BANGERTER sollen die Larven die meiste Zeit mit dem Stigmenfeld an der Wasseroberfläche hängend zubringen. Werden sie untergetaucht, so versuchen sie durch schlängelnde Bewegungen zurück an die Wasseroberfläche zu kommen (vgl. Beobachtungen Laborzucht, Kap. 5.1.5). Die Verpuppung der Larven erfolgt in zusammengeklebten, abgestorbenen *Typha*-Blättern direkt über der Wasseroberfläche. BANGERTER entfernte einige der Puppen aus ihren Verstecken. Da aus den freigelegten Puppen meist kein Schlupf erfolgte, vermutet er, daß die Puppenhülle der Imago zu wenig Widerstand leistet, um die langen Beine aus der Scheide zu bringen.

GERCKE (1884) fand Larven von *H. longirostris* unter Wasser in einem stark zernagten Stengel eines Wasserampfers. Nach EDWARDS (1921) leben sie („*H. dubius*“) in verrotteten Stengeln von *Typha*. Auch GAUNITZ (1956) erhielt Larven und Puppen aus *Typha latifolia* (vgl. *H. flavus*). CRAMER (1968) fand sie im Schlick am Ufer eines Teiches. CASPERS (1983) ermittelte die Larven in einem Verlandungsbiotop eines künstlich angelegten Gewässers.

Emergenzfänge der Art an Bächen bzw. Quellen melden CASPERS (1980a), GÜMBEL (1976), JOOST & ZIMMERMANN (1983), MENDEL (1975b), REUSCH (unveröff.) und SANDROCK (1978). Es wurden jeweils nur wenige Individuen gefangen. Das gilt auch für die Emergenzfänge von ABBASSIAN (1984) im Carici remotae-Fraxinetum und im *Carex acutiformis*-Ried.

Limonia flavipes

Von *L. flavipes* trat jeweils ein einzelnes Exemplar in den Emergenzfängen der aquatischen St. 3 und 4 sowie der semiaquatischen St. 6 und 9 auf.

BELING (1886) fand die Larven „unter Laub und Genist“ in einem überwiegend aus jun-

gen Eschen bestehenden Laubholzbestand. CUTHBERTSON (1926b) beschreibt ihr Vorkommen in humusreicher Erde am Rand von Fließgewässern. Nach DITTMAR (1955) kommen sie im Schlamm der Quellregion so häufig vor, daß man *L. flavipes* als krenophil bezeichnen kann.

ABBASSIAN (1984), CASPERS (1980a), MENDEL (1975b) und SANDROCK (1978) stellten die Art in der Bach-Emergenz fest.

Limonia macrostigma

L. macrostigma wurde in der Emergenz an allen aquatischen und semiaquatischen Standorten zumeist in größerer Anzahl ermittelt. Im terrestrischen Bereich trat die Art hauptsächlich im Wasserschwaden-Ried der W. II (St. 13: 3 Ind./0,25 m²) und in der Kohldistel-Wiese der W. III (St. 14: 8 Ind./m²) in Erscheinung. Vereinzelt Fänge wurden auch im Bereich der W. I (St. 10, Erlenbruch) und der W. IV (St. 15, 16; Erlenwald) verzeichnet. 1 Exemplar schlüpfte aus einem Moospolster von *Mnium hornum* (St. 24).

BELING (1886) sammelte Larven von *L. macrostigma* aus abgestorbenem, der Anbruchsstelle einer Buche entnommenem Holz. Nach KRIVOSHEINA & MAMAEV (1967) findet man sie in abgestorbenem Holz freibeweglich in Schleimröhren. ALEXANDER (1931) gibt als Fundort „wet to saturated decaying wood“ an. Nach TJEDER (1958) leben die Larven zwischen sich zersetzenden Blättern. SAVCHENKO (1985) meint, daß die Art unterschiedliche Biotope besiedelt, die allerdings immer mehr oder weniger feucht sein müssen.

In Emergenzfängen an Bächen war *L. macrostigma* regelmäßig vertreten (CASPERS 1980a, MENDEL 1973 u. 1975b, SANDROCK 1978). KOHMANN (1976) wies die Art auch im Quellbereich nach. ABBASSIAN (1984) ermittelte sie in der Bach-Emergenz und mit einem terrestrischen Einzelfang im Erlenbruch.

Limonia nigropunctata

Diese Art war mit 3 Exemplaren am aquatischen St. 1 in der Emergenz vertreten. Ende Mai bis Anfang Juli wurden Imagines regelmäßig über dem entsprechenden Bachabschnitt fliegend beobachtet. Der Fang eines einzigen Individuums erfolgte außerdem mit der Emergenzfalle am semiaquatischen St. 8. Im Erlenbruch wurden 1 Weibchen und 1 Männchen der Art mit der Lichtfalle gefangen.

In der Literatur existieren nur wenige Hinweise zum Vorkommen von *L. nigropunctata*. SAVCHENKO (1985) meint, daß es sich vielleicht um eine verhältnismäßig seltene mesophile (Bevorzugung mittlerer Feuchtigkeitsverhältnisse) Art handelt. BELING (1878) fand die Larven vereinzelt in einem etwa 20jährigen Mittelwaldbestand unter der Streulaubdecke des Bodens. TJEDER (1958) zitiert möglicherweise diesen Fund, indem er als Habitat angibt „larvae among decaying leaves“. Nach seiner Aussage fliegen die Imagines in Laubwäldern und über Weideland.

ABBASSIAN (1984) ermittelte 1 Männchen der Art in der Emergenz eines kleinen Baches.

Limonia nubeculosa

L. nubeculosa trat in der terrestrischen Emergenz des Erlenwaldes (W. IV) am St. 17 mit 7 Ind./m² auf. Im übrigen war diese Art nur noch in der aquatischen Emergenz vereinzelt vertreten (vgl. Kap. 6.1.1)!

Nach Auskunft der meisten Autoren findet man die Larven in feuchten Waldböden und zwischen den Blättern der Streuauflage (BARNES 1924, BELING 1878, BRYCE 1957a, CRISP & LLOYD 1954, CUTHBERTSON 1926b, KRIVOSHEINA & MAMAEV 1967). DITTMAR (1955) entdeckte sie auch im Schlamm und in abgestorbenen Holzresten der Quellregion sehr häufig

und bezeichnet sie als hygrophil. BUXTON (1960) züchtete je 1 Individuum der Art aus den Pilzen *Clitocybe nebularis* und *Collybia velutipes* (beide Arten Agaricaceae). Verschiedentlich wurde *L. nubeculosa* auch in Emergenzfängen an Bächen (ABBASSIAN 1984, CASPERS 1980a, MENDEL 1975b, SANDROCK 1978) und Quellen (GÜMBEL 1976) festgestellt. KRETSCHMER (1990) ermittelte die Art mit Photoelektorfängen in einem Kiefern- und einem Buchenwald des Norddeutschen Tieflandes.

Limonia tripunctata

Diese Art trat zahlreich in der terrestrischen Emergenz der W. III (Kohldistel-Wiese, St. 14: 24 Ind./0,5 m²) und der W. IV (Erlenwald, St. 16: 69 Ind./m²) auf. Weitere vereinzelt Emergenzfänge gelangen lediglich an den aquatischen St. 1, 3, 4 und am semiaquatischen St. 6.

Zum Larvalhabitat von *L. tripunctata* existieren nur wenige Literaturhinweise. BELING (1873) entdeckte die Larven in humoser Erde. CUTHBERTSON (1926b) sammelte sie aus vermodertem Laub in einem Graben. DELY-DRASKOVITS (1972) gelang die Zucht einer Imago aus dem Pilz *Cortinarius trivialis* (Cortinariaceae).

L. tripunctata wurde an mehreren Bächen in der Emergenz festgestellt (CASPERS 1980a, MENDEL 1975b). ABBASSIAN (1984) wies die Art u. a. in einem von Buchenwald umgebenen *Carex acutiformis*-Ried nach.

Limonia trivittata (Abb. 11)

L. trivittata wurde in der Emergenz von St. 12 (Schilf-Röhricht, W. II) mit 9 Ind./m² festgestellt. Ansonsten trat die Art nur noch mit einem Einzelnachweis in der semiaquatischen Emergenz (St. 6) in Erscheinung.

In der einschlägigen Literatur gibt es nur einen einzigen sicheren Hinweis auf das Vorkommen der Larven dieser Art. RÖSELER (1963) fand sie in „faulenden Wurzeln vorjähriger *Angelica sylvestris*“.

SAVCHENKO (1985) bezeichnet das Vorkommen von *L. trivittata* als verbreitet, aber nirgendwo häufig. Die Imagines halten sich nach seiner Aussage auf überschwemmten Wiesen, im Gebüsch am Ufer von Wasserstellen und in ausreichend schattigen, durch Wälder unterbrochenen Wiesen und Feldern auf.

Metalimnobia quadrinotata

Ein Männchen dieser Art wurde am St. 16 (W. IV, Erlenwald) in der Emergenz festgestellt.

Eine Reihe von Literaturangaben existieren zum Vorkommen der Larven von *M. quadrinotata* in Pilzen (BUXTON 1960: *Clavaria cinerea*, *Amanita* sp., KRIVOSHEINA & MAMAEV 1967: im Fruchtkörper von Pilzen, LINDNER 1958: *Galactina badia*, SACK 1907: Baumpilze). HINTON (cit. ex BUXTON 1960, S. 70) gibt an, daß die Larven sich räuberisch von Larven und Puppen der Mycetophiliden ernähren. LINDNER beobachtete dagegen in seiner Zucht, daß *Galactina badia* von den Larven gefressen wird. Zusätzlich nahmen sie auch angefeuchtetes Brennesselpulver als Nahrung an.

Neolimonia dumetorum

Diese Art wurde recht häufig mit der Emergenzmethode aus feuchtem, abgestorbenem Erlenholz gefangen (St. 22). Sie trat vergesellschaftet mit *Epiphragma ocellare*, *Austrolimnophila ochracea* und *Tipula irrorata* auf. Der 1988 im Buchenwald beprobte Holzstumpf wurde 1989 im etwa 500 m entfernten Erlenbruch erneut ausgelegt. 1990 schlüpfen



Abb. 11: *Limonia trivittata* ♀. Körperlänge 14 mm.

aus ihm *A. ochracea* und *T. irrorata*. Anstelle von *N. dumetorum* schlüpfte als weitere Art *Atypophthalmus inustus* (s. dort). Mit wenigen Individuen konnte *N. dumetorum* des weiteren auf Fangflächen der W. IV und VI in der Emergenz festgestellt werden (St. 17: 2 Ind./m²; St. 20: 1 Ind./m²).

Folgende Autoren vermelden Nachweise von Larven dieser Art aus abgestorbenem Holz: BELING (1878): Eichen- und Birkenholz, BELING (1886): Buchenholz, CUTHBERTSON (1926b): Holz unter der Rinde, WINNERTZ (1853): Buchenholz. TJEDER (1958) bezeichnet ausdrücklich *verpilzte* Stämme von Birke, Eiche und Buche als Larvalhabitate (eigene Funde?). Nach SAVCHENKO (1985) sind die Larven von *N. dumetorum* obligat saproxylophag und ernähren sich von abgestorbenem, von Pilz befallenem Laubholz. DELY-DRASKOVITS (1972) züchtete ein Individuum der Art aus dem Pilz *Gymnopilus sapineus* (Cortinariaceae).

NOLL (1985) ermittelte *N. dumetorum* mit einem Photoelektor, auf dessen Fangfläche sich kein Holz befand. Emergenzfänge aus dem Melico-Fagetum vermeldet ABBASSIAN (1984). HÖVEMEYER (1985) wies die Art mit Photoelektoren im Kalkbuchenwald nach.

Verschiedentlich konnte *N. dumetorum* auch mit Emergenzfallen an Bächen gefangen werden (CASPER 1980a, MENDEL 1975b). Bei der Untersuchung von CASPER tritt ein deutlicher „Leerfangeffekt“ im 2. Untersuchungsjahr auf, was als Hinweis auf eine semiaquatische oder terrestrische Lebensweise der Larven gelten kann.

Rhipidia duplicata

Von dieser Art wurden 2 Individuen in der aquatischen Emergenz von St. 4 festgestellt (vgl. Kap. 6.1.1).

Die Larve von *R. duplicata* kommt nach BELING (1873, 1878), GAUNITZ (1951) und BRINDLE (1967) in Kuhdung vor. TJEDER (1958) postuliert, daß die Larven nur in älteren Kuhfladen vorkommen können, da sie sich offensichtlich von Pilzen ernähren (vgl. BELING 1878). Prof. Pschorn-Walcher (Zool. Inst. Univ. Kiel) züchtete im Juni 1989 zahlreiche Individuen von *R. duplicata* aus *Meripilus giganteus* (Polyporaceae). CUTHBERTSON (1926b) entdeckte Larven von *R. duplicata* im feuchten, sandigen Uferbereich sowie unter der Rinde toter Bäume, in abgestorbenen Stämmen und modernem Laub. BRAUNS (1954b) fand Puppen im Uferschlamm austrocknender Gewässer und im Boden feuchter Waldschneisen. Nach NIELSEN (1967) kommen die Larven der Art in Sümpfen und feuchter Erde vor.

CASPER (1980a) stellte 1976 6 Männchen und 5 Weibchen in der Emergenzfall am Annaberger Bach (Mittelgebirge) fest. Ein Jahr darauf trat die Art nicht mehr in den Fängen auf („Leerfangeffekt“ terrestrischer Arten?). SANDROCK (1978) benutzte am Breitenbach (Mittelgebirge) u. a. Schlüpffallen, die den Uferbereich nicht mit einbezogen. Er ermittelte damit ein Weibchen von *R. duplicata*. Weitere Emergenzfänge an Bächen verzeichneten MENDEL (1973, 1975b) und REUSCH (unveröff.).

4.4.2 Tipulidae

Dolichopezinae

Dolichopeza albipes

D. albipes war mit 4 Ind./m² in der Emergenz am terrestrischen St. 16 (Erlenwald, W. IV) vertreten.

Die Eiablage dieser Art erfolgt nach MANNHEIMS & THEOWALD (1951–1980) in *Sphagnum*-Bülte. Nach einhelliger Auffassung der meisten Autoren leben die Larven und Puppen in feuchten Wäldern in oder unter Mooskissen (AUDCENT 1932, BELING 1878 u. 1886, BRINDLE 1960, CHISWELL 1956, COULSON 1959, CUTHBERTSON 1926b, FREEMANN 1967, SAVCHENKO 1954, THEOWALD 1957). Einige der Autoren betonen die Gewässernähe der Habitate von Larven und Imagines. Nach CHISWELL (1956) ernähren sich die Larven von Moosen.

Die Gewässernähe der larvalen Lebensräume belegen auch Emergenzfänge von CASPER (1978) und JOOST & ZIMMERMANN (1983). ABBASSIAN (1984) wies *D. albipes* im Carici-remotae-Fraxinetum in der Emergenz nach.

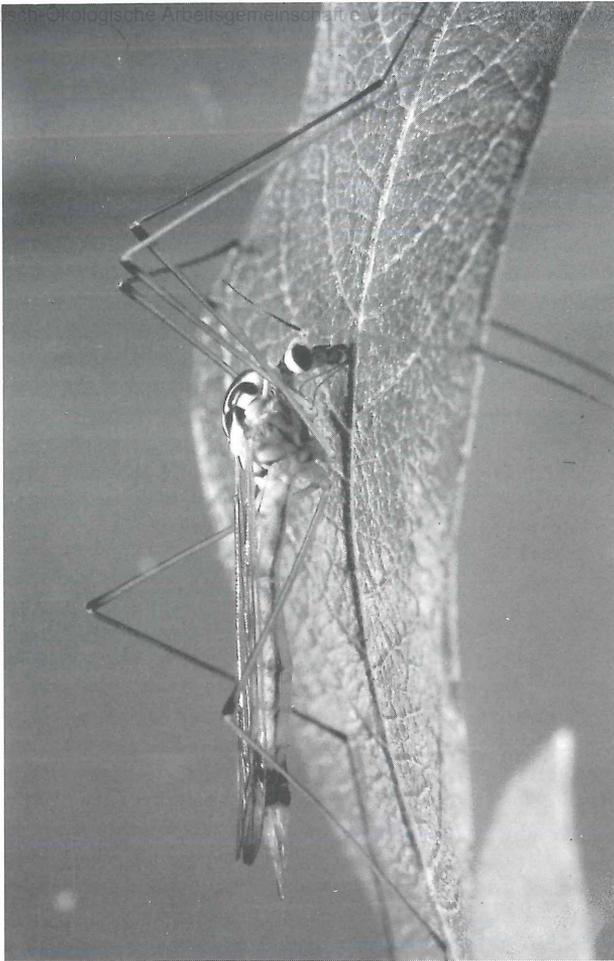


Abb. 12: *Nephrotoma analis* ♀. Körperlänge 20 mm.

Tipulinae

Nephrotoma analis (Abb. 12)

Von *N. analis* wurde ein Weibchen in der Emergenz am semiaquatischen St. 6 ermittelt.

BELING (1886) fand Larven und Puppen dieser Art in sandiger, feuchter Erde in der Nähe eines kleinen, ein lichtetes Erlengehölz durchziehenden Waldbaches. Nach BRAUNS (1954b) wurden Larven in der Streuschicht eines Erlenbruches gefunden. Nach SAVCHENKO (1973) entwickeln sie sich in feuchter Erde unter der Laub- oder Mooschicht. BRINDLE (1960) und CHISWELL (1956) geben sehr feuchte Böden als Larvalhabitate an.

CASPERS (1978) erbrachte mit der Emergenzhausmethode einen Nachweis der Art für das bodenfeuchte Quercu-Carpinetum an einem Mittelgebirgsbach.

1 Männchen von *N. a. appendiculata* befand sich in der Emergenz vom aquatischen St. 4.

Die generelle Angabe von BRINDLE (1960) zur Lebensweise der Larven in feuchten Böden wird durch einige detaillierte Funde ergänzt: BELING (1878) entdeckte die Larven in Ackererde und in einem frisch aufgeworfenen Maulwurfshügel, CUTHBERTSON (1926b) fand sie an Graswurzeln sowie an Wurzeln von Koniferenkeimlingen, und schließlich erhielt JONG (1925) Larven der Art aus Wiesenböden.

OOSTERBROEK (1978) bemerkt, daß die Imagines meist auf offenen Grasländern an Hecken und Fließgewässern anzutreffen sind und nur selten in Wäldern. Bei günstigen Bedingungen soll die Art in Massen auftreten (Beobachtungen auf neuen Poldern des IJsselmeeres [Niederlande] mit einer aus Gräsern und Kräutern bestehenden Pionierv egetation auf lehmigem Untergrund). SAVCHENKO (1973) erwähnt ebenfalls die Möglichkeit des Massenaufreitens von *N. a. appendiculata* auf feuchten Wiesen und stellt fest, daß überschwemmte Flächen gemieden werden.

Nephrotoma flavipalpis

Ein Weibchen dieser Art zählt zur Emergenz am aquatischen St. 1 (vgl. Kap. 6.1.1).

HÖCHSTETTER (1965) erwähnt die Eiablage der Art in humusreiche Gartenerde und gibt humusreiche Erde unter *Taxus* als Larvalhabitat an. Auch SAVCHENKO (1973) vermerkt, daß die Larven sich in Humuserde entwickeln. Nach BRINDLE (1960) und CHISWELL (1956) leben sie in nasser bis ziemlich trockener Erde.

CASPERS (1978) ermittelt *N. flavipalpis* in den Emergenzfängen des bodenfeuchten Querco-Carpinetums an einem Mittelgebirgsbach.

Nephrotoma quadrifaria (Abb. 13)

N. quadrifaria war mit 4 Ind./0,5 m² in der Emergenz der Kohldistel-Wiese am St. 14 (W. III) vertreten und mit 2 Ind./m² in der Emergenz des Buchenwaldes (St. 20, W. VI). Am St. 14 wurden auch Larven von *N. sp.* festgestellt, bei denen es sich möglicherweise um *N. quadrifaria* handelt (gegenwärtig taxonomisch nicht unterscheidbar von *N. dorsalis*, vgl. THEOWALD 1967). Jeweils 1 Weibchen dieser Art konnte in den Emergenzfängen der aquatischen St. 1 und 3 ermittelt werden.

Nachweise der Larven gelangen in den Streuschichten von Laubwäldern (vgl. BRAUNS 1954b: Hainbuchenbestand; NOLL 1978: Bodenstreu in Bachnähe [Querco-Carpinetum]; THEOWALD 1957: Birkengebüsch). Die Hinweise auf Larvalhabitate bei CHISWELL (1956) und BRINDLE (1960) reichen von nassen bis zu mäßig trockenen Böden. HÖCHSTETTER (1965) fand Larven von *N. quadrifaria* in sandig-humoser Erde unter Gebüsch. BELING (1878) entdeckte sie in Eschenstümpfen und an einer in Zersetzung begriffenen Digitalis-Wurzel. Auch nach KRIVOSHEINA & MAMAEV (1967) kommen die Larven in abgestorbenem Holz vor. COE (1941) sammelte Puppen aus altem Kuhmist.

N. quadrifaria trat in Emergenzfängen eines Mittelgebirgsbaches auf (CASPERS 1978), dessen Uferbereiche Bestandteil eines bodenfeuchten Querco-Carpinetums darstellen. FRITZ (1982) ermittelte die Art mit Photoelektoren in Auwald-Hochstaudenfluren.

Prionocera subserricornis

P. subserricornis trat in recht großer Anzahl in den aquatischen Emergenzfängen der St. 1 und 4 im Jahr 1988 auf (vgl. Kap. 6.1.1). Im semiaquatischen Bereich war die Art in der Emergenz von St. 8 vertreten. Terrestrische Emergenzfänge erfolgten ausschließlich auf

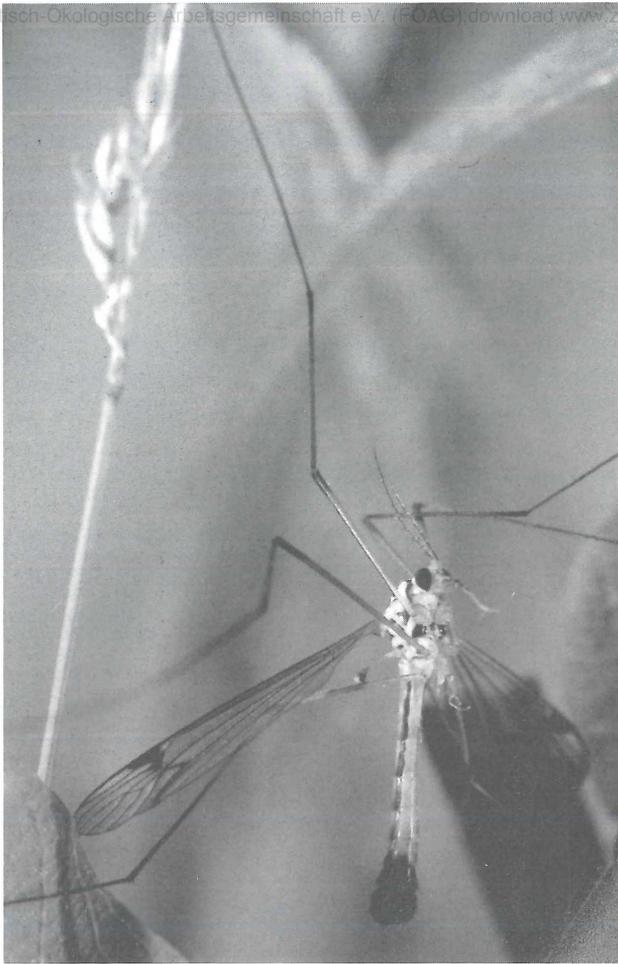


Abb. 13: *Nephrotoma quadrifaria* ♂. Körperlänge 15 mm.

allen Probestellen der W. I und II (höchste ermittelte Abundanz: St. 10: 6 Ind./m²). Am 27. 7. 1987 konnten während einer Hochwassersituation (vgl. Abb. 6) im Erlenbruch zahlreiche Larven und Puppen von *P. subserricornis*, die an der Wasseroberfläche trieben, eingesammelt und im Labor aufgezogen werden. Am 25. 5. 1989 konnte ein Weibchen im Bereich von St. 1 dabei beobachtet werden, wie es, nahe über der Wasseroberfläche des USB hinwegfliegend, mehrfach die Hinterleibsspitze eintauchte und dabei offensichtlich Eier abgab.

Nur ein einziger Hinweis auf das Vorkommen von *P. subserricornis* konnte aus der Literatur ermittelt werden. HÖCHSTETTER (1965) fand die Larven zahlreich an einer torfigen Stelle in einem Moor. PEUS (1952, S. 61) gibt an, die Puppe der nahverwandten *P. pubescens* LOEW in submersen Moosen eines Tümpels gefunden zu haben. Sie trat dort zusammen mit Larven von *Phalacrocer* (Cylindrotomidae) auf.

Diese Art konnte ebenso wie *P. subserricornis* in der Emergenz am aquatischen St. 1 ermittelt werden (vgl. Kap. 6.1.1). Am 27. 7. 1987 wurde eine Larve gefunden, die im überschwemmten Erlenbruch an der Wasseroberfläche trieb.

Von den meisten Autoren wurden Larven dieser Art in Mooregebieten gefunden. Dort sollen sie semiaquatisch am Rande von Kleingewässern oder in *Sphagnum*-Moosen leben (BRINDLE 1960, CHISWELL 1956, FREEMAN 1967). THEOWALD (1957) beobachtete ebenfalls in Mooregebieten Larven, die mit dem Stigmenfeld an der Oberfläche zwischen Wasserpflanzen und *Sphagnum* hängend, unter Wasser lebten. GAUNITZ (1951) entdeckte sie am Grund eines Tümpels zwischen vermodernden Laubmassen. CUTHBERTSON (1926b) bezeichnet die Lebensweise der Larven von *P. turcica* als aquatisch oder subaquatisch im Schlamm von Sümpfen.

Tipula autumnalis

Larven von *T. autumnalis* wurden im Erlenbruch der W. I (St. 10) nachgewiesen.

Nach MANNHEIMS & THEOWALD (1951–1980) handelt es sich um eine lokal begrenzte Herbststart mit kurzflügeligen Weibchen, die bisher nur an wenigen Stellen Europas beobachtet wurden. SAVCHENKO (1954) bezeichnet den feuchten Boden sumpfiger Wälder als bevorzugtes Larvalhabitat.

Auch dieser Autor erwähnt, daß die Art ungewöhnlich lokal verbreitet ist (SAVCHENKO 1955).

Tipula fascipennis

Eine Larve von *T. fascipennis* resultierte aus einer Bodenprobe im Bereich von St. 18 (Knickfuchsschwanz-Rasen, W. V).

BRINDLE (1958c) gibt folgende bevorzugte Larvalhabitate für die Art an: unter Moos auf Findlingsblöcken in Kalkwäldern, in feuchtem Waldboden und seltener in Weidelandböden. Derselbe Autor erwähnt in einer späteren Veröffentlichung zusätzlich Böden unter Farnkraut als spezielle Fundorte der Larve (BRINDLE 1960). COE (1941) entdeckte sie auch in altem Kuhmist. DITTMAR (1955) fand Larven in Holz, welches im Wasser lag.

In der Emergenz des bodenfeuchten Quercu-Carpinetums am Annaberger Bach stellte CASPERS (1978) ein Individuum von *T. fascipennis* fest.

Tipula flavolineata

2 Männchen von *T. flavolineata* wurden in der Emergenz am aquatischen St. 4 festgestellt.

Die Nachweise der Larven oder Puppen von *T. flavolineata* beschränken sich meist auf das Vorkommen in moderndem Holz verschiedener Baumarten (BELING 1873: Esche, Rot-, Weißbuche, Birke, Schwarzerle, Eiche, Espe; BRINDLE 1960: trockenes totes Holz; CRAMER 1968: Rotbuche, Ahorn, Fichte; FREEMAN 1967: allgemein morsche Äste, die dem Boden aufliegen; THEOWALD 1957: *Acer*, *Betula*, *Quercus*; WARDLE & TAYLOR 1926: Birke).

CUTHBERTSON (1926b) erwähnt auch gesundes Holz als Larvalhabitat der Art. Während THEOWALD (1967) vermutet, daß die Larven immer unter dem Mulm im harten Holz leben, fand RÖSELER (1963) sie auch direkt im Mulm eines Birkenstumpfes. Ausnahmsweise wurden die Larven von *T. flavolineata* auch in der Streuschicht von Nadelwäldern (BRAUNS 1954b) oder unter Moos auf Steinen (CRAMER 1968) gefunden.

CASPERS (1978) ermittelte *T. flavolineata* in der Emergenz des bodenfeuchten Quercu-Carpinetums an einem Mittelgebirgsbach. In einem Buchen-Mischwald wies ABBASSIAN

(1984) die Art mit Emergenzfallen an einem kleinen Bach nach HÖVEMEYER (1985) belegt unter Einsatz von Photoektoren ihr Vorkommen im Kalkbuchenwald.

Tipula irrorata (Abb. 14)

Von *T. irrorata* schlüpfen 1990 aus einem feuchten und schon fortgeschritten zersetzten Erlenholzstumpf mehrere Imagines (St. 22). Durch Auslegen des Holzstumpfes im Bu-

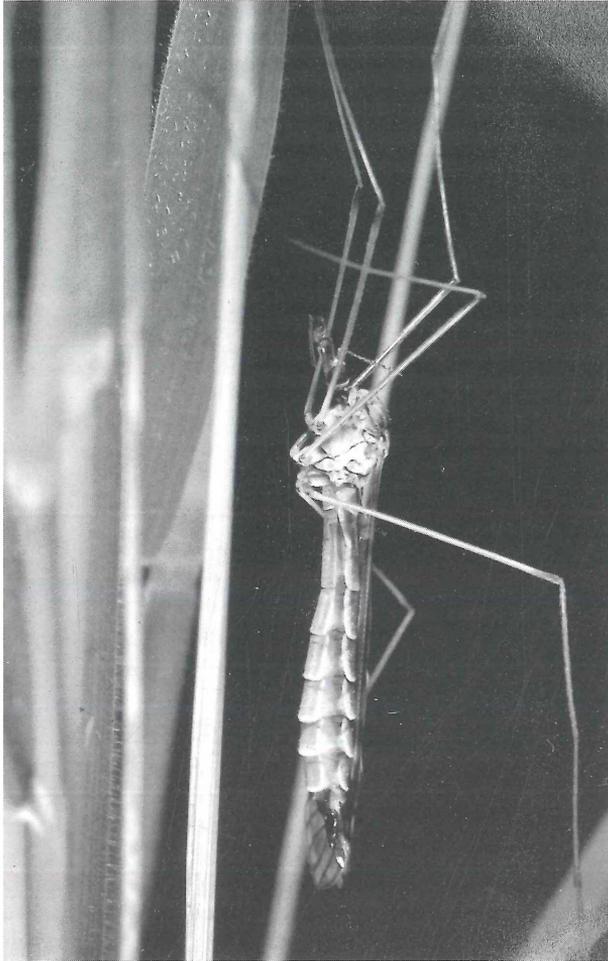


Abb. 14: *Tipula irrorata* ♀. Körperlänge 21 mm.

chenwald und im Erlenbruch konnte *T. irrorata* an beiden Standorten nachgewiesen werden (vgl. Angaben zu den mit *T. irrorata* vergesellschafteten Arten *Epiphragma ocellare*, *Austrolimnophila ochracea*, *Neolimonia dumetorum* und *Atypophthalmus inustus*). Larven der Art wurden auch aus Mulm, bestehend aus trockenem Moos und Detritus, gezogen.

Im semiaquatischen Bereich an St. 6 war *T. irrorata* mit 2 Männchen in der Emergenz vertreten.

Fundortnachweise für Larven von *T. irrorata* beziehen sich hauptsächlich auf das Vorkommen in stark zersetztem Holz verschiedener Baumarten (BRAUNS 1954a: Laubholz allgemein; CRAMER 1968: Buche; CUTHBERTSON 1926b; NOLL 1978: Erle). Vielfach wird das Vorkommen der Larven unter einer Mooschicht beschrieben, die auf vermoderem Holz ausgebildet ist (BELING 1873, CHISWELL 1956, CRAMER 1968, FREEMAN 1967). CRAMER fand sie unter Moos auf einem Fichtenstamm und auf Steinen. Nach SAVCHENKO (1954) und KRIVOSHEINA & MAMAEV (1967) leben die Larven auch in Astlöchern und -gabeln, die mit Detritus angefüllt sind. Seltener sollen sie auch direkt im Waldboden aufzufinden sein (BRINDLE 1957 u. 1960, MANNHEIMS & THEOWALD 1951–1980, THEOWALD 1957).

Emergenzfänge erbrachten für *T. irrorata* im bodenfeuchten Quercu-Carpinetum an einem Mittelgebirgsbach (CASPER 1978), in einem Fichtenforst und einem *Carex acutiformis*-Ried Nachweise (ABBASSIAN 1984). HÖVEMEYER (1985) ermittelte ein Vorkommen im Kalkbuchenwald mit Photoektoren.

Tipula lateralis (Abb. 15)

T. lateralis wurde als Larve regelmäßig an allen semiaquatischen Standorten ermittelt. Zusätzlich konnte die Art durch Emergenzfänge einzelner Individuen am aquatischen St. 1 und am terrestrischen St. 11 (Erlenbruch, W. II) nachgewiesen werden.

BELING (1878) gibt an, Larven dieser Art in einem Buchenwald unter Moospolstern vergesellschaftet mit *T. signata* (*staegeri* ?, THEOWALD & MANNHEIMS 1956) gefunden zu haben. Mehrere Autoren nennen auch semiterrestrische Larvalhabitate am Ufer von Ge-



Abb. 15: *Tipula lateralis* ♂. Flügellänge 17 mm.

wässern (BEYER 1932, CHISWELL 1957, CRAMER 1968, CUTHBERTSON 1926b, DITTMAR 1955, OLDHAM 1928). In einigen Fällen konnte für die Larven von *T. lateralis* auch eine aquatische Lebensweise beobachtet werden (BRINDLE 1958: „moss growing in trickling water“; FREEMAN 1967: „temporary pools“; GERBIG 1913: „zwischen Pflanzen an der Oberfläche von Gewässern“; LEVY 1919: „zwischen *Chara foetida* in Gräben“; THEOWALD 1957: „im Wasser zwischen Wasserpflanzen“; WHITE 1951: „in watercressbeds“). WHITE beobachtete, daß die Larven sich saprophytisch von abgestorbenen Wasserkresseblättern ernähren. Er widerlegt durch ausführliche Versuche die Aussage von GERCKE (cit. ex GRÜNBERG 1910, S. 73), daß *T. lateralis* sich im Wasser verpuppen würde. SAVCHENKO (1961) gibt an, daß die Eiablage z. T. direkt ins Wasser erfolgt. Als Larvalhabitat nennt er allerdings feuchte Erde.

Mehrfach wurde *T. lateralis* in Emergenzfängen an Bächen ermittelt (JOOST & ZIMMERMANN 1983, REUSCH unveröff., WAGNER 1980).

Tipula luna

T. luna wurde im semiaquatischen Bereich an mehreren Standorten als Larve oder über die Emergenzmethode nachgewiesen. Auf terrestrischen Probestellen war die Art nur in den trockensten Böden (W. VI) nicht vertreten. Die höchsten Besiedlungsdichten konnten dabei in der Kohldistel-Wiese (St. 14: 4 Ind./0,5 m²) und dem Schilf-Röhricht (St. 12: 6 Ind./m²) festgestellt werden. Ein Weibchen von *T. luna* trat auch in der Emergenz am aquatischen St. 1 auf. Während eines Hochwassers am 3. 9. 1989 im Erlenbruch wurden zahlreiche an der Wasseroberfläche treibende Larven III und IV von *T. luna* eingesammelt.

Literaturhinweise über Larvalhabitate der Art beziehen sich oft auf Funde in schlammigem Substrat in Sümpfen oder am Ufer von Gewässern (BRINDLE 1958a, CRAMER 1968, CUTHBERTSON 1926b, NOLL 1978, SAVCHENKO 1954, THEOWALD 1957). CHISWELL (1956) und SAVCHENKO (1961) bezeichnen auch das Wurzelwerk von Pflanzen als bevorzugten Larvallebensraum. FREEMAN (1967) fand Larven von *T. luna* im Alnetum nur an Stellen mit fehlender sommerlicher Überflutung (vgl. *T. luteipennis*). Nach BROCHER (1909) sind sie amphibisch und leben zumindest zeitweilig im Bodenschlamm vergraben oder in überflutetem Moos. BRAUER (1883) gibt für *T. luna* an: „Larven im Wasser“.

ABBASSIAN (1984) ermittelte die Art in Emergenzfallen über einem Teichufer und einem *Carex acutiformis*-Ried.

Tipula lunata

Von *T. lunata* wurden 2 Ind./m² im Erlenwald (St. 17, W. IV) mit der Emergenzhausmethode ermittelt. 1 Weibchen dieser Art konnte in der Emergenz am semiaquatischen St. 6 festgestellt werden.

THEOWALD (1957, 1967) nennt Streuschicht und Mulm von recht trockenen Laub- und Nadelwäldern sowie humose Erde als Larvalhabitate. Nach SAVCHENKO (1954) leben die Larven an der Erdoberfläche unter sich zersetzenden Pflanzen (Laub). Helle, trockene Stellen bzw. Boden an Feld- und Wiesenhecken geben BELING (1873) und BRAUNS (1954b) als charakteristische Fundorte an. Nach BRINDLE (1960), CHISWELL (1956) und CUTHBERTSON (1926b) sollen die Larven von *T. lunata* im feuchten Waldboden und zwischen vermodernden Laubschichten leben. Gemäß Angaben in der MEIJERE-Sammlung (THEOWALD 1957) wurde *T. lunata* auch aus Weidenholz gezüchtet. BOUCHÉ (1834) fand die Larven der Art in abgestorbenem Holz einer Weide.

CASPERS (1978) stellte *T. lunata* in der Emergenz des bodenfeuchten Querco-Carpinetums an einem Mittelgebirgsbach fest.

T. luteipennis wurde im Larvenstadium an den semiaquatischen St. 7 und 8 sowie im Schilf-Röhricht der W. II (St. 12) nachgewiesen. Am 23. 11. 1987 wurden während einer Überschwemmungssituation im Erlenbruch an der Wasseroberfläche schwimmende Puppen von *T. luteipennis* gesammelt und im Labor zur Aufzucht gebracht. Emergenznachweise erfolgten ebenfalls im Erlenbruch bei W. I und II (St. 11 und 12) und zusätzlich im Schilf-Röhricht. Ein Einzelfang der Art gelang in der Emergenzfalle an St. 5.

BELING (1886) fand Larven dieser Art in der Erde sumpfiger Wiesen. Nach CUTHBERTSON (1926b) besitzen sie eine aquatische bis subaquatische Lebensweise. Als bevorzugtes Larvalhabitat nennt derselbe Autor den an organischen Bestandteilen reichen Schlamm von Sümpfen. LEVY (1919) fand die Larven im Schlamm und zwischen Blättern und Pflanzenresten in kleinen Fließgewässern und seichten Stehgewässern. THEOWALD (1957) gibt an, daß sich das Vorkommen der Art fast ausschließlich auf Tieflandmoore beschränkt. Nach BRINDLE (1959a) leben die Larven in Sümpfen mit sehr hohem Wasserstand („standing water“). SAVCHENKO (1954) nennt allgemein nasse Böden als Larvalhabitate. FREEMAN (1967) wies nach, daß diese im Gegensatz zu den Larven von *T. maxima*, *T. luna* und *T. vittata* im Alnetum auch an Standorten vorkommen, die im Sommer überflutet werden.

Tipula maxima

Larven von *T. maxima* wurden unter nassem Laub oberhalb der Wasserlinie im semiaquatischen Bereich von St. 6 gefunden. Imagines dieser Art konnten am oberen, im Buchenwald gelegenen Abschnitt des USB häufig beobachtet werden.

MANNHEIMS & THEOWALD (1951–1980) schreiben zur größten Tipulidae-Art Mitteleuropas: „In Europa weitverbreitet, doch wenig häufig, Imagines an Waldbächen und bachnahen Sumpfstellen und Waldwiesen; Larven in fingerbreiten, senkrecht in den Boden führenden Gängen unter Moospolstern an Waldbächen“ (S. 102). Als Lebensraum der Larven und Puppen von *T. maxima* werden u. a. von BELING (1886), BEYER (1932) und BRAUNS (1954b) sumpfiger Boden, feuchte Laubschichten und Mooskissen am Rande von Waldbächen und Quellen beschrieben. Auch die Streuschicht im Wald kann, wenn sie feucht ist, ebenso wie der wassergesättigte Boden als Larvalhabitat dienen (CRISP & LLOYD 1954, CUTHBERTSON 1926b, SAVCHENKO 1961, THEOWALD 1957). FREEMAN (1967) fand Larven von *T. maxima* im Alnetum nur an Stellen, die im Sommer nicht überschwemmt wurden. COE (1941) nennt einen Fund in Gartenerde (?). Eine Reihe von Autoren verweist auch auf die durch viele Funde belegte aquatische Lebensweise der Larven. Sie wurden unter Steinen oder Laub bzw. in aquatischem Moos direkt am Bachgrund nachgewiesen (BRAUER 1883, BRINDLE 1958a, CHISWELL 1956, CRAMER 1968, DITTMAR 1955, GERBIG 1913, NOLL 1978, POMEISL 1953).

PRIESNER (1961) stellte fest, daß die Larven von *T. maxima* zu den intensivsten Primärzersetzern in nassen Böden gehören. Als Lebensraum der Larven nennt er vor allem die ständig nassen Laublagen am Rand von Waldbächen. Stärker besonnte Areale werden dabei gemieden. An günstigen Stellen ermittelte PRIESNER eine Besiedlungsdichte bis 400 Ind./m². Einzelne Larven leben nach seinen Beobachtungen auch am Grunde der Bäche. Versuche im Labor zeigten erwartungsgemäß, daß sie in kaltem Wasser unter Luftabschluß viele Tage lebensfähig sind. Das 1. Larvenstadium wurde von PRIESNER nur in der oberen, mäßig nassen Laublage entdeckt.

Emergenznachweise an Bächen lieferten CASPERS (1978), JOOST & ZIMMERMANN (1983), REUSCH (unveröff.) und WAGNER (1980). ABBASSIAN (1984) ermittelte *T. maxima* auch an einem Teichufer, in einem *Carex acutiformis*-Ried und im Erlenwald in der Emergenz.

Von *T. nubeculosa* wurden einige Exemplare in der Emergenz am aquatischen St. 4 festgestellt (vgl. Kap. 6.1.1).

Nach BRAUNS (1954b) treten die Larven und Puppen dieser Art an hellen, trockenen Stellen oder in Nadelholzbeständen in der Streuschicht auf. Andere Autoren fanden sie auch im feuchten Waldboden oder unter Mooskissen (BRINDLE 1958d, SAVCHENKO 1954, THEOWALD 1967). BELING (1873) entdeckte Larven unter der Streudecke von Nadel- und Laubholzbeständen. CRAMER (1968) sammelte sie aus Buchenmulm. KRIVOSHEINA & MA-MAEV (1964) erwähnen neben Moos und Laubauflage des Bodens auch die Schicht unter der Rinde von Baumstümpfen als Habitate.

T. nubeculosa wurde an Fließgewässern mit der Emergenzmethode von ABBASSIAN (1984) und CASPERS (1978) ermittelt. ABBASSIAN stellte die Art auch im *Carex acutiformis*-Ried und in einem Fichtenforst fest. CASPERS & DORN (1982) erbrachten durch Photoeklektorfänge Nachweise sowohl für einen Buchen- als auch für einen Fichtenforst. Mit derselben Methode wies KRETSCHMER (1990) die Art in einem Kiefern- und einem Buchenwald nach.

Tipula paludosa

T. paludosa konnte mit Larvenfunden und Emergenzfängen ausschließlich auf dem Kulturland (Knickfuchsschwanz-Rasen, W. V, St. 18: 2 Ind./m²) nachgewiesen werden. Im Jahre 1987 führte extremes Sommer-Hochwasser auf dieser Fläche (vgl. Abb. 6) womöglich zu einer drastischen Reduzierung der Population (BODENHEIMER 1923, S. 34; MEATS 1970). Es wurden immense Mengen toter Larven IV, die einige Tage nach erfolgter Überschwemmung des Biotops aufgetrieben waren, eingesammelt.

Die umfassendste Beschreibung der Larvalhabitate dieser Art gibt BRINDLE (1959b). Nach seiner Aussage leben die Larven hauptsächlich in Weidelandböden verschiedensten Ursprungs (torfig, tonig, sandig, mergelig), aber auch in sumpfigen Torfböden und weniger häufig in Moos (*Hypnum*) an feuchten Plätzen der Moore. Sogar in aquatischen Moosen an wasserüberrieselten Felsen wurden nach BRINDLE Larven von *T. paludosa* gefunden. In diese Fundortangaben lassen sich auch die Angaben einer Reihe weiterer Autoren eingliedern (BELING 1873, BODENHEIMER 1923, CHISWELL 1956, COULSON 1959, CRAMER 1968, FREEMAN 1967, NOLL 1978, OLDHAM 1928). Nach SAVCHENKO (1961) werden von *T. paludosa* Mineralböden ebenso wie überschwemmte und leicht austrocknende Böden gemieden (s. auch THEOWALD 1967). Während zu große Trockenheit die Embryonalentwicklung und die Entwicklung der Eilarve nachteilig beeinflusst oder sogar verhindert, kann sich auch zu hohe Feuchtigkeit des Bodens negativ auf das Larvenwachstum auswirken (MEATS 1967). BRINDLE (1959b) grenzt hinsichtlich des Vorkommens der Larven die Arten *T. oleracea/czizeki* von der nahverwandten und ähnlichen *T. paludosa* ab und gibt an, daß die beiden erstgenannten Arten feuchtere Böden bevorzugen als *T. paludosa*. HOLLANDER (1975) verglich die Häufigkeit des Aufenthaltes von *T. oleracea*- und *T. paludosa*-Imagines in verschiedenen Teilbereichen einer Wiese und stellte fest, daß die erstgenannte Art Bereiche mit höher ausgebildeter, artenreicherer Vegetation bevorzugt und die zweitgenannte eher niedrige, vorwiegend aus Gräsern zusammengesetzte Pflanzenbestände. Da ein Großteil der wissenschaftlichen Untersuchungen über *T. paludosa* sich mit dem Schadauf-treten der Art befaßt, nehmen viele Autoren auf die Ernährung der Larven Bezug (u. a. CUTHBERTSON 1926b: „at roots of grass“; SELKE 1936: „humusreicher feuchter Boden bietet Nahrung“; THEOWALD 1957: „an Wurzeln verschiedener Gemüse- und Grasarten“).

REUSCH (unveröff.) und WAGNER (1980) ermittelten *T. paludosa* in der Emergenz eines norddeutschen Tieflandbaches bzw. eines Mittelgebirgsbaches. FRITZ (1982) gelangen mit

Hilfe von Photoektoren Nachweise auf Auenwiesen und Auenwald-Hochstaudenfluren.

Tipula pierrei

Larven von *T. pierrei* wurden im Uferbereich von St. 7 nachgewiesen.

Allgemein sumpfige Böden werden von BRINDLE (1960) als Larvalhabitate von *T. pierrei* genannt. Nach CHISWELL (1956) leben die Larven in modernem Laub, in feuchten bis nassen Böden oder an den Ufern von Teichen und Wasserläufen. HÖCHSTETTER (1965) fand sie am Rande von stehenden Gewässern zwischen Graswurzeln. Nach SAVCHENKO (1954) leben sie an der Wassergrenze von Gewässern in oder auf der Erde unter abgestorbenen Pflanzen. NOLL (1978) beobachtete die Eiablage von *T. pierrei* in die Schlammbank eines Baches und vermutet eine aquatische Lebensweise der Larven. HEMMINGSEN (1952) beobachtete das Eiablage-Verhalten der Art auf dünnen Algenschichten (*Vaucheria sp.*), die die schwarze Erde in einem Moor bedeckten.

REUSCH (unveröff.) stellte *T. pierrei* in der Emergenz eines norddeutschen Tieflandbaches fest. FRITZ (1982) ermittelte die Art mit Photoektoren in trockengefallenen Altwasserarmen.

Tipula pruinosa

Einige Larven dieser Art wurden im Erlenbruch der W. I (St. 10) und im Schilf-Röhricht der W. II (St. 12) gesammelt.

Feuchte Erde in sumpfigen oder moorigen Gebieten werden ebenso als Fundorte der Larven von *T. pruinosa* genannt wie Moos in feuchten Wiesen und auf Steinen in einem Bach (BRAUNS 1954b, BRINDLE 1957 u. 1958e, CHISWELL 1956, THEOWALD 1957). Nach BELING (1878), CRAMER (1968) und SAVCHENKO (1954) sind zudem die Uferböden von Gewässern bevorzugte Larvalhabitate der Art. Puppen, die BELING aus der schlammigen Erde eines in Austrocknung begriffenen Bachbettes sammelte, gehören möglicherweise einer anderen Art an (vgl. Revision der BELING-Sammlung von THEOWALD & MANNHEIMS 1956). Dasselbe gilt für die von BELING 1886 publizierten Larvenfundorte in mit Moos überwachsenem, trockenem Waldboden. Bodenproben, die FREEMAN (1967) entlang eines Transektes durch Heide-, Wald-, Mooregebiete und einen Erlenbruch untersuchte, enthielten nur im Erlenbruch Larven von *T. pruinosa*.

Tipula pseudoirrorata

Von *T. pseudoirrorata* wurde ein Männchen in der Emergenz am aquatischen St. 4 nachgewiesen (vgl. Kap. 6.1.1).

Nach THEOWALD (1957, 1967) sind die Larven dieser Art unbekannt. HEMMINGSEN (1952) beobachtete ein Weibchen von *T. pseudoirrorata*, das deutliches Eiablageverhalten zeigte, indem es sein Abdomen zur Hälfte in sandiges Substrat steckte. Da HEMMINGSEN im Abdomen des Weibchens keine Eier mehr feststellen konnte, folgerte er, obwohl keine Eier im Substrat gefunden wurden, daß die Eiablage erfolgt war.

ABBASSIAN (1984) und CASPERS & DORN (1982) wiesen *T. pseudoirrorata* mit Emergenz- bzw. Photoektorfängen in Fichtenforsten nach.

Tipula scripta

T. scripta trat mit 9 Ind./m² in der Emergenz des Erlenwaldes (St. 17, W. IV) in Erscheinung. Einzelfänge erfolgten in den Emergenzfallen der aquatischen St. 1 und 3 (vgl. Kap. 6.1.1) sowie am semiaquatischen St. 8.

BELING (1873) fand Larven dieser Art zahlreich an Feld- und Wiesenhecken in der Erde. Derselbe Autor erbrachte auch Nachweise für ihr Vorkommen in der Streuschicht von Laub- und Nadelholzbeständen (s. auch BRAUNS 1954a u. b, THEOWALD 1957). BRAUNS bezeichnet die Art als charakteristisch für Buchenwälder. CRAMER (1968) fand die Larven unter Buchenlaub und Puppen in Buchenmulm. FREEMAN (1967) bringt einen Nachweis für einen Buchen-Eichen-Mischwald, während er die Art in nahegelegenen Heide-, Moor- und Erlenbruchböden nicht feststellen konnte. Abweichend von HÖCHSTETTER (1965), der Larven von *T. scripta* als bevorzugtes Habitat nur wenig feuchten Waldboden zuschreibt, betonen andere Autoren, wie BRINDLE (1958d) und CHISWELL (1956), deren Vorkommen in feuchten Böden. Einige Autoren nennen Mooskissen auf Baumstümpfen oder feuchtem Boden als Larvalhabitate der Art (KRIVOSHEINA & MAMAEV 1967, NOLL 1978, SAVCHENKO 1954).

CASPERS (1978) ermittelte mit der Emergenzhausmethode für *T. scripta* eine hohe Präsenz im bodenfeuchten Querco-Carpinetum an einem Mittelgebirgsbach. ABBASSIAN (1984) belegte mit derselben Methode das Vorkommen der Art an einem kleinen Bach, an einem Teichufer, in einem *Carex acutiformis*-Ried und in einem reinen Schwarzerlenbestand.

Photoelektorfänge von CASPERS & DORN (1982) ergaben im Buchenwald mehr Individuen von *T. scripta* als im Fichtenforst. Mit derselben Methode ermittelte KRETSCHMER (1990) die Art sowohl in einem Kiefernwald als auch in einem Buchenwald. HÖVEMEYER (1985) wies *T. scripta* mit Photoelektoren im Kalkbuchenwald nach.

Tipula signata

Eine Puppe von *T. signata* wurde am semiaquatischen St. 9 oberhalb des Wasserstandes gefunden. 2 Ind./m² schlüpfen im Erlenwaldbereich von St. 16 (W. IV). Die Art trat hier vergesellschaftet mit *T. staegeri* auf. 1990 schlüpfen mehrere Individuen aus vermodernendem Erlenholz (St. 22), welches ein Jahr zuvor im Erlenbruch auslag (vgl. *T. irrorata* u. a.).

Die meisten Autoren fanden Larven von *T. signata* in feuchtem Moos auf Steinen oder Bäumen; häufig am Ufer eines Gewässers (BELING 1878, BRINDLE 1958a, HÖCHSTETTER 1965, SAVCHENKO 1954). Möglicherweise hat BELING die zu seiner Zeit noch nicht unterscheidbaren Larven der nahverwandten Art *T. staegeri* bearbeitet (THEOWALD & MANNHEIMS 1956). THEOWALD (1957) entdeckte Larven der Art auch in ziemlich trockenem Moos auf Steinen und kommt zu der Auffassung, daß *T. signata* ein trockeneres Milieu als die nahverwandte *T. staegeri* bevorzugt. BRAUNS (1954b) nennt neben dem Vorkommen in Moosen auch allgemein feuchte Areale in der Nähe von Bächen und Quellen als Larvenhabitate. CRAMER (1968) sammelte Larven u. a. aus Erlenmulm in einem Bruchwald.

WAGNER (1980) erwähnt das Vorkommen von *T. signata* in der Emergenz eines Mittelgebirgsbaches. ABBASSIAN (1984) ermittelte die Art ebenfalls mit der Emergenzmethode im Carici remotae-Fraxinetum (reiner Erlenbestand).

Tipula staegeri

T. staegeri trat mit 3 Ind./m² in der Emergenz an St. 16 (Erlenwald, W. IV) in Erscheinung. Außerdem schlüpfte die Art 1990 sehr häufig aus vermodernendem Erlenholz. In beiden Fällen war sie mit *T. signata* vergesellschaftet (s. *T. signata*). Einzelnachweise der Art gelangen in der Emergenz der aquatischen St. 1 und 3 (vgl. Kap. 6.1.1). Larven von *T. staegeri* wurden in relativ trockenem Mulm (St. 26) an einer erhöhten Stelle im Erlenbruch gesammelt.

Die meisten Autoren fanden Larven von *T. staegeri* unter Moos auf Steinen oder Holz an feuchten Stellen, zumeist im direkten Einflußbereich von Gewässern (BRINDLE 1958a,

COULSON 1959, CUTHBERTSON 1926b, FREEMAN 1967). Nach THEOWALD (1957) bevorzugen die Larven der Art ein feuchteres Milieu als *T. signata*. DITTMAR (1955) entdeckte sie auch in abgestorbenem, im Wasser liegenden Holz.

Tipula submarmorata

Diese Art wurde im Erlenwaldboden (W. IV) als Larve sowie durch Emergenzfang nachgewiesen (St. 16, 17). Mehrere Individuen konnten am aquatischen St. 4 in der Emergenz festgestellt werden. Ein Einzelnachweis erfolgte am aquatischen St. 1 (vgl. Kap. 6.1.1).

Die meisten in der Literatur für *T. submarmorata* angegebenen Larvalhabitate beziehen sich auf Funde unter Mooskissen im Wald (BELING 1886, BRINDLE 1958a, CRAMER 1968, THEOWALD 1957). RÖSELER (1963) fand die Larven der Art unter Moos an einer Felswand. Nach BELING (1878) und CHISWELL (1956) leben sie aber auch unter der Laubdecke des Bodens (z. B. vergesellschaftet mit *T. scripta*). CHISWELL ist der Meinung, daß die Larven eher in feuchten als nassen Böden auftreten. FREEMAN (1967) ermittelte *T. submarmorata* beim Vergleich von Heide-, Moor-, Erlenbruch- und Waldböden nur in letzteren. HÖVEMEYER (1985) stellte *T. submarmorata* mit Photoektoren im Kalkbuchenwald fest. ABBASSIAN (1984) ermittelte die Art mit der Emergenzmethode an einem kleinen Bach, im *Carex acutiformis*-Ried und im Carici-remotae Fraxinetum.

Tipulaunca

Diese Art konnte durch Larvenfunde und Emergenzfänge im terrestrischen Bereich der W. II bis hin zur W. V (Knickfuchsschwanz-Rasen) in ihrem Vorkommen bestätigt werden. Im Erlenwald wurden 17 Individuen/m² (St. 15) und 13 Individuen/m² (St. 16) festgestellt. Bei W. I im Erlenbruch sowie im Schilf-Röhricht der W. II (St. 12) wurde die Art nicht nachgewiesen. Emergenzfänge deuten zusätzlich auf ein Vorkommen im semiaquatischen Bereich der St. 6 und 9 hin. Im Erlenbruch wurden Larven von *T.unca* in Mooskissen (*Eurhynchium swarzii*, *Brachythecium rutabulum*, St. 15) vergesellschaftet mit *T. vittata* und *Diogma glabrata* (Cylindrotomidae) entdeckt.

Nach CHISWELL (1956) leben die Larven von *T.unca* in feuchten bis wassergesättigten Böden oder unter Moospolstern an feuchten Plätzen; gewöhnlich in Wäldern oder am Ufer von Teichen und Fließgewässern. Mehrere Nachweise für die Larven von *T.unca* fügen sich in diese Aussagen ein (BELING 1886, CRAMER 1968, SAVCHENKO 1961, THEOWALD 1967). FREEMAN (1967) ermittelte in nah beieinander liegenden Flächen Larven von *T.unca* im Buchen-Eichen-Mischwald und im Erlenbruch, nicht aber auf Heide- und Moorflächen. BRINDLE (1957, 1958a) weist auch trockenen Boden und Weideland als Larvalhabitate aus.

Emergenznachweise erfolgten durch CASPERS (1978) sowie JOOST & ZIMMERMANN (1983) jeweils an einem Mittelgebirgsbach.

Tipula variicornis

Von *T. variicornis* wurden 5 Ind./m² im Erlenwald an St. 16 in der Emergenz festgestellt. Ein Einzelnachweis gelang am aquatischen St. 3 (vgl. Kap. 6.1.1).

Die bisher bekannten Larvalhabitate der Art stimmen mit Angaben von MANNHEIMS & THEOWALD (1951–1980) überein, die Imagines ausschließlich in nächster Nähe sehr sumpfiger Waldstellen wähen. Die Larven wurden allgemein im feuchten modernen Laub, direkt im Waldboden oder in einem Fall unter dem Lebermoos *Pellia sp.* (BELING 1886) gefunden. Einige Autoren unterstreichen die Nähe der festgestellten Larvalhabitate zu Gewässern (BRAUNS 1954b, BRINDLE 1960, CHISWELL 1956, DITTMAR 1955, FREEMAN 1967, HÖCHSTETTER 1965, THEOWALD 1957).

Emergenzfänge meldeten bisher CASPERS (1978) auf bodenfeuchtem *Quercus-Carpinetum* an einem Mittelgebirgsbach sowie ABBASSIAN (1984) in einem reinen Fichtenforst mit wechselfeuchtem Untergrund.

Tipula varipennis

Das Vorkommen von *T. varipennis* konnte mit Larvenfunden im Erlenwald (St. 16, W. IV.; hier auch ein Emergenzfang) und auf Kulturland (Knickfuchsschwanz-Rasen, St. 18, W. II) belegt werden. 1 Männchen befand sich in der Emergenz am aquatischen St. 1 (vgl. Kap. 6.1.1).

BELING (1873, 1886) fand Larven und Puppen dieser Art in feuchter Erde, z. T. in Bachnähe. Auch BRINDLE (1958a), COE (1941) und KRIVOSHEINA & MAMAEV (1967) nennen feuchten Waldboden bzw. die Streuschicht unter Laubbäumen als larvalen Lebensraum. FREEMAN (1967) wies die Art in einem Buchen-Eichen-Mischwald nach. CRAMER (1968) ermittelte Larven von *T. varipennis* sowohl im Wiesenboden (Bodenfallen) als auch unter Moos auf einem morschen Baumstamm. CUTHBERTSON (1926b) behauptet indes, daß die Larven der Art sich i. d. R. in Gewässernähe von Moosen ernähren, die auf Felsen und Staudämmen wachsen (s. auch SAVCHENKO 1954: „Larven unter Moos am Fuß von Baumstämmen“). Nach COULSON (1959) sind sie nur in Überschwemmungsbereichen („alluvial areas“) verbreitet. WESTHOFF (1879) fand Puppen nebst den ausgeschlüpften Imagines zwischen dem Geröll eines Flusses (!?). Die Angabe von GERBIG (1913) hinsichtlich des Vorkommens der Larven in kleinen, schnell fließenden Gebirgsbächen bezieht sich möglicherweise aufgrund einer Verwechslung auf *T. melanoceros* (THEOWALD 1967).

ABBASSIAN (1984) wies mit der Emergenzmethode *T. varipennis* in einem *Carex acutiformis*-Ried nach.

Tipula vittata (Abb. 16)

Larven von *T. vittata* wurden regelmäßig im Ufer der semiaquatischen St. 6, 8 und 9 gefunden. Im terrestrischen Bereich konnte das Vorkommen der Art im Wasserschwaden-Ried (St. 13, W. III) mit Larvenfunden und in der Kohldistel-Wiese (St. 14, W. III) zusätzlich über die Emergenzmethode belegt werden. 1 Weibchen der Art befand sich in den Emergenzfängen am aquatischen St. 4. Puppenexuvien von *T. vittata* wurden zahlreich in Moospolstern (St. 25) steckend im Erlenbruch entdeckt.

Stellvertretend für die ähnlich lautenden Angaben anderer Autoren zum Larvalhabitat der Art sei BELING (1886) zitiert. Nach seiner Aussage leben die Larven „unter Laub, Geste und in feuchter Erde an nassen Waldesstellen, gern in der Nähe von kleinen Bächen und Quellen“ (S. 188) (BRAUNS 1954b, BRINDLE 1960, CHISWELL 1956, CUTHBERTSON 1926b, DITTMAR 1955, NOLL 1978, SAVCHENKO 1961, THEOWALD 1957). FREEMAN (1967) fand Larven von *T. vittata* im Alnetum nur an Stellen, die im Sommer nicht überflutet werden. Nach HÖCHSTETTER (1965) werden sumpfige Wiesen am Waldrand zahlreich besiedelt.

REUSCH (unveröff.) ermittelte *T. vittata* in der Emergenz eines norddeutschen Tieflandbaches.

Ctenophorinae

Dictenidia bimaculata

Von *D. bimaculata* wurden Larven im Mulm eines Eschenstumpfes gefunden (St. 23). 2 Imagines konnten mit der Farbschalenmethode im Erlenbruch gefangen werden.



Abb. 16: *Tipula vittata* ♀. Körperlänge 28 mm.

Hinweise in der Literatur beziehen sich i. d. R. auf das Vorkommen der Larven oder Puppen in sich zersetzendem Holz verschiedener Laubbaumarten (BELING 1873: faule Birkenstümpfe und Gartenerde, BRAUNS 1954a: allgem. in Laubholz; BRINDLE 1960: „softer decayed wood“; CHISWELL 1956: „decaying wood“; FREEMAN 1967: „standing decayed holly wood“ [*Ilex* ?]; KALTENBACH 1874: morsches Holz der Weißbuche, Eiche, Weide; KRIVOSHEINA & MAMAEV 1967: Larven in abgestorbenem Holz in Astlöchern [Eiche], vermodernden Stümpfen, in Gängen anderer holzfressender Insekten, unter Rinde der Eiche, unter abgesägten Eichenstümpfen auf dem Boden; NOLL 1978: trockener Mulm einer Hainbuche; OSTEN SACKEN 1886: „wet detritus underneath the bark of decaying trees“; SAVCHENKO 1954: in abgestorbenem Holz in Astlöchern und -gabeln; THEOWALD 1957: totes Holz und Mulm von *Betula*, *Fagus*, *Quercus*, *Salix*).

4.4.3 Cylindrotomidae

Cylindrotominae

Cylindrotoma d. distinctissima (Abb. 17)

Larven von *C. d. distinctissima* wurden in den Bodenproben von St. 15 (W. IV) entdeckt. Die genaue Vegetationsanalyse dieses Erlenwald-Standortes findet sich in Anhangstab. 1. Am Rande des Erlenbruchs konnten die Larven an Blättern von *Ranunculus repens* beobachtet werden. Im Laborversuch waren die Blätter ihre bevorzugte Nahrung (vgl. Kap. 5.3.1). Eine weibliche Imago gehörte zur Emergenz am aquatischen St. 4 (vgl. Kap. 6.1.1).



Abb. 17: *Cylindrotoma d. distinctissima* ♀. Körperlänge 15 mm.

Nach PEUS (1952) verläuft die Entwicklung der Larven von *C. d. distinctissima* rein terrestrisch. *Stellaria* spp. sollen als Nährpflanzen bei weitem bevorzugt werden. Sie sind neben anderen verbreiteten Fraßpflanzen (KALTENBACH 1874, LENZ 1920b, PEUS 1952) gleichzeitig das Wohnsubstrat der Art. CAMERON (1918) fand die Larven der nordamerikanischen Unterart *C. d. americana* (vgl. BRODO 1967) an *Trautvetteria grandis* (Ranunculaceae). *C. d. distinctissima* lebt in den verschiedensten Waldtypen, sofern diese feucht sind (PEUS 1952).

In den Emergenzfängen der Quelle eines Mittelgebirgsbaches stellte MENDEL (1975b) 1 Weibchen der Art fest.

Diogma glabrata

Larven von *D. glabrata* befanden sich in Bodenproben von St. 15 (Moose: *Eurhynchium swartzii*, *Brachythecium rutabulum*) und 16 (W. IV, Erlenwald). An St. 16 wurde auch 1 Männchen dieser Art in der Emergenz nachgewiesen. In einem Falle wurde 1 Larve auf einem mit den Moosen *Brachythecium rutabulum*, *Mnium hornum* und *Lophocolea bidentata* (Hepaticae) bewachsenen abgestorbenen Erlenstumpf entdeckt.

Die Larven dieser Art kommen nach PEUS (1952) nur terrestrisch vor. PEUS fand sie wie auch andere Autoren (u. a. MÜGGENBURG 1901) ausschließlich in feuchten Moosrasen von *Rhytidium (Hypnum) squarrosom*.

MENDEL (1975b) ermittelte jeweils 1 Männchen in der Emergenz des Rohrwiesenbaches und Breitenbaches (beide Mittelgebirge).

Triogma trisulcata

Von *T. trisulcata* wurde 1 Weibchen in der Emergenz von St. 15 (W. IV, Erlenwald) bestimmt. 1 Männchen schlüpfte aus einem Mooskissen von *Mnium hornum* (St. 24).

Nach Angaben von PEUS (1952) lebt die Larve von *T. trisulcata* dauernd submers an Moosen. Da die Larven im Gegensatz zu denen der verwandten Gattung *Phalacrocer* auf Atmung atmosphärischer Luft angewiesen sind, kommen sie nur in Moospolstern vor, die zumindest den Wasserspiegel erreichen (HAAKE 1922). Nach WESENBERG-LUND (1943) leben die Puppen zusammen mit den Larven in wasserdurchtränkten und zeitweise überfluteten Moosen der Gattungen *Hypnum* und *Amblystegium*. Erst kurz vor dem Schlüpfen der Imago suchen die Puppen trockenere Bereiche der Moospolster auf.

5 Laboruntersuchungen

Insgesamt wurden 35 Limoniidae-, 23 Tipulidae- und 2 Cylindrotomidae-Arten gezüchtet (Anhangstab. 8–10). Ein Teil der aus den Laborzuchten erhaltenen Entwicklungsstadien ist bisher morphologisch nicht beschrieben (Anhangstab. 8–10). Die Bearbeitung dieses Materials ist in separaten Studien vorgesehen.

Im folgenden werden Zuchtergebnisse der Arten dargestellt, die mindestens ein Entwicklungsstadium vollständig durchschritten hatten. Im Vordergrund der Betrachtungen stehen dabei die Dauer der Entwicklung der jeweiligen Stadien sowie das Ausmaß einer eventuell vorhandenen Synchronisation (Abb. 18–26).

5.1 Limoniidae

5.1.1 Epiphragma ocellare (Titelbild)

Tab. 10: Zuchtdaten von *Epiphragma ocellare*.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (2,14)	L II (2,0)	L III (1,0)	L IV (1,0)	Pu (1,0)	Im [0/1]	Praeim. entwickl.
26.5.89	29.5.	15.6.	?	1.8.	5.9.	18.5.90	1.6.90	
F (a)	17		?	35	255	14		368

Erläuterung zu Tab. 10–20 u. 22–33:

1. Zeile:

Angaben in Klammern unter den praeimaginalen Entwicklungsstadien (Larvenstadium = **L I–L IV**, Puppenstadium = **Pu**) bezeichnen die Anzahl der Individuen, die das jeweilige Stadium abschließen konnten (vor Komma) sowie derjenigen, die in diesem Stadium starben (hinter Komma).

Die Anzahl der erhaltenen Imagines (**Im**) wird nach Männchen und Weibchen unterschieden [**Männchen/Weibchen**]. **Ei** = Zeitpunkt der Eiablage. **Praeim.entwickl.** = Dauer der Praeimaginalentwicklung.

Folgende Zeilen:

Angegeben sind die Zeitpunkte des Eintretens der jeweiligen Stadien (? = nicht beobachtet). Zusätzlich werden Entwicklungszeiten (fett) in Form von Durchschnitts- bzw. Mi-

nimal- und Maximalwerten (in Klammern) genannt. Bei nicht mehr als 3 beobachteten Individuen erfolgt keine Angabe von Durchschnittswerten.

Deutlich verschiedene Entwicklungszeiten von Individuen desselben Stadiums sind getrennt dargestellt.

< = ungefähre Angabe, Häutungszeitpunkt nicht exakt erfaßt

~ = ungefähre Entwicklungszeit eines Stadiums.

Linke Spalte:

F = Fang des Zuchttieres im Freiland

S = Schlupf des Zuchttieres in der Klimakammer

L = Larve im Freiland gesammelt und Entwicklung beobachtet

I, II, III = Generationen in der Klimakammer gezüchtet

(a) = „varierte Klimabedingungen“: Photoperiode und Temperatur im Jahresgang (vgl. Kap. 2.2.1)

(b) = „konstante Klimabedingungen“: L/D = 12:12 h, Temperatur = 20° C.

E. ocellare legte nie Eier in den angebotenen feuchten Zellstoff ab. Kleine Stückchen aus totem feuchten Erlenholz wurden dagegen als Substrat akzeptiert, und die Eiablage erfolgte in dieses (vgl. Kap. 4.4.1).

Die Larven I wurden anfangs mit fein gemahlten Holzpartikeln gefüttert. Am 20. 6. waren bis auf 2 alle gestorben. Eine Umstellung der Nahrung auf angefeuchtetes Erlenlaubpulver erwies sich als erfolgreich (vgl. Kap. 2.2.1). Die Larven benutzten das Erlenlaub zusätzlich als Wohnsubstrat. Nach einer Praeimagentwicklung von 368 Tagen schlüpfte am 1. 6. 1990 eine weibliche Imago.

Sonstige Beobachtungen:

Im Freiland wurden schwärmende Männchen von *E. ocellare* beobachtet. Weibchen gerieten vermutlich aufgrund ihrer geringeren Flugaktivität nur selten in die Kescherfänge. Im Zuchtgefäß setzte die Kopula bei der ersten gegenseitigen Berührung der Geschlechtspartner mit den Extremitäten außerordentlich schnell ein.

Die Larven I zeigten bei Berührung mit der Pinzette einen „Totstellreflex“.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

BELING (1873): Dauer Puppenstadium: 14 Tage (Zimmertemperatur).

5.1.2 *Erioconopa trivialis*

Tab. 11: Zuchtdate von *Erioconopa trivialis*. Nähere Erläuterungen s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I	L II	L III	L IV	Pu	Im	Praeim. entwickl.
31.5.89	5.6.-?	10.6.-?	22.6.- 26.6.	10.7.- 17.7.	26.7.- 5.9.	26.8.- 22.10.	2.9.- 4.11.	
F	5	13	21	25	48	11		123
(a)		(12-16)	(18-24)	(16-32)	(31-56)	(7-14)		(84-142)

Die Dauer der Praeimaginalentwicklung betrug bei *E. trivialis* im Durchschnitt 123 Tage. Extremwerte von 84 und 142 Tagen belegen die große Spannweite der Entwicklungszeiten (Tab. 11). Eine annähernd synchrone Entwicklung wiesen nur die Larven des 1. und 2. Stadiums auf. Zunehmende Differenzen zwischen den Entwicklungszeiten der Individuen eines Entwicklungsstadiums führten dazu, daß Ende August/Anfang September von der Larve III bis zu den Imagines die Stadien gleichzeitig auftraten (Abb. 18).

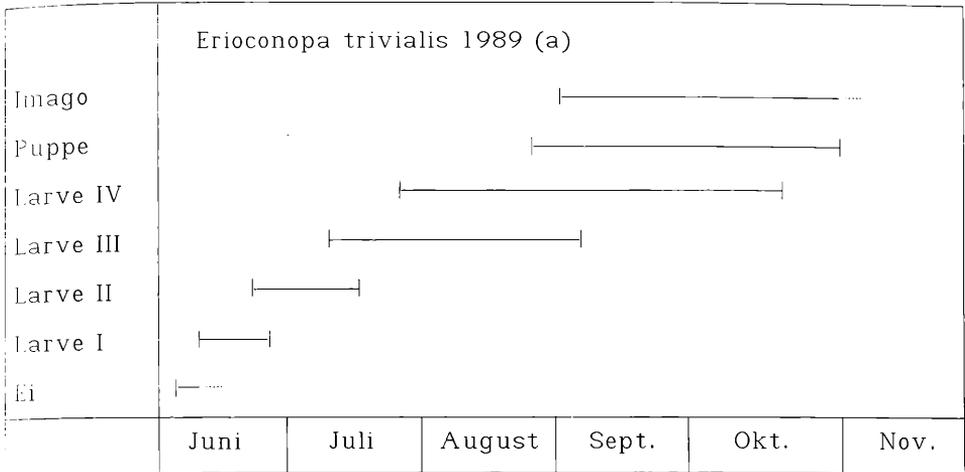


Abb. 18: Apparenzen der Entwicklungsstadien von *Erioconopa trivialis* in der Laborzucht. Erläuterungen für Abb. 18–26

- Apparenz der meisten Individuen eines Stadiums
 - - - Apparenz des geringeren Anteils der Individuen eines Stadiums
 - ... nicht beobachtet
 - + Tiere gestorben
 - (a) im Jahresgang „varierte Klimabedingungen“ (vgl. Kap. 2.2.1)
 - (b) „konstante Klimabedingungen“: L/D = 12:12 h, 20 °C
- I, II, III Generationen.

Sonstige Beobachtungen:

Starke Verluste hatte das Umsetzen von Larven I zur Folge. Die Larven flüchteten unter den Deckel der Petrischale, wo sie schnell vertrockneten. Ursache könnte eine zu starke Anfeuchtung des Substrates gewesen sein.

Die Puppen von *E. trivialis* waren sehr beweglich und flohen bei Störung mit der Pinzette aus dem Substrat an dessen Oberfläche.

5.1.3 *Helius flavus* (Abb. 10)

Die Entwicklung der Einzeltiere verlief lediglich im Ei- und im 1. Larvenstudium weitgehend synchron (Abb. 19). Im 3. Larvenstadium kristallisierten sich 2 Gruppen von Larven heraus, die jeweils deutlich unterschiedliche Entwicklungszeiten aufwiesen und aus

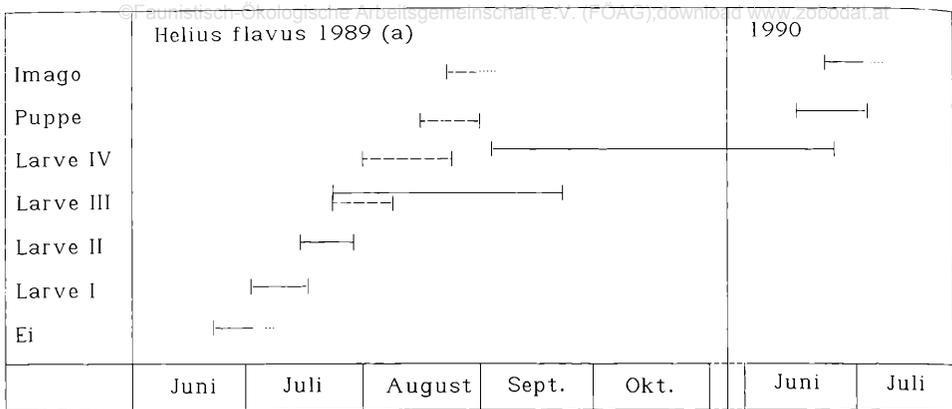


Abb. 19: Apparenzen der Entwicklungsstadien von *Helius flavus* in der Laborzucht. Nähere Erläuterungen s. Abb. 18.

diesem Grund in Tab. 12 getrennt aufgeführt werden: 5 Larven häuteten sich nach durchschnittlich 12 Tagen zur Larve IV, und 15 Larven erreichten das 4. Larvenstadium erst nach durchschnittlich 53 Tagen. Die zweitgenannte Gruppe verhielt sich während der gesamten Beobachtungszeit sehr ruhig. Im Gegensatz zu den Larven III von *H. longirostris* und *H. pallirostris* zeigten sie sich auch bei Störung mit der Pinzette wenig agil. Die erstgenannten Larven verpuppten sich im Mittel nach 15 Tagen, und nach 6–8 Tagen schlüpfen die Imagines.

Der größere Anteil der Larven ging allerdings als Larve IV in den Winter und verpuppte sich dann in der Zeit vom 14. 6.–24. 6. 1990. Nach einer durchschnittlichen Puppenruhe von 8 Tagen schlüpfen vom 22. 6.–2. 7. die Imagines.

Eine Fortführung der Zucht mit Tieren der 2. Generation 1989 mißlang. Es wurde keine Kopula beobachtet. Die abgelegten Eier entwickelten sich nicht.

Tab. 12: Zuchtdate von *Helius flavus*. Nähere Erläuterungen s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (30,0)	L II (30,0)	L III (20,0)	L IV (13,1)	Pu (11,1)	Im [6/5]	Praeim. entwickl.
19.6.89				24.7.- 28.7.	1.8.- 9.8.	16.8.- 24.8.	23.8. 31.8.	
F	22.6.	2.7.	14.7. 16.7.	12 (8-16)	15 (12-18)	7 (6-8)		67 (56-80)
(a)	10	13 (12-14)	10 (8-14)	24.7.- 28.7.	3.9.- 22.9.	14.6.- 24.6.90	22.6.- 2.7.90	
				53 (39-67)	272 (260-284)	8 (7-10)		368 (365-375)

Vor der Verpuppung krochen die Larven immer an den Rand der Petrischale; hier ruhten sie, umwallt von Zellstoff und Substrat, bevor die Verpuppung stattfand.

Eine Puppe wurde simulierten Überschwemmungsbedingungen ausgesetzt. Sie schwamm anfangs mit der unbenetzbaren Ventralseite nach oben gerichtet an der Wasseroberfläche. Nach dem Aufsprung der Puppenexuvie sank das Tier auf den Boden der Schale, ohne den Schlupf vollendet zu haben und starb.

5.1.4 *Helius longirostris*

Tab. 13: Zuchtdaten von *Helius longirostris*. Nähere Erläuterungen s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (28,2)	L II (21,3)	L III (16,1)	L IV (14,1)	Pu (12,1)	Im [6/6]	Praeim. entwickl.
2.6.89					17.7.- 8.8.	18.7.- 19.8.	23.7.- 25.8.	
F	6.6.	14.6.	26.6.- 1.7.	1.7.- 12.7.	16 (11-26)	6 (5-8)		68 (47-80)
I (a)	8	14 (12-18)	9 (5-13)	15 (6-30)	28.7.- 30.7.	11.5.- 24.5.90	20.5.- 6.6.90	
					~272	8 (7-10)		347 (348-352)
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (9,1)	L II (9,0)	L III (9,0)	L IV (8,1)	Pu (7,1)	Im [5/2]	Praeim. entwickl.
18.8.89	21.8.	28.8.	9.9.- 13.9.	20.9.- 22.9.	4.10.- 1.10.	<10.5.- 16.5.90	20.5.- 24.5.90	
S	7	14 (12-16)	10 (9-11)	17 (15-19)	~214	?		274 (272-276)
II (a)								
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (12,1)	L II (11,1)	L III (10,1)	L IV (3,7)	Pu (3,0)	Im [2/1]	Praeim. entwickl.
18.8.89	21.8.	28.8.	12.9.- 24.9.	23.9.- 4.10.	14.10.- 23.10.	19.4.- 10.5.90	26.4.- 9.5.90	
S	7	20 (15-27)	12 (7-15)	23 (17-30)	(162-187)	7		(241-254)
II (b)								

Die Entwicklung der 1. Generation von *H. longirostris* verlief nur im Ei- und Larve-I-Stadium annähernd synchron. Die Apparenzen der Stadien Larve III bis Imago überlappen sich deutlich, und während ungefähr 2 Wochen traten sie gemeinsam auf. Ein geringer

Anteil der Individuen überwinterte als Larve IV. Nach beginnender Verpuppung Anfang Mai 1990 schlüpfen die Imagines Mitte Mai bis Anfang Juni.

Am 18. 8. 1989 konnte die Zucht mit Imagines der 1. Generation fortgeführt werden. Ein Teil der Eier wurde in den Petrischalen etwa 5 mm unter Wasser gesetzt. Die Hälterung aller daraus resultierenden Entwicklungsstadien erfolgte dann aquatisch unter „konstanten Klimabedingungen“ bei 20 °C und einem Licht-Dunkel-Verhältnis von 12:12 h (= II b).

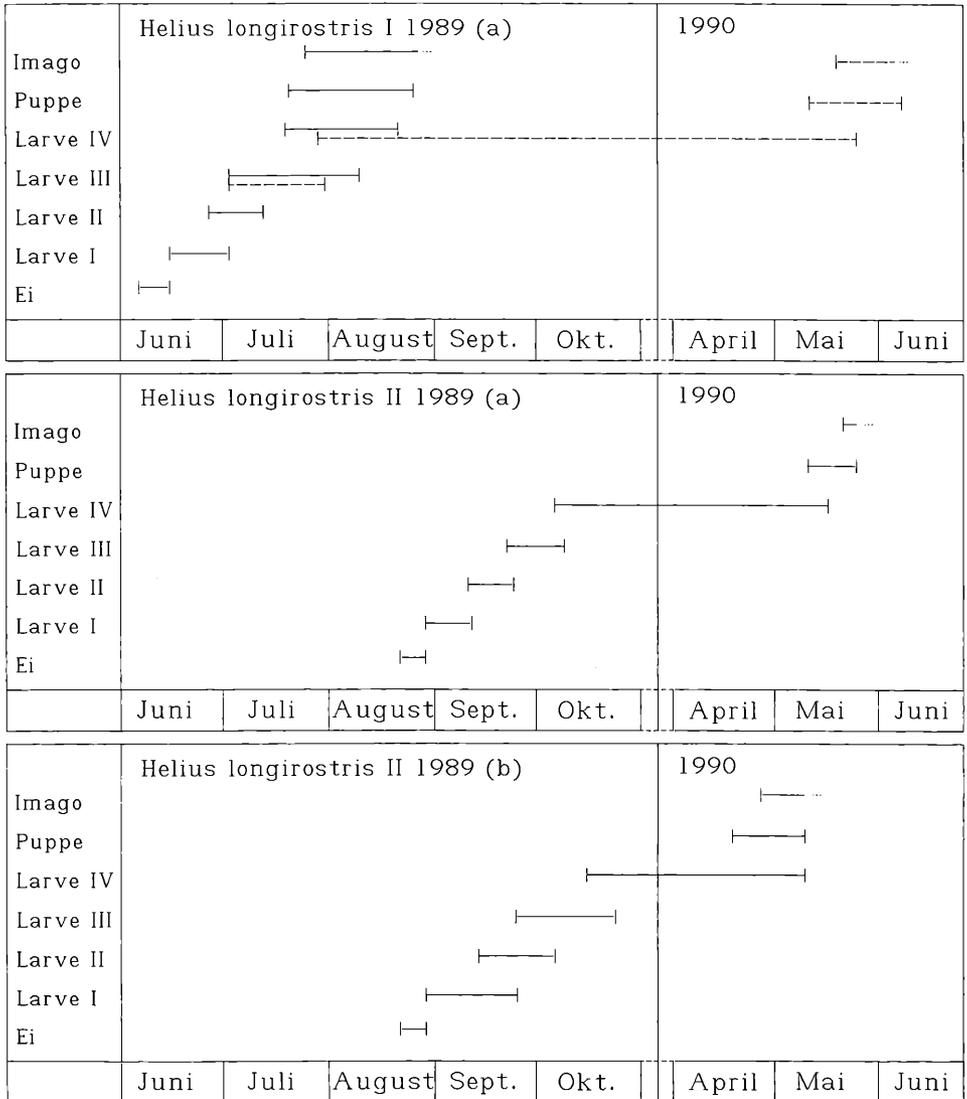


Abb. 20: Apparenzen der Entwicklungsstadien von *Helius longirostris* in der Laborzucht. Nähere Erläuterungen s. Abb. 18.

Die Entwicklungszeiten der unter im Jahrgang „variieren Bedingungen“ (= II a) gehaltenen Stadien der 2. Generation unterschieden sich nur im 4. Larvenstadium wesentlich von denen der 1. Generation. Das 4. Larvenstadium überwinterte hier in jedem Fall und währte etwa 214 Tage. Die überwinterten Larven IV der 1. Generation benötigten dagegen ca. 285 Tage bis zur Verpuppung. Die ersten Imagines schlüpfen in beiden Fällen etwa zur selben Zeit Mitte Mai 1990. Im Gegensatz zur Entwicklung der Larvenstadien der 1. Generation verlief diese bei der 2. Generation bis zum 4. Larvenstadium mit einer maximalen Überschneidung von 3 Tagen fast synchron (Abb. 20).

Die Entwicklung der unter „konstanten Klimabedingungen“ gehälterten Larven der 2. Generation war im 1. und 3. Larvenstadium deutlich verlängert mit durchschnittlich 20 bzw. 23 Tagen gegenüber den Larven der Gruppe II a mit 14 bzw. 17 Tagen (Tab. 13). Die Embryonalentwicklungszeit dauerte dagegen unverändert 7 Tage. Nur 3 Larven IV erreichten nach 162–187 Tagen das Puppenstadium. Mit 70 % der Larven IV war die Sterblichkeit sehr hoch im Vergleich zu den unter „variieren Klimabedingungen“ gehaltenen Tieren (11 %, vgl. Kap. 6.1.3). Die Verpuppung erfolgte jeweils am 19. 4., 30. 4. und 10. 5. 1989. Eine Synchronisation der Entwicklung lag – abgesehen vom Eistadium – zu keiner Zeit vor. Schon die Überlappung der Apparenzen des 1. und 2. Larvenstadiums betrug 12 Tage.

Sonstige Beobachtungen:

Bei der steten Beobachtung fiel auf, daß sich die aquatisch gehaltenen Larven abwechselnd unter Wasser befanden oder mit dem unbenetzbaren Stigmenfeld an der Oberfläche hingen. Nach Reizung mit der Pinzette flüchteten die Larven, häufig unter Mitnahme einer Luftblase am Hinterende, unter die Wasseroberfläche. Reizte man die Tiere weiter, so zeigten sie einen „Totstellreflex“. Während des 3. und 4. Larvenstadiums verließen sie vermehrt das Wasser und krochen dann unter dem Deckel der Petrischale umher (Kriechspuren). Der Ort der Verpuppung konnte nicht beobachtet werden. Allerdings fanden sich die älteren Larven IV häufig unter dem Deckel der Petrischale am Rand ruhend, was auf eine Verpuppung außerhalb des Wassers hinweist. Der Schlupf von 3 Imagines erfolgte aus der jeweils an der Wasseroberfläche hängenden Puppe und konnte in keinem Fall vollendet werden, da die Tiere noch in der Puppenhaut befindlich verpilzten und starben.

Von den terrestrisch gehaltenen Larven wurden 1 Larve IV und 3 Puppen am 11. 5. 1990 in erhöhten Schälchen etwa 2 cm mit Wasser überflutet (Abb. 2). Die Puppen trieben daraufhin mit der unbenetzbaren Unterseite voran an die Wasseroberfläche. Bei Berührung mit dem Rand der Petrischale versuchten sie, mit dem Hinterende voran, an der Schalenwand empor aus dem Wasser zu kriechen. In jedem Fall erfolgte der vollständige Schlupf der Imagines in der Zeit vom 20. bis 24. 5. 1990.

Vom 11. 5. bis 16. 5. 1990 erfolgte die Verpuppung der Larve IV unter Wasser. Die Puppe wurde immer nur auf dem Boden der Petrischale beobachtet und nie hängend an der Wasseroberfläche. Es erfolgte kein Schlupf, und die Puppe verpilzte.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

Die Zuchten erfolgten i. d. R. bei Zimmertemperaturen. Ausnahmen werden erwähnt. Entwicklungszeiten sind, wenn nicht anders vermerkt, in Tagen angegeben. Extremwerte stehen in Klammern, Durchschnittswerte davor. Alle übrigen Angaben sind Einzelwerte. Gelege = Zeitraum der Eiablage

Ei = Dauer der Embryonalentwicklung

L I – L IV = Dauer der Larvenstadien I–IV

Pu = Dauer des Puppenstadiums.

Tab. 14: Zuchtdate von *Helius pallirostris*. Nähere Erläuterungen s. Tab. 10. www.zobodat.at

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (26,3)	L II (22,0)	L III (18,0)	L IV (13,0)	Pu (12,0)	Im [8/4]	Praeim. entwickl.
26.6.89 F (a)	28.6. 7	5.7. 10 (9-11)	14.7.- 16.7. 6 (5-7)	20.7.- 23.7. 7 (6-9)	27.7.- 1.8. 14 (12-19)	8.8.- 17.8. 5 (4-6)	12.8.- 22.8.	49 (45-53)
ein Tier separat aquatisch gehältert	28.6. 7	5.7. 9	14.7.- 16.7. 7	20.7.- 23.7. 10	27.7.- 1.8. 22	8.8.- 17.8. 5	28.8.	60
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (28,2)	L II (21,2)	L III (18,0)	L IV (12,1)	Pu (10,0)	Im [8/2]	Praeim. entwickl.
3.7.89 F (a)	4.7.- 8.7. 5	9.7. 12 (10-15)	19.7.- 24.7. 6 (4-6)	24.7.- 31.7. 6 (5-7)	30.7.- 6.8. 13 (12-16)	12.8.- 22.8. 6 (4-7)	17.8.- 26.8.	48 (44-53)
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (12,0)	L II (12,0)	L III (12,0)	L IV (9,3)	Pu (7,2)	Im [3/4]	Praeim. entwickl.
31.7.89 F (a)	2.8.- 4.8. 7	9.8. 8 (7-8)	16.8.- 18.8. 7 (6-9)	24.8.- 26.8. 19 (16-22)	13.9.- 17.9. 217 (215-223)	16.5.- 24.5.90 8 (7-8)	24.5.- 1.6.90	269 (265-273)
				22.8.- 24.8. 6 (2-12)	26.8.- 3.9. 15 (11-18)	11.9.- 15.9. 9 (8-9)	20.9.- 22.9.	(49-51)
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (9,1)	L II (9,0)	L III (4,5)	L IV (0,4)	Pu (,)	Im [/]	Praeim. entwickl.
31.7.89 F (b)	2.8.- 4.8. 7	9.8. 10 (8-14)	17.8.- 23.8. 7 (4-8)	25.8.- 28.8. 17 (15-22)	10.9. 17.9.			

BANGERTER (1929): Pu: (4,5-5); CRAMER (1968): Gelege: 30. 6.-3. 7., Ei: (5-8), L I: 17 (13-19), L II: 12 (11-15), L III: 13 (11-23), L IV: 25 (16-33), Pu: 4 (3-8), Postembryonalentwicklung: 72 (51-89); REUSCH (1988a): Gelege: Anfang Juli, Ei: (2-3), L I: (14-16), L II: (2-4), L III: (7-8), L IV: (30-?).

5.1.5 *Helius pallirostris*

Von *Helius pallirostris* konnten 2 Zuchten, beginnend am 28. 6. bzw. 4. 7. 1989, parallel beobachtet werden. Für die durchschnittliche Gesamtdauer der Praeimaginalentwicklung wurden für das 1. Gelege 49 Tage und für das 2. 48 Tage festgestellt. Die Entwicklungsdauer der einzelnen Stadien unterschied sich in den beiden Zuchten nur unwesentlich (Tab. 14). Aus diesem Grund wurden nur die Apparenzen der Entwicklungsstadien des Geleges vom 4. 7. dargestellt (Abb. 21: oben).

Mit Beginn des 2. Larvenstadiums waren Überschneidungen der Apparenzen der einzelnen Stadien von bis zu einer Woche festzustellen. Ende Juli waren in der 2. Zucht die Lar-

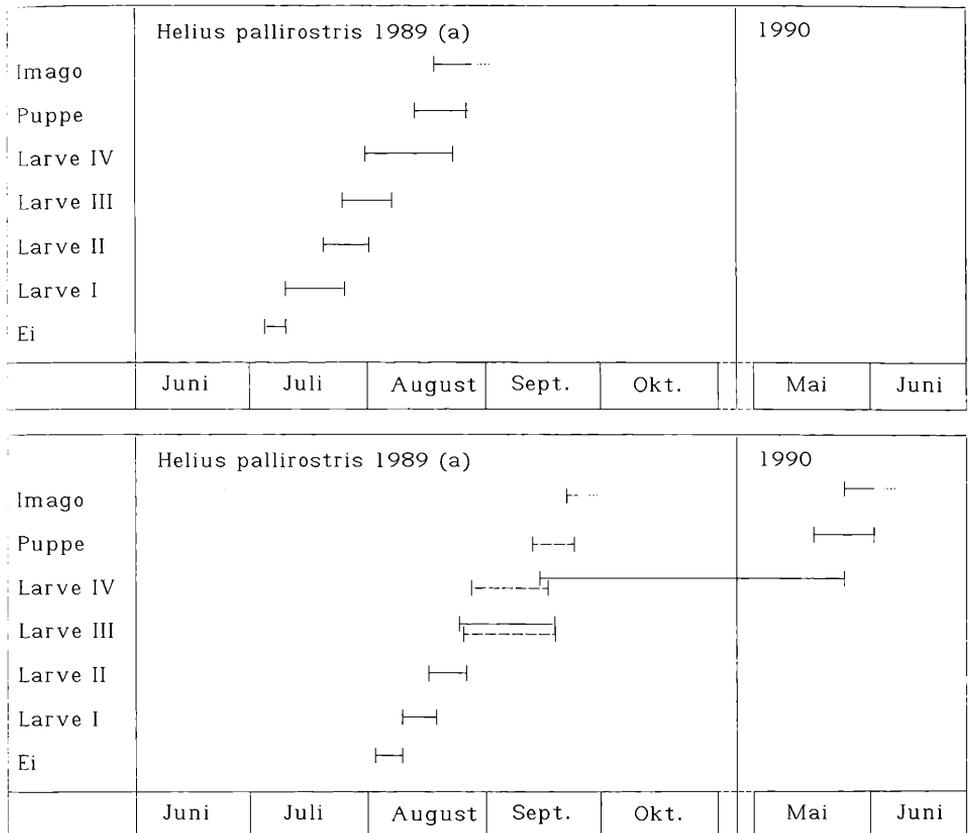


Abb. 21: Apparenzen der Entwicklungsstadien von *Helius pallirostris* in der Laborzucht. Nähere Erläuterungen s. Abb. 18.

ven II–IV gleichzeitig vorhanden. Imagines schlüpften in beiden Zuchten ab Mitte August. Eine bei denselben Klimaverhältnissen separat unter aquatischen Bedingungen gehaltene Larve zeigte eine deutlich längere Entwicklung im 3. und 4. Larvenstadium gegenüber den terrestrisch gezogenen (Tab. 14). Die Larve verpuppte sich am Rand unter dem Deckel der Schale.

Am 31. 7. konnte eine 3. Zucht von *H. pallirostris* angelegt werden. Ein Teil der Larven wurde aquatisch unter „konstanten Klimabedingungen“ bei 20 °C und einem Licht-Dunkel-Phase-Verhältnis von 12:12 h gehältert (II b). Zusätzlich wurde den Tieren Substrat aus ihrem natürlichen Lebensraum sowie Schilfstengel, die aus dem Wasser ragten, geboten.

Bei den Larven, die unter im Jahresgang „variieren Klimabedingungen“ gehalten wurden (II a), stellten sich mit Beginn des 3. Larvenstadiums 2 verschiedene Entwicklungsmodi ein (Abb. 21: unten). Der größere Anteil der Larven verweilte etwa 3 Wochen im 3. Stadium, um dann Mitte September das 4. Larvenstadium zu erreichen, welches auch überwinterte. Die Imagines schlüpften schließlich Ende Mai 1990.

Der geringere Anteil der Larven durchlief das 3. Stadium in etwa 2 Wochen. Der Schlupf der Imagines erfolgte hier noch im selben Jahr Ende September. Die Entwicklung der Stadien verlief in der 3. Zucht bei alleiniger Berücksichtigung der überwinterten Individuen annähernd synchron. Die nichtüberwinternden Larven III wiesen dagegen unterschiedliche Entwicklungszeiten von 2 bis 12 Tagen auf.

Die unter „konstanten Bedingungen“ gehälterten Tiere zeigten den langsameren Entwicklungsmodus des größten Teils der Larvengruppe II a. Allerdings kamen die Larven IV im folgenden Jahr nicht mehr zur Verpuppung (Tab. 14).

Sonstige Beobachtungen:

Anfang März 1990 konnte beobachtet werden, daß die aquatisch gehälterten Larven an den Gefäßwänden emporkrochen und außerhalb des Wassers ruhten. Wenige Tage später wurden nur noch tote Larven gefunden.

In einem Sammelgefäß gehälterte Larven von *H. pallirostris* wurden unter „variieren Klimabedingungen“ ebenfalls aquatisch gehalten. Es konnte festgestellt werden, daß diese Tiere erst Anfang Mai das Wasser verließen. Die Verpuppung erfolgte in 2 Fällen in einem nicht mehr frischen und seitlich aufgefaseren Schilfstengel. Die Tiere schlüpften Ende Mai.

Einzelversuche zeigten, daß Puppen von *H. pallirostris* – ebenso wie bei *H. longirostris* – mit der unbenetzbaren Ventralseite nach oben an der Wasseroberfläche hängen können. Ein vollendeter Schlupf der Imagines aus diesen Puppen erfolgte in 2 Fällen.

Interessante Abweichungen im Verhalten zeigten die aquatisch gehälterten Eilarven von *H. pallirostris* von denen der Art *H. longirostris*. Im Unterschied zur letztgenannten Art wurde bei ihnen eine schlängelnde Fortbewegung beobachtet, wie sie auch für Chironomidae-Larven des gleichen Lebensraums typisch ist.

5.1.6 *Dicranomyia modesta*

Von *D. modesta* konnten 2 Generationen gezüchtet werden.

Die 2. Generation zeichnete sich im Vergleich zur 1. durch eine im Mittel 12 Tage länger dauernde Praeimagonalentwicklung aus. Vor allem das Larvenstadium IV und das Puppenstadium hatten hier eine verlängerte Entwicklung (Tab. 15).

Mit Beginn des 3. Larvenstadiums kam es in beiden Generationen zu mehrtägigen Überlappungen der Apparenzen. Anfang September waren in der 2. Generation gleichzeitig die Larvenstadien II–IV vorhanden (Abb. 22).

Tab. 15: Zuchtdaten von *Dicranomyia modesta*. Nähere Erläuterungen s. Tab. 10. zobodat.at

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (25,5)	L II (25,0)	L III (24,0)	L IV (19,1)	Pu (14,3)	Im [6/8]	Praeim. entwickl.
19.6.89 F I (a)	21.6. 8	29.6. 10 (8-10)	7.7.- 9.7. 4 (3-7)	12.7.- 16.7. 5 (2-7)	16.7.- 21.7. 10 (6-12)	24.7.- 30.7. 5 (4-6)	29.7.- 4.8.	42 (38-44)
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (8,4)	L II (8,0)	L III (7,1)	L IV (6,1)	Pu (4,2)	Im [4/0]	Praeim. entwickl.
3.8.89 S II (a)	8.8. 9	17.8. 11 (9-12)	26.8.- 29.8. 5 (2-9)	31.8.- 7.9. 6 (6-7)	6.9.- 9.9. 15 (13-17)	20.9.- 24.9. 8 (7-8)	28.9.- 1.10.	54 (51-54)

Sonstige Beobachtungen:

Die jeweiligen Elterntiere der gezüchteten Generationen zeigten, in größeren Gläsern gehältert, ein ständiges Auf- und Abfliegen, wie es auch in Schwärmen zu beobachten ist. Wenn die Geschlechtspartner sich mit den Extremitäten berührten, setzte die Kopula sehr schnell ein. Die Tiere kopulierten mehrfach. In den Zwischenzeiten erfolgte die Eiablage, indem das Weibchen mit seinem Hinterende regelrecht „hämmernde“ Bewegungen auf den feuchten Zellstoff ausführte.

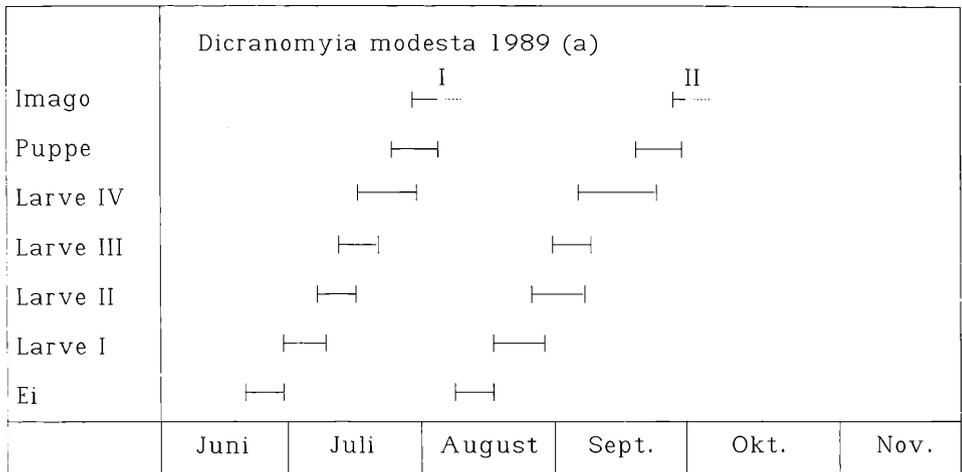


Abb. 22: Apparenzen der Entwicklungsstadien von *Dicranomyia modesta* in der Laborzucht. Nähere Erläuterungen s. Abb. 18.

Nähere Erläuterungen s. Kap. 5.1.4.

CRAMER (1968): Gelege: 9. 9.-14. 9., Ei: (12-17), L I: 10 (9-12), L II: 5 (5-7), L III: 10 (8-10), L IV: 16 (14-19), Pu: (5-6), Postembryonalentwicklung: 48 (44-49); LINDNER (1959): Gelege: 15. 8.-22. 8., Ei: (9-11), L I: 11 (8-17), L II: 5 (3-7), L III: 8 (6-14), L IV: 14 (11-17), Pu: 6 (5-7), Postembryonalentwicklung: 44 (37-51); Gelege: 24. 9., Ei: (37- >90), L I: 8, L II: (4-5), L III: 11, L IV: 13.

5.1.7 Neolimonia dumetorum

Tab. 16: Zuchtdaten von *Neolimonia dumetorum*. Nähere Erläuterungen s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (8,16)	L II (8,0)	L III (4,2)	L IV (0,3)	Pu (,)	Im [/]	Präim. entwickl.
26.05.89				5.7.- 19.7.	26.7.- 10.8.			
F	27.5.	14.6.- 19.6.	26.6.- 1.7.	(14-22)		--	--	--
(a)	20 (18-23)	14 (7-17)	14 (8-18)	18.7.	4.11.	--	--	--
				109				

Lediglich 4 Larven erreichten das 4. Stadium. Die Tiere des 3. Larvenstadiums ließen deutlich unterschiedliche Entwicklungszeiten erkennen (Abb. 23). 3 Individuen häuteten sich nach 14-22 Tagen zum 4. Larvenstadium, 1 Larve erst nach 109 Tagen. Die letztere überwinterte, wurde aber im April 1990 nicht mehr im Zuchtgefäß entdeckt.

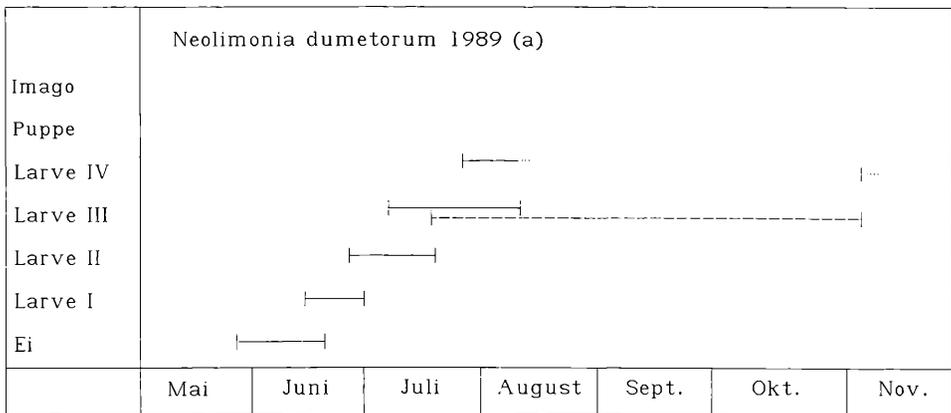


Abb. 23: Apparenzen der Entwicklungsstadien von *Neolimonia dumetorum* in der Laborzucht. Nähere Erläuterungen s. Abb. 18.

Die Tendenz zur asynchronen Entwicklung der Larven konnte auch schon während des 1. und 2. Larvenstadiums beobachtet werden. Es traten Unterschiede in den Entwicklungszeiten von bis zu 10 Tagen auf (Tab. 16).

Sonstige Beobachtungen:

Wie schon bei *D. modesta* beobachtet wurde, zeigten mehrere Tiere, in einem größeren Glas gehalten, ein ausgesprochenes Schwarmverhalten.

Die Larven von *N. dumetorum* wiesen besonders im 1. Stadium eine hohe Sterblichkeit auf. Es stellte sich heraus, daß die Tiere sehr empfindlich auf eine zu starke Anfeuchtung des Wohnsubstrates reagieren. Sie flüchteten dann häufig unter den Deckel des Zuchtgefäßes (vgl. *E. trivialis*). Gewöhnlich befanden sich die Larven in selbstgefertigten Sekretschläuchen auf der Oberfläche des angefeuchteten Substrates.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

LINDNER (1959): Zeitpunkt der Eiablage: 20. 7., Dauer der Embryonalentwicklung: 15–17 Tage (Zimmertemperatur); Zeitpunkt der Eiablage: 27. 7., Dauer der Embryonalentwicklung: 10–20 Tage (Zimmertemperatur).

5.1.8 *Limonia macrostigma*

Tab. 17: Zuchtdate von *Limonia macrostigma*. Nähere Erläuterungen s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (24,6)	L II (22,1)	L III (20,0)	L IV (14,2)	Pu (11,2)	Im [6/5]	Praeim. entwickl.
1.6.87 F (b)	2.6.-? 9	11.6. 14 (13-17)	24.6.- 28.6. 7 (4-9)	30.6.- 6.7. 12 (8-16)	10.7.- 19.7. 39 (33-49)	16.8.- 23.8. 6 (5-9)	22.8.- 5.9.	87 (72-95)
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (29,1)	L II (26,0)	L III (24,0)	L IV (18,2)	Pu (16,1)	Im [8/8]	Praeim. entwickl.
26.6.87 F (b)	27.6.- 28.6. 11	8.7.-? 15 (12-20)	20.7.- 28.7. 6 (4-8)	26.7.- 3.8. 10 (4-15)	1.8.- 13.8. 31 (22-41)	29.8.- 15.9. 7 (5-10)	4.9.- 24.9.	80 (69-99)
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (29,0)	L II (23,0)	L III (19,0)	L IV (16,0)	Pu (16,0)	Im [9/7]	Praeim. entwickl.
18.5.89 F I (a)	18.5. 12	30.5. 13 (11-15)	10.6.- 14.6. 5 (3-8)	15.6.- 20.6. 7 (4-11)	22.6.- 28.6. 19 (12-26)	10.7.- 20.7. 7 (5-10)	13.7.- 25.7.	62 (56-68)

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (12,0)	L II (12,0)	L III (12,0)	L IV (8,0)	Pu (7,1)	Im [6/1]	Praeim. entwickl.
20.7.89 S II (a)	22.7.- 9	31.7. 9 (6-12)	6.8.- 12.8. 4 (2-6)	10.8.- 17.8. 6 (4-9)	15.8.- 22.8. 20 (15-28)	31.8.- 17.9. 8 (7-10)	7.9.- 27.9.	56 (47-67)
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (12,0)	L II (12,0)	L III (12,0)	L IV (12,0)	Pu (11,1)	Im [8/8]	Praeim. entwickl.
24.7.89 S II (a)	27.7.- 28.7. 10	6.8. 9 (8-11)	14.8.- 17.8. 6 (4-11)	19.8.- 28.8. 7 (5-20)	24.8.- 17.9. 21 (16-33)	10.9.- 20.9. 9 (7-16)	17.9.- 20.10.	62 (52-85)
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (12,0)	L II (12,0)	L III (12,0)	L IV (7,1)	Pu (7,0)	Im [5/2]	Praeim. entwickl.
14.9.89 S III (a)	15.9.- 19.9. 13	28.9. 13 (11-16)	9.10.- 14.10. 13 (9-18)	20.10.- 30.10. 30 (20-39)	9.11.- 8.12. 175 (160-185)	<30.4.- 10.5.90 11	11.5.- 16.5.	241 (238-243)

Die Praeimagentwicklung währte 1987 bei der einzigen gezüchteten Generation mit durchschnittlich 80–87 Tagen deutlich länger als in der 1. und 2. Generation 1989 mit 56–62 Tagen. Besonders das 3. und 4. Larvenstadium hatten vergleichsweise längere Entwicklungszeiten.

In allen gezüchteten Generationen traten von Beginn an erhebliche Stadienüberschneidungen auf. Häufig waren bis zu 3 Entwicklungsstadien gleichzeitig in den Zuchten präsent (Abb. 24). Diese asynchrone Entwicklung der Gelege führte auch zu klar differierenden Praeimagentwicklungszeiten. Die größte Spannweite wiesen Individuen der 3. Generation mit 52–85 Tagen Entwicklungszeit auf.

Im Vergleich zu den entsprechenden Stadien der 1. und 2. Generation zeigte die Mitte September beginnende 3. Generation im 3. und 4. Larvenstadium deutlich längere Entwicklungszeiten (Tab. 17). In jedem Fall überwinterten die Individuen der 3. Generation im 4. Larvenstadium. Die Imagines der 3. Generation schlüpfen Anfang Mai 1990, so daß der Zeitraum eines Jahres von 3 Generationen abgedeckt wurde.

Variable Entwicklungszeiten hatten im Vergleich aller Zuchten (nicht alle in Tab. 17 aufgeführt) auch die Eier mit wenigstens 7 Tagen in einem Gelege Ende Juli 1989 und höchstens 14 Tagen in einem Gelege Ende September 1989. Für die Dauer der Puppenruhe wurden Extremwerte von 3 (Mitte Juli 1989) und 16 Tagen (Oktober 1989) festgestellt.

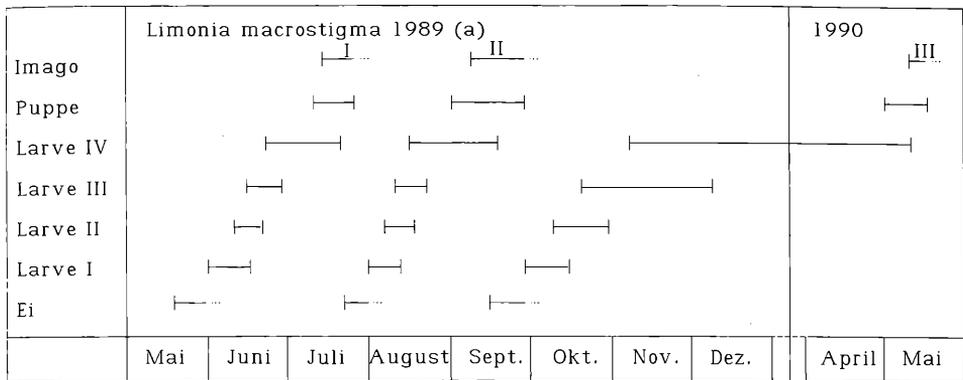
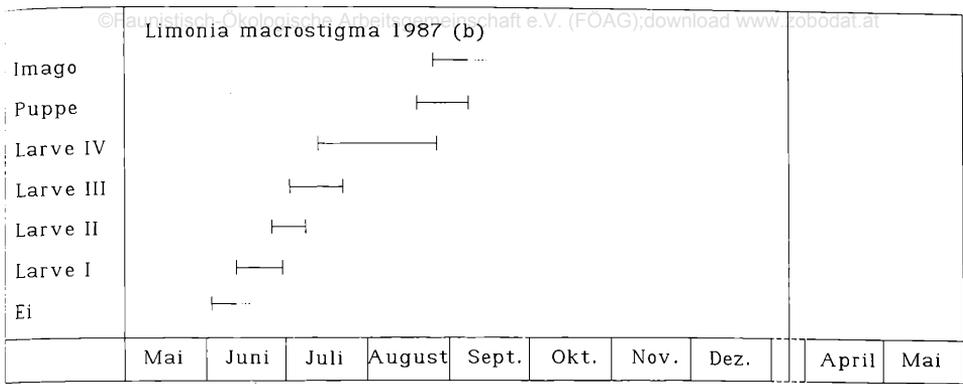


Abb. 24: Apparenzen der Entwicklungsstadien von *Limonia macrostigma* in der Laborzucht. Nähere Erläuterungen s. Abb. 18.

Sonstige Beobachtungen:

Jeweils 2 Larven IV und Puppen der 3. Generation wurden etwa 1 cm mit Wasser überschwenmt, um eine Hochwassersituation im natürlichen Lebensraum zu simulieren. Sowohl die Larven als auch die Puppen sanken unter und lagen auf dem Grund des Gefäßes. In keinem Fall konnten die Tiere sich weiterentwickeln. Nach spätestens 3 Tagen waren sie gestorben (vgl. *L. punctata*).

Gegenüber der Austrocknung des Wohnsubstrates erwiesen sich die Larven des 4. Stadiums als sehr resistent. Sie streckten sich aus und blieben bei einer Luftfeuchtigkeit von ca. 80 % bewegungslos auf dem Substrat liegen. Nach erneuter Befeuchtung wurden sie wieder lebhaft.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

Nähere Erläuterungen s. Kap. 5.1.4.

CRAMER (1968): Gelege: 14. 6., Ei: 12, L I: 8 (7–10), L II: 12 (8–21), L III: 26 (12–36), L IV: 48/35; Pu: 9/6, Postembryonalentwicklung: 104 (96–111); LINDNER (1959): Gelege: Anfang Oktober, Ei: (8–10), L I: 7 (6–8), L II: 6 (4–7), L III: 6 (5–8), L IV: 17 (14–20), Pu: (6–9), Postembryonalentwicklung: 46 (43–48); Gelege: Ende November, Ei: (9–10), L I: 8 (6–12), L II: 11 (5–17), L III: 21 (14–44), L IV: 30 (20–36), Pu: (6–7), Postembryonalentwicklung: 75 (52–93).

Tab. 18: Zuchtdate von *Limonia nubeculosa*. Nähere Erläuterungen s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (29,0)	L II (29,0)	L III (26,0)	L IV (17,0)	Pu (12,0)	Im [7/5]	Praeim. entwickl.
11.5.89 F I (a)	17.5.- 21.5. 13	30.5. 12	11.6. 4 (3-5)	14.6.- 16.6. 5 (4-8)	20.6.- 24.6. 14 (11-17)	3.7.- 7.7.90 7 (6-8)	11.7.- 14.7.	55 (55-58)
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (12,0)	L II (11,1)	L III (11,0)	L IV (10,1)	Pu (7,0)	Im [4/3]	Praeim. entwickl.
12.7.89 S II (a)	18.7.- 25.7. 12	30.7.-? 11 (7-31)	6.8.- 31.8. 5 (2-11)	9.8.- 8.9. 7 (3-17)	14.8.- 21.9. 17 (15-18)	31.8.- 7.10. 8 (5-14)	5.9.- 21.10.	60 (49-95)
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (10,2)	L II (10,0)	L III (10,0)	L IV (7,3)	Pu (6,1)	Im [2/3]	Praeim. entwickl.
30.9.89 S III (a)	7.10.- 12.10. 17	24.10. 29 (25-38)	18.11.- 1.12. ?	?	<10.4.90 ?	<10.5.90 ?	11.5.- 24.5.	222 (216-229)

Von *L. nubeculosa* konnten 3 aufeinanderfolgende Generationen gezüchtet werden.

Die Eiablage verteilte sich immer über mehrere Tage. Zum Beispiel wurden vom 7. 10. bis 12. 10. an den ersten beiden Tagen 170 Eier abgelegt und an den folgenden 4 Tagen weitere 177 Eier.

Die durchschnittliche Zeit der Praeimaginalentwicklung betrug in der 1. Generation 55 Tage und in der 2. Generation 60 Tage. Larven der überwinterten 3. Generation wurden nicht durchgehend beobachtet. Die Entwicklungszeiten der Larve I waren hier im Mittel deutlich am längsten (Tab. 18). Für die Dauer der Praeimaginalentwicklung konnten Extremwerte von 216 und 229 Tagen festgestellt werden. Die Imagines der 3. Generation schlüpfen ab Anfang Mai, so daß der Zeitraum eines Jahres von 3 Generationen abgedeckt wurde (Abb. 25).

Weitgehend synchron verlief die Entwicklung der Stadien der 1. Generation. Die 2. Generation zeigte dagegen klare Überlappungen ihrer Entwicklungsstadien. Ende August traten sämtliche Larvenstadien und das Puppenstadium nebeneinander auf. Beträchtliche Differenzen waren auch bei der Praeimaginalentwicklung festzustellen. Sie betrug wenigstens 49 und höchstens 95 Tage. Zur Apparenz der Entwicklungsstadien der 3. Generation können aus den oben genannten Gründen keine Aussagen getroffen werden.

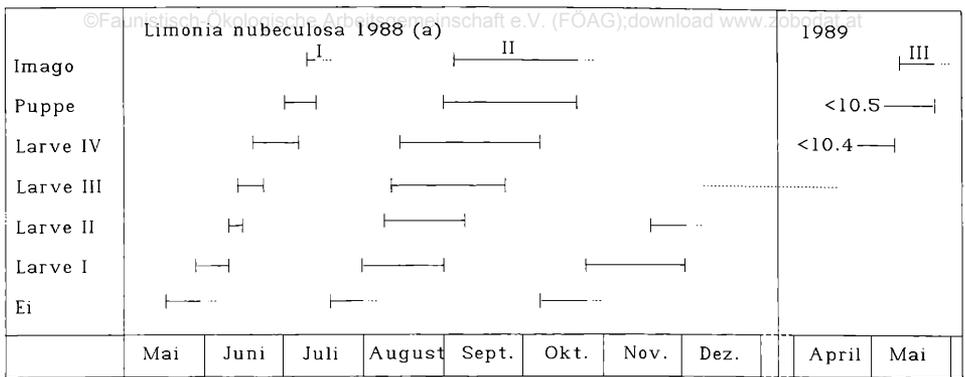


Abb. 25: Apparenzen der Entwicklungsstadien von *Limonia nubeculosa* in der Laborzucht. Nähere Erläuterungen s. Abb. 18.

Sonstige Beobachtungen:

2 Puppen der 3. Generation von *L. nubeculosa* wurden in Gefäße mit ca. 1 cm hohem Wasserstand eingebracht. Sie sanken unter und waren nach 2 Tagen von Pilzen befallen. Es erfolgte keine Entwicklung.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

Nähere Erläuterungen s. Kap. 5.1.4.

LINDNER (1959): Gelege: 13. 9., Ei: (7–8), L I: 5 (4–7), L II: 4 (3–6), L III: 5 (4–5), L IV: 12 (11–24), Pu: 6 (6–7), Postembryonalentwicklung: 33 (31–36); Gelege: 29. 9., Ei: (6–7), L I: 5 (5–7), L II: 4 (3–5), L III: 4 (3–5), L IV: 13 (10–19), Pu: 7 (6–7), Postembryonalentwicklung: 34 (30–39); REUSCH (1988a): Gelege: Frühjahr, Ei: (4–20), L I: (5–8), L II: (6–8), L III: (6–10), L IV: (19–26), Pu: (4–7), Praeimaginalentwicklung: (49–73), Anm.: bis zu 4 Stadien gleichzeitig in der Zucht.

5.1.10 *Limonia tripunctata*

Tab. 19: Zuchtdate von *Limonia tripunctata*. Nähere Erläuterungen s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I	L II	L III	L IV	Pu	Im	Praeim. entwickl.
9.6.89	10.6.	5.10.- 7.10.	23.10.- 30.10.	14.11.- 3.12.	<10.4.	9.5.- 18.5.90	18.5.- 24.5.90	
F	117	22	27	?	?	10		
(a)		(18-25)	(19-36)			(8-12)		(342-348)

Die Embryonalentwicklungszeit dieser Art betrug 117 Tage.

Mitte November befanden sich alle Larven im 3. Stadium, welches auch überwinterte. Das erstmalige Erscheinen des 4. Larvenstadiums 1990 konnte nicht festgestellt werden. Vom 18. 5. bis 24. 5. 1990 schlüpfen 7 Imagines von *L. tripunctata* nach einer praeimaginalen Entwicklungsdauer von wenigstens 342 und höchstens 348 Tagen (Tab. 19).

Im 2. Larvenstadium variierten die Entwicklungsgeschwindigkeiten zwischen 19 und 36 Tagen; dementsprechend überlappten sich die Apparenzen der Larven II und III deutlich.

Sonstige Beobachtungen:

2 Larven IV und 1 Puppe wurden Überschwemmungsbedingungen ausgesetzt (vgl. Kap. 2.2.1). Die Larven nahmen unter Wasser eine gestreckte Haltung ein und verharteten bewegungslos. Auch nach Reizung mit der Pinzette erfolgten keine Reaktionen. Als nach 3 Tagen das Wasser aus den Gefäßen wieder entfernt wurde, begann 1 Larve IV aktiv zu werden und baute eine Wohnröhre am Rande der Petrischale. Die andere Larve und die Puppe waren gestorben.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

Nähere Erläuterungen s. Kap. 5.1.4.

CRAMER (1968): Gelege: 6. 8.–8. 8., Ei: (11–13), L I: 14 (13–23), L II: 13 (11–16), L III: 19 (13–33), L IV: 25 (22–36), Pu: 6/7, Postembryonalentwicklung: 78 (66–84); LINDNER (1959): Gelege: 9. 7.–11. 7., Ei: >3,5 Monate, Gelege: 20. 7.–22. 7., Ei: (3–4) Monate, Gelege: 28. 7.–1. 8., Ei: (4–5) Monate, Gelege: 20. 7.–24. 7., Ei: (3–5) Monate, L I: 15 (9–28), L II: 13 (9–16), L III: 21 (13–38), L IV: 37 (19–46), Pu: 7, Postembryonalentwicklung: 79 (58–91); REUSCH (1988a): Gelege: Mitte Juni, Ei: (114–155), L I: (11–17), L II: (19–21), L III: (8–51), L IV: (51–63), Pu: (8–14), Praeimaginalentwicklung: mind. 7 Monate, häufig 9 Monate, Anm.: zeitweise 5 Stadien gleichzeitig in der Zucht.

5.1.11 Limonia trivittata (Abb. 11)

Tab. 20: Zuchtdaten von *Limonia trivittata*. Nähere Erläuterungen s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (6,0)	L II (5,1)	L III (3,1)	L IV (2,0)	Pu (2,0)	Im [1/1]	Praeim. entwickl.
29.6.89	29.6.	<12.4.90	<30.4.	10.5.- 19.5.	20.5.- 29.5.	13.6.- 22.6.	22.6.- 28.6.	
F (a)	~255			(8-13)	19,24	9,6		358, 364

Aus den am 29. 6. abgelegten Eiern von *L. trivittata* schlüpfen im Frühjahr 1990 die Eilarven. Der genaue Zeitpunkt des Schlupfes aller Eilarven konnte nicht festgestellt werden. Die Embryonalentwicklungszeit betrug etwa 255 Tage. Für 2 bis zum Imaginalstadium beobachtete Tiere wurde eine Dauer der Praeimaginalentwicklung von 358 bzw. 364 Tagen festgestellt (Tab. 20).

LINDNER (1959): Zeitraum der Eiablage: 20. 7.–26. 7., Dauer der Embryonalentwicklung: > 8 Monate (Zimmertemperatur).

5.1.12 Weitere Limoniidae-Arten

10 Limoniidae-Arten konnten nicht durchgezüchtet werden (Tab. 21). Die Gründe hierfür liegen wohl zumeist in der Unkenntnis der Nahrungsansprüche dieser Arten. Von einigen Pediciinae und Hexatominae ist in fortgeschrittenen Larvenstadien eine carnivore Ernährungsweise bekannt (CRISP & LLOYD 1954, KÖNNEMANN 1924). In der Zucht von *Phylidorea ferruginea* wurde eine Larve II dabei beobachtet, wie sie eine gerade geschlüpfte Larve I zu verschlingen versuchte. *Tricyphona immaculata* und *Limnophila punctata* konnten in Substrat vom Fundort bis zum 2. Larvenstadium gezüchtet werden (Tab. 21).

Sonstige Beobachtungen:

Limnophila punctata

Zwei Ende April im Freiland gesammelte Larven IV von *Limnophila sp.* wurden unter aquatischen Bedingungen gehalten (vgl. Kap. 2.2.1). Bis Ende Mai erfolgte keine Verpuppung.

Die Larven waren unter Wasser sehr vital und machten keine Anstalten, es zu verlassen. Um eine Verpuppung zu initiieren, wurde der Wasserstand in den Zuchtgefäßen auf etwa 2 mm abgesenkt. Nach einer weiteren Woche waren beide Tiere gestorben.

Eloeophila verralli

Von *E. sp.* wurden im Freiland 1989 60 Larven und 1990 30 Larven gesammelt und unter aquatischen Bedingungen gehalten.

Einige der Larven versuchten, auf dem Substrat eine Verpuppung durchzuführen, was in der Regel mißlang. In wenigen Fällen erfolgte jedoch die Verpuppung. Die noch nicht ausgehärteten Puppen wurden allerdings sofort von im Fundortsubstrat häufigen Gastropoden der Art *Potamopyrgus jenkinsi* angefressen und verpilzten dann schnell.

Wenn fertig entwickelte Puppen einer simulierten Überschwemmung ausgesetzt wurden, war ein Schlupf der Imagines aus der an der Wasseroberfläche treibenden Puppe möglich.

Um den genauen Verpuppungsort der Larven von *Eloeophila* festzustellen, wurde ein möglichst repräsentativer Uferbereich mit Land- und Wasseranteil vom semiaquatischen Standort 9 im Mai 1989 ausgestochen und in einer Schale ins Labor gebracht (vgl. Kap. 2.2.1). Auf einer Fläche von 40×60 cm (= Uferlinie) schlüpften insgesamt 33 Individuen (17 Männchen, 16 Weibchen) von *E. verralli*. Die Puppenexuvien steckten ausnahmslos im Ufersubstrat. Durchschnittlich befanden sie sich dabei etwa 9 cm vom Wasser entfernt (vgl. *Eloeophila maculata*). Extremwerte waren 2 und 19 cm.

Eloeophila maculata

Aus dem „repräsentativen Uferbereich“ (40×60 cm) schlüpften in der Zeit vom 22. 5. bis 16. 6. 1989 11 Individuen (4 Männchen, 7 Weibchen) von *E. maculata* (vgl. Kap. 2.2.1). Sämtliche Puppenexuvien steckten im Ufersubstrat, und zwar durchschnittlich 5 cm von der Uferlinie entfernt (vgl. *E. verralli*).

Tab. 21: Limoniidae-Arten, deren Entwicklungszyklus im Verlauf der vorliegenden Untersuchung nicht ermittelt werden konnte. Für jeweils vollendete Stadien sind i. d. R. die mittleren Entwicklungszeiten in Tagen angegeben. Nur bei *P. discicollis* handelt es sich um einen Einzelwert. 1987: Zuchten unter „konstanten Klimabedingungen“: L/D = 12:12 h, 20 °C. 1989: Zuchten unter im Jahresgang „variierteren Klimabedingungen“, vgl. Kap. 2.2.1.

L I = 1. Larvenstadium (Eilarve)
 Gelege = Zeitpunkt der Eiablage
 Ei = Dauer der Embryonalentwicklung
 Puppe = Dauer der Puppenruhe.

Taxon	Zeitpunkte der Eiablage bzw. Verpuppung	Ei	L I	Puppe	Zuchtergebnisse anderer Autoren
PEDICIINAE					
<i>Tricyphona immaculata</i>	Mitte Juni 1987 Anfang Mai 1989	10 13-15	9 12	--	--
HEXATOMINAE					
<i>Limnophila punctata</i>	Anfang Mai 1989	16	11	--	--
<i>Euphylidorea fulvonervosa</i>	Mitte Juli 1987 Ende Juni 1989	14 10-13	--	--	CRAMER (1968): Gelege (Juni); Ei: 20-25
<i>Phylidorea ferruginea</i>	Anfang Juni 1987 Anfang Mai 1989	12-13 13-16	--	--	--
<i>Eloeophila verralli</i>	Mitte Mai 1989	18	--	9-11	LINDNER (1959), REUSCH (1988a): Aufzucht der Larven von <i>Eloeophila sp.</i> mißlungen
<i>Eloeophila maculata</i>	Anfang Mai 1989	--	--	12-15	BANGERTER (1928): Puppe: 8-9 POKORNY (1978): Puppe: 2-8
<i>Neolimnomyia nemoralis</i>	Ende Juni 1989	15	--	--	CRAMER (1968): Ei: 20-22
<i>Pilaria discicollis</i>	Ende Mai 1989	--	--	9	LEVY (1919): Puppe: 3-4 REUSCH (1988a): Puppe: 9-10
ERIOPTERINAE					
<i>Erioptera gemina</i>	Anfang Juli 1989	13	--	--	--
<i>Erioptera lutea</i>	Anfang Mai 1989	8	--	--	CRAMER (1986): Gelege (September): Ei: 6 NOLL (1985): Praeimaginalentwicklung: ca. 8 Wochen

5.2.1 Prionocera subserricornis

Tab. 22: Zuchtdaten von *Prionocera subserricornis*. Nähere Erläuterung s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (23,7)	L II (2,16)	L III (0,2)	L IV (,)	Pu (,)	Im [/]	Praeim. entwickl.
29.7.87 F (b)	31.7. 7	7.8.-? 13 (11-16)	18.8.- 23.8. 10,16	29.8.- 3.9.	--	--	--	--
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (,)	L II (,)	L III (,)	L IV (,)	Pu (,)	Im [/]	Praeim. entwickl.
25.5.89 F (a)	25.5. 12	7.6.	--	--	--	--	--	--

Die Embryonalentwicklung nahm Ende Juli 1987 7 Tage in Anspruch. 1989 schlüpften die ersten Eilarven aus einem Gelege vom 25. 5. dagegen erst nach 12 Tagen. Sämtliche Larven starben hier während einer Woche. 1987 entwickelten sich die Eilarven zum 2. Larvenstadium in durchschnittlich 13 Tagen. Es traten nur selten größere Abweichungen vom Mittelwert auf (Tab. 22).

2 Larven II konnten bis zum Eintritt des 3. Larvenstadiums beobachtet werden. Sie entwickelten sich in 10 bzw. 16 Tagen.

Sonstige Beobachtungen:

Die sehr beweglichen Eilarven dieser Art hielten sich oft am Rande der Petrischalen auf. Entfernt vom feuchten Zellstoff im Zentrum der Schälchen erfolgte hier oft ein Antrocknen, und die Larven starben.

5.2.2 Tipula r. rufina

Tab. 23: Zuchtdaten von *Tipula r. rufina*. Nähere Erläuterung s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (10,12)	L II (5,4)	L III (4,0)	L IV (4,0)	Pu (2,2)	Im [0/2]	Praeim. entwickl.
17.4.89 F (a)	28.4. 15	12.5.-? 26 (22-33)	3.6.- 14.6. 16 (12-20)	18.6.- 26.6. 41 (39-47)	<4.8. 44 (37-46)	10.9.- 19.9. ?	30.9.	155, 155

T. r. rufina vollendete die Praeimagonalentwicklung im selben Jahr der Eiablage. 2 Tiere des Eigeleges vom 28. 4. 1989 erreichten nach 155 Tagen am 30. 9. 1989 das Imaginalstadium.

Für das 3. und 4. Larvenstadium wurden ähnliche mittlere Entwicklungszeiten von 41 bzw. 44 Tagen festgestellt. Das 1. Larvenstadium währte mit durchschnittlich 26 Tagen deutlich länger als das 2. mit 16 Tagen. In allen Entwicklungsstadien traten Entwicklungsverzögerungen auf (Tab. 23). Die Embryonalentwicklung dauerte 15 Tage.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

MIK (1882): Dauer Puppenstadium: 8–10 Tage (Zimmertemperatur).

5.2.3 *Tipula luna*

Tab. 24: Zuchtdate von *Tipula luna*. Nähere Erläuterung s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (26,4)	L II (22,1)	L III (15,4)	L IV (0,13)	Pu (,)	Im [/]	Praeim. entwickl.
8.6.87 F (b)	10.6. 9	19.6. 22 (15-33)	4.7.- 22.7. 23 (14-37)	22.7.- 17.8. 42 (19-65)	5.9.- 2.10.	--	--	--
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (16,13)	L II (15,0)	L III (15,0)	L IV (4,8)	Pu (3,1)	Im [1/1]	Praeim. entwickl.
3.5.89 F (a)	5.5. 17	22.5. 25 (21-35)	12.6.- 2.7. 14-20	28.6.- 2.7. 31-35	<2.8. ~256	<15.4.90 ?	20.5., 29.5.	380, 389

Die Embryonalentwicklung von *T. luna* währte 1989 mit 17 Tagen gegenüber 9 Tagen 1987 deutlich länger. Die Entwicklungsdauer der Larvenstadien II–III konnte in der 1989er Zucht nur für 3 Larven bestimmt werden (vgl. Kap. 2.2.1). Es traten keine auffälligen Unterschiede zur 1987er Zucht auf.

In beiden Zuchten verlief die Entwicklung der Larven klar asynchron. Besonders im 3. Larvenstadium der 1987er Zucht traten mit 19 bzw. 65 Tagen große Unterschiede in der Entwicklungsdauer auf (Tab. 24).

Sämtliche Individuen der 1987er Zucht waren spätestens im Januar 1988 gestorben. 1989 überwinterten alle Individuen im 3. Larvenstadium. 1 Männchen und 1 Weibchen aus dieser Zucht schlüpfen am 20. 5. und 29. 5. 1990. Folglich betrug die praeimaginalen Entwicklungszeiten 380 und 389 Tage. Die restlichen Larven wurden nicht mehr aufgefunden.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

CRAMER (1968): Embryonalentwicklung: 8–14 Tage (Zimmertemperatur); HÖCHSTETTER (1965): Embryonalentwicklung: 10 Tage, Dauer Puppenstadium: 8–12 Tage (Zimmertemperatur).

Tab. 25: Zuchtdate von *Tipula maxima*. Erläuterung s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (28,2)	L II (28,0)	L III (28,0)	L IV (2,26)	Pu (2,0)	Im [1/1]	Praeim. entwickl.
5.6.89	7.6.- 8.6.	16.6.	28.6.- 2.7.	?-11.7.	30.8.- 6.10.	<10.5.90	27.5.- 29.5.	
F (a)	9	14 (12-16)	11 (11-13)	15 (15-19)	~253			354, 356

Die Embryonalentwicklung dauerte bei dieser Art 9 Tage. Eilarven entwickelten sich in durchschnittlich 14 Tagen weitgehend synchron zur Larve II. Mit Beginn des 2. Larvenstadiums konnten nur noch in Einzelfällen die genauen Abstände zwischen den Häutungen festgestellt werden (vgl. Kap. 2.2.1). Sämtliche Individuen überwinterten im 4. Larvenstadium. Die einzigen aus dieser Zucht resultierenden Imagines schlüpfen 1990 nach 354 bzw. 356 Tagen Praeimagonalentwicklung (Tab. 25).

Sonstige Beobachtungen:

Die Kopula der Geschlechtspartner konnte über einen längeren Zeitraum hinweg beobachtet werden. Am 5. 6. dauerte die 1. Kopula 18 Stunden (14.00–8.00). Nachdem das 1. Männchen am 6. 6. 1989 gestorben war, wurde am 12. 6. ein weiteres Männchen zum Weibchen gesetzt. Es erfolgte wiederum eine Kopulation, die 16 Stunden (19.00–11.00) anhielt. Nach Auflösung der Kopula legte das Weibchen noch weitere Eier ab, die sich allerdings nicht weiterentwickelten.

Mehrere der am 7. 6. und 8. 6. 1989 abgelegten Eier wurden in Petrischalen unter Wasser gehalten. Es erfolgte in jedem Fall ein Schlupf der Eilarven, die sich im aquatischen Milieu sehr lebhaft verhielten.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

Nähere Erläuterungen s. Kap. 5.1.4.

ABBASSIAN (1984): Ei: (6–22) (10–23 °C), Anm.: Halterung in einer Wassertemperaturorgel, BELING (1886): Pu: (10–14); CASPERS (1980b): Ei: (21–23) (10 °C)/ (10–14) (15 °C)/ (6–10) (20 °C)/ (4–7) (25 °C), L I: (21–27) (15 °C)/ (15–20) (20 °C), L II: (18–30) (10–20 °C), L III: (26–45) (10–20 °C), Pu: (9–24) (10–20 °C), Anm.: bei 5 °C keine Entwicklung der Eier und keine Gewichtszunahme der L I, 25 °C = Bereich der oberen Letalgrenze für die Larven und Puppen; CRAMER (1968): Gelege: Ende Juni, Ei: (12–15); HÖCHSTETTER (1965): Ei: 13, Pu: (8–11); NOLL (1978): Ei: (16,5–18) (18–20 °C).

5.2.5 *Tipula vittata* (Abb. 16)

Die Embryonalentwicklung nahm 19 Tage in Anspruch. Durchschnittlich 33 Tage dauerte das Larve-I-Stadium. Extremwerte von 25 und 42 Tagen weisen auf eine deutlich asynchrone Entwicklung hin. Nur für 1 Larve konnten die Zeitpunkte der folgenden Häutun-

Tab. 26: Zuchtdate n von *Tipula vittata*. Nähere Erläuterungen s. Tab. 10. www.zobodat.at

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (9,21)	L II (9,0)	L III (9,0)	L IV (7,4)	Pu (7,0)	Im [0/7]	Praeim. entwickl.
17.4.89 F (a)	17.4. 19	6.5.-? 33 (25-42)	31.5.- 18.6. 18	26.6. 49	<4.8.- 14.8. ~240	<11.5.90 ?	10.5.- 16.5.	 391 (388-394)

gen festgestellt werden (vgl. Kap. 2.2.1). Am 14. 8. 1989 befanden sich alle Larven im 4. Stadium, in welchem sie auch überwinterten. In der Zeit vom 10. 5. bis zum 16. 5. 1990 schlüpften 7 ausschließlich weibliche Imagines (Tab. 26).

Die Praeimarginalentwicklung währte bei den beobachteten Tieren wenigstens 388 und höchstens 394 Tage.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

CRAMER (1968): Zeitraum der Eiablage: 13. 5.–15. 5., Embryonalentwicklung: 5–8 Tage (Zimmertemperatur); Zeitraum der Eiablage: 25. 5., Embryonalentwicklung: 16 Tage (Zimmertemperatur).

5.2.6 *Tipula paludosa*

Tab. 27: Zuchtdate n von *Tipula paludosa*. Nähere Erläuterungen s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (27,2)	L II (21,0)	L III (20,0)	L IV (20,0)	Pu (,)	Im [1/1]	Praeim. entwickl.
2.8./ 3.8.89 S (a)	4.8. 10	14.8. 16 (14-20)	28.8.- 3.9. 21 (17-26)	17.9.- 23.9. 46 (38-53)	4.11.- 15.11. 1990	 ?	8.6., 12.8. ?	 308, 373 ?
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (,)	L II (,)	L III (,)	L IV (,)	Pu (/)	Im [1/]	Praeim. entwickl.
7.-21.8. 89 (6x) S (a)	9.8.- 25.8. 12 (10-16)	20.8.- 5.9.	--	--	--	--	--	--

In 6 der 7 Anfang bis Ende August beobachteten Eigelege von *T. paludosa* entwickelten sich die Eier in der Zeit von 10 bis 12 Tagen zur Larve I. Für ein Eigelege wurde abweichend eine Embryonalentwicklungszeit von 15 bis 16 Tagen bestimmt.

Von einer größeren Anzahl Larven konnte die Dauer der Larvenstadien I–III festgestellt werden (Tab. 27). 15 von insgesamt 20 Larven III häuteten sich Anfang bis Mitte November 1989 zur Larve IV. 5 Larven überwinterten im 3. Stadium. Anfang Juli schlüpfte überraschend 1 Weibchen, Mitte August 1 Männchen. Die übrigen Larven wurden nicht mehr im Zuchtgefäß aufgefunden. Mit fortschreitender Entwicklung der Larve I zur Larve III erfolgte eine Zunahme der durchschnittlichen Stadiendauer von 16 Tagen (Larve I) auf 21 Tage (Larve II) und 46 Tage (Larve III).

Während aller beobachteten Larvenstadien traten Entwicklungsverzögerungen auf (Tab. 27). Es kamen aber nie mehr als 2 Stadien gleichzeitig in den Zuchten vor.

Sonstige Beobachtungen:

Die Dauer der mehrmals beobachteten Kopulationen variierte zwischen 26 Minuten und 2 ¼ Stunden. Die Geschlechtspartner kopulierten mehrmals. In der Regel direkt im Anschluß an eine Kopula erfolgte die zumeist einmalige Eiablage. Auch unbefruchtete Weibchen legten Eier ab. Wenn die Weibchen einige Tage nach der Eiablage erneut mit einem Männchen zusammengebracht wurden, so erfolgte die Kopula. Eine erneute Eiablage blieb aber aus. 1 Männchen wurde als Zuchttier 2 verschiedenen Weibchen nacheinander beigegeben. Die nach der Kopula abgelegten Eier waren in jedem Fall befruchtet.

Ein Teil der abgelegten Eier wurde in Petrischalen mit Wasser überschwemmt. Sie entwickelten sich in jedem Fall zu Eilarven.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

Nähere Erläuterungen s. Kap. 5.1.4.

BELING (1873): Pu: (8–14); BODENHEIMER (1923): Ei: (1–3) Wochen, Pu: (10–25); CRAMER (1968): Pu: 10 (9–11); HOLLANDER (1975): Ei: (7–8); JONG (1925): Gelege: 8.9., Ei: ~19, L I: (~14–30), L II: (~5–?) Wochen, L III: (~3–4) Monate, L IV: (4–4,5) Monate, Pu: (8–14); LAUGHLIN (1967): Ei: 15 (15 °C); MAERCKS (1939): Ei: (8–12) (15,6 °C)/15 (14,5 °C)/17 (13,5 °C), L I: (9–12), L II: (23–25), L III: (47–50), L IV: (131–134), Postembryonalentwicklung: (143–146), Anm.: Entwicklungszeiten der L I–L IV beziehen sich auf Zeitpunkte, zu denen mindestens 50 % der jeweiligen Stadien geschlüpft waren; angegebene Temperaturen sind Mittelwerte, Eier waren im Freiland wechselnden Tag-, Nachttemperaturen ausgesetzt; MEATS (1967): Ei: 11 (20 °C), Anm.: Eier auf wassergesättigtem Löschpapier (pF < 1,0 = log cm Wasserdruck), bei pF bis 3,6 ähnliche Entwicklungszeiten, bei pF 4,2 deutlich längere Entwicklungszeiten; NOLL (1978): Gelege: 31. 8.–2. 9., Ei: ~13 (18–20 °C), L I: (10–15); OLDHAM (1928): Pu: 10 (8–13); RENNIE (1917): Ei: 14; SELKE (1936): Ei: 7,7 (25 °C)/9,2 (27,7 °C)/14,5 (15,2 °C), L I: 20 (18 °C).

5.2.7 *Tipula unca*

1987 war die Mortalität in allen Larvenstadien sehr hoch (vgl. Kap. 6.1.3). 8 Larven, die das 3. Stadium erreichten, starben spätestens bis Anfang Januar 1988. Die in beiden Jahren ermittelten durchschnittlichen Entwicklungszeiten der Eier und Larven unterschieden sich kaum (Tab. 28). Das 2. Larvenstadium zeigte 1987 mit einer mittleren Entwicklungszeit von 36 Tagen allerdings Extremwerte von 25 und 69 Tagen. 1989 entwickelten sich die Larven II

Tab. 28: Zuchtdate von *Tipula unca*. Nähere Erläuterung s. Tab. 10. www.zobodat.at

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (15,15)	L II (8,7)	L III (0,8)	L IV (,)	Pu (,)	Im [/]	Praeim. entwickl.
29.7.87 F (b)	31.7. 7	7.8.-? 27 (22-32)	29.8.- 8.9. 36 (25-69)	28.9.- 16.11.	--	--	--	--
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (5,0)	L II (5,0)	L III (4,0)	L IV (3,0)	Pu (3,0)	Im [1/2]	Praeim. entwickl.
4.7.89 F (a)	10.7. 8	18.7. 26 (26-28)	13.8.- 15.8. 38 (35-39)	17.9.- 23.9. ?	? ?	? ?	7.6.- 24.6.	(332-349)

in durchschnittlich 38 Tagen mit lediglich geringen Abweichungen nach unten und oben von höchstens 3 Tagen.

Die Larven überwinterten ausnahmslos im 3. Stadium. Der Zeitpunkt der Häutung zum 4. Larvenstadium bzw. zur Puppe konnte aus arbeitstechnischen Gründen nicht festgestellt werden.

Aus den verbliebenen 3 Puppen schlüpfen in der Zeit vom 7. 6. bis 24. 6. 1990 die Imagines. Die Praeimagnalentwicklung dauerte somit wenigstens 332 und höchstens 349 Tage.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

HÖCHSTETTER (1965): Dauer Puppenstadium: 8–9 Tage (Zimmertemperatur).

5.2.8 *Tipula lunata*

Tab. 29: Zuchtdate von *Tipula lunata*. Nähere Erläuterungen s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (22,1)	L II (17,0)	L III (16,0)	L IV (12,0)	Pu (11,1)	Im [5/6]	Praeim. entwickl.
25.5.89 F (a)	28.5.- 29.5. 117 (78-134)	14.8.- 9.10. 14 (9-17)	23.9.- 6.10. 25 (19-35)	14.10.- 4.11. ?	? ?	16.5.- 26.5.90 14	1.6.- 13.6.90	388 (369-395)

Von *T. lunata* wurde die Dauer der Embryonalentwicklung für sämtliche der am 28. 5. und 29. 5. abgelegten Eier beobachtet. Das Schlüpfen der Eilarven war deutlich asynchron und geschah kontinuierlich in der Zeit vom 14. 8. bis 9. 10. 1989. Es ist deshalb davon auszugehen, daß bei Berücksichtigung des gesamten Geleges mindestens 4 Stadien, nämlich Ei- bis Larve-III-Stadium gleichzeitig vorkommen würden. In der Folge wurden 23 Larven, die vom 14. 8. bis 9. 10. geschlüpft waren, weiterbeobachtet (Tab. 29).

Das 1. Larvenstadium nahm durchschnittlich 14 Tage, das 2. 25 Tage in Anspruch. In beiden Stadien fanden sich deutliche Abweichungen von den Mittelwerten. Die Larven überwinterten ausnahmslos im 3. Stadium. Der Zeitpunkt der Häutung zum 4. Stadium konnte aus arbeitstechnischen Gründen nicht festgestellt werden. In der Zeit vom 11. 5. bis 26. 5. 1990 traten die ersten Puppen auf. In einem Fall konnte eine Puppenruhe von 14 Tagen festgestellt werden. Imagines schlüpfen vom 1. 6. bis 13. 6. 1990.

Die Praeimagonalentwicklung nahm demnach wenigstens 369 und höchstens 395 Tage in Anspruch.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

CRAMER (1968): Zeitraum der Eiablage: 28. 5., Embryonalentwicklung: 13! Tage (Zimmertemperatur); HÖCHSTETTER (1965): Dauer Puppenruhe: 8–12 Tage (Zimmertemperatur).

5.2.9 *Nephrotoma analis* (Abb. 12)

Tab. 30: Zuchtdaten von *Nephrotoma analis*. Nähere Erläuterungen s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (30,0)	L II (26,0)	L III (16,0)	L IV (8,1)	Pu (8,0)	Im [6/2]	Praeim. entwickl.
11.7.89	12.7.	24.7.	9.8.- 20.8.	28.8.- 3.9.	30.9.- 14.10.	?	11.6.- 20.6.90	
F (a)	12	16 (16-27)	19 (14-25)	35 (27-47)	?	9		340 (333-343)

Im Gegensatz zur Embryonalentwicklung, die 12 Tage dauerte, ließen die Individuen der Larvenstadien I–III klare Entwicklungsverzögerungen erkennen. Die Häutung (Verpuppung) der Larve IV konnte nur in einem Fall festgestellt werden. Entwicklungszeiten zwischen verschiedenen Individuen eines Stadiums differierten maximal im 3. Larvenstadium mit 20 Tagen (Tab. 30). Es traten allerdings nie mehr als 2 Entwicklungsstadien gleichzeitig in den Zuchten auf. Sämtliche Larven überwinterten im 4. Stadium. In einem Falle wurde eine 9 Tage währende Puppenruhe beobachtet. Die Imagines von *N. analis* schlüpfen in der Zeit vom 11. 6. bis 20. 6. 1990.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

BELING (1886): Dauer Puppenruhe: 8–12 Tage (Zimmertemperatur).

Tab. 31: Zuchtdate von *Nephrotoma dorsalis*. Nähere Erläuterung s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (30,0)	L II (22,0)	L III (8,0)	L IV (8,0)	Pu (7,0)	Im [5/3]	Praeim. entwickl.
27.7.89 F	29.7. 10	8.8. 16 (15-26)	23.8.- 3.9. 25 (20-42)	12.9.- 6.10. 30 (24-36)	9.10.- 26.10. ?	1.7.90 8	15.6.- 19.7.90	 334 (321-355)

Für *N. dorsalis* wurde eine Embryonalentwicklungszeit von 10 Tagen festgestellt. Von 30 Larven I entwickelten sich bis auf 1 Larve alle weitgehend synchron. Die durchschnittliche Stadiendauer betrug 16 Tage und wurde in dem einen Fall mit 26 Tagen weit überschritten. Die Larven II und III wiesen häufig eine verzögerte Entwicklung auf, was eine deutliche Überlappung der Apparenzen der Stadien zur Folge hatte. Es traten trotzdem nie mehr als 2 Stadien gleichzeitig auf. Im Mittel betrug die Entwicklungszeiten der Larven II und III 25 bzw. 30 Tage. Alle Larven überwinterten im 4. Stadium. Der Verpuppungszeitpunkt im Frühjahr konnte für 1 Larve exakt bestimmt werden. Die Puppenruhe währte 8 Tage. Imagines schlüpfen in der Zeit vom 15. 6. bis 19. 7. 1990. Somit nahm die praeimaginale Entwicklung Zeiträume von wenigstens 321 und höchstens 355 Tagen in Anspruch (Tab. 31).

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

CRAMER (1968): Zeitraum der Eiablage: 18. 6.–20. 6., Embryonalentwicklung: 13–15 Tage (Zimmertemperatur); Zeitraum der Eiablage: 23. 6., Embryonalentwicklung: 9 Tage (Zimmertemperatur).

5.2.11 *Nephrotoma scurra*

Tab. 32: Zuchtdate von *Nephrotoma scurra*. Nähere Erläuterung s. Tab. 10.

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (13,0)	L II (9,0)	L III (9,0)	L IV (7,0)	Pu (4,1)	Im [2/1]	Praeim. entwickl.
16.8.89 F (a)	18.8. 9	27.8. 18 (15-24)	11.9.- 20.9. 17 (13-19)	30.9.- 4.10. 49	? ?	22.6.90 13	5.7.-1.8.	 (321-348)

Für die Dauer der Embryonalentwicklung wurde ein Wert von 9 Tagen ermittelt. Das 1. und 2. Larvenstadium wiesen einander ähnliche durchschnittliche Entwicklungszeiten von 18 bzw. 17 Tagen auf. Entwicklungsverzögerungen traten dabei besonders im 1. Lar-

venstadium auf, was zu entsprechenden Überlappungen der Apparenzen der Larvenstadien I und II führte. Sämtliche Larven befanden sich zum Jahreswechsel im 3. Stadium (Tab. 32). Der Häutungszeitpunkt zum 4. Larvenstadium konnte nicht festgestellt werden. Für 1 Tier, das sich am 22. 6. verpuppte, wurde eine Puppenruhe von 13 Tagen ermittelt. Der gesamte Zeitraum der Praeimagonalentwicklung betrug wenigstens 321 und höchstens 347 Tage.

5.2.12 Weitere Tipulidae-Arten

Dolichopeza albipes

D. albipes wurde Moos im Zuchtgefäß geboten (vgl. Kap. 4.4.2). Eier wurden in den Blattachseln entdeckt.

Die Embryonalentwicklung dauerte in einem Eigelege vom 17. 5. 1989 20 Tage. Nach weiteren 14 Tagen waren alle Larven im 1. Stadium gestorben.

Tipula luteipennis

Aus einem Gelege vom 30. 10. 1987 schlüpfte nach 46 Tagen eine einzige Eilarve. Die restlichen Eier verpilzten in der Folgezeit.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

HÖCHSTETTER (1965): Embryonalentwicklung: ~ 30 Tage, vgl. S. 49: „Eier enthielten gut entwickelte Larven“; Dauer Puppenstadium: ca. 10 Tage (Zimmertemperatur), LEVY (1919): Dauer Puppenruhe: ~ 12 Tage (Zimmertemperatur).

5.3 Cylindrotomidae

5.3.1 *Cylindrotoma d. distinctissima* (Abb. 17)

Die Entwicklung zweier Eigelege von *C. d. distinctissima* (Ablage Ende Mai 1989 und 9. 8. 1989) konnte beobachtet werden (Abb. 26 u. Tab. 33). Die Ablage erfolgte in beiden Zuchten in das Blattgewebe von *Ranunculus repens* (vgl. Kap. 2.2.1).

Leider wurde der exakte Zeitpunkt der Eiablage Ende Mai und damit die Dauer der Embryonalentwicklung nicht ermittelt. Die ersten Eilarven schlüpfen am 3. 6. 1989. In durchschnittlich 24 Tagen entwickelten sie sich zur Larve II. Dabei konnten Extremwerte von 17 und 28 Tagen beobachtet werden. Auch im 2. Larvenstadium, das durchschnittlich 23 Tage währte, verlief die Entwicklung nicht synchron. Die Larven II benötigten wenigstens 17 Tage und höchstens 30 Tage bis zu ihrer Häutung. Vom 12. 7. bis 24. 7. 1989 schlüpfen die Larven III. Sie häuteten sich nicht mehr und gingen in die Winterruhe. Im Dezember 1989 waren alle Larven gestorben.

Die Eier des Geleges vom 9. 8. 1989 entwickelten sich in 12–14 Tagen. Schlüpfende Eilarven wurden unterschiedlichen Klimabedingungen ausgesetzt (vgl. Kap. 2.2.1). Das 1. Larvenstadium entwickelte sich jeweils in durchschnittlich 18 bzw. 19 Tagen, in beiden Fällen mit großen individuellen Unterschieden in den Entwicklungszeiten (Tab. 33). Die unter im Jahresgang „variierter Klimabedingungen“ (a) gehälterten Larven II zeigten mit durchschnittlich 14 Tagen eine deutlich kürzere Entwicklungszeit als die der 2. Larvengruppe unter „konstanten Klimabedingungen“ (b), die im Mittel 20 Tage benötigten. Im

Tab. 33: Zuchtdaten von *Cylindrotoma d. distinctissima*. Nähere Erläuterung s. Tab. 10. [dat.at](#)

Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (15,14)	L II (10,2)	L III (0,8)	L IV (,)	Pu (,)	Im [/]	Praeim. entwickl.
17.05.89 F (a)	?	3.6. 24 (17-28)	20.6.- 1.7. 23 (17-30)	12.7.- 24.7.	--	--	--	--
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (,)	L II (,)	L III (,)	L IV (,)	Pu (,)	Im [1/0]	Praeim. entwickl.
4.7.89 L	--	--	--	--	--	18.7. 8	26.7.	--
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (12,0)	L II (11,1)	L III (11,0)	L IV (10,1)	Pu (7,0)	Im [4/3]	Praeim. entwickl.
9.8.89 F (a)	11.8. 13.8.	23.8.- 25.8.	5.9.- 28.9.	18.9.- 14.10. 207 (203-211)	17.4.- 19.4.90 26 (23-27)	11.5.- 16.5.90 10 (9-12)	22.5.- 27.5.90	285 (283-289)
eine LIII: L/D=16: 8,16-21°C	13 (12-14)	18 (11-34)	14 (12-16)	21.09. 96	23.12. 13	5.1.90 8	13.1.90	~152
Fang-/ Schlüpf- daten	Ei	L I (7,4)	L II (6,1)	L III (4,2)	L IV (0,4)	Pu (,)	Im [/]	Praeim. entwickl.
9.8.89 F (b)	11.8.- 13.8. 13	25.8. 19 (14-33)	8.9.- 27.9. 20 (17-26)	23.9.- 6.10. 75 (72-80)	12.12.- 25.12.	--	--	--

ersten Fall gingen alle Individuen im 3. Larvenstadium in die Winterruhe, und nach durchschnittlich 207 Tagen häuteten sie sich fast synchron in der Zeit vom 17. 4. bis 19. 4. 1990 zur Larve IV. Das 4. Larvenstadium dauerte 23–27 Tage. Am 11. 5. erfolgte die 1. Verpuppung, und nach 9–12 Tagen der Puppenruhe schlüpfen in der Zeit vom 22. 5. bis 27. 5. 1990 sämtliche 7 Imagines, wobei es sich ausschließlich um Weibchen handelte. Die Praemaginalentwicklung nahm demnach im Mittel mit nur geringen individuellen Abweichungen 285 Tage in Anspruch.

Am 4. 7. 1989 wurde im Freiland 1 Larve IV von *C. d. distinctissima* an *Ranunculus repens* entdeckt. In der Klimakammer verpuppte sie sich am 18. 7. 1989, und nach 8 Tagen der Puppenruhe schlüpfte am 26. 7. 1 Männchen.

Sonstige Beobachtungen:

Neben Blättern von *Ranunculus repens* wurden den Eilarven verschiedene andere am Fundort der Larven im Freiland häufige Pflanzen als Futter angeboten. Es handelte sich dabei um *Veronica chamaedrys*, *Crepis paludosa*, *Calamagrostis canescens*, *Rumex sanguineus*, *Myosotis palustris* und *Cirsium oleraceum*. Die Eilarven bevorzugten ausschließlich *Ranunculus repens*. Weitere Larvenstadien wurden in der Regel mit Blättern von *Ranunculus repens* gefüttert. Sämtliche 4. Larvenstadien der 1. Larvengruppe (s. o.) fraßen zusätzlich auch *Taraxacum officinalis*.

Bei allen 3. Larvenstadien wechselten längere Ruhephasen, während derer die Larven keine Nahrung zu sich nahmen, mit mehrtägigen Fraßphasen ab.

Die Larven III der 1. Zucht ruhten Anfang bis Ende August. Anfang bis Ende September waren sie aktiv und fraßen. Es folgte bei den meisten Larven die Winterruhe. 2 Larven nahmen nochmals am 14. 10 bzw. 30. 10. kurze Zeit Nahrung zu sich.

Die Larven III der Larvengruppe (a) gingen Anfang bis Mitte Oktober zur Winterruhe über. Zu entsprechenden Zeiten begannen auch die 3. Larvenstadien der Larvengruppe (b) in eine Ruhephase einzutreten. Diese wurde dann aber zu unterschiedlichen Zeiten während des Novembers von einer etwa 14tägigen Fraßphase abgelöst. Vor der Häutung zur Larve IV ruhten diese Larven dann individuell verschieden ab Mitte November bis Mitte Dezember wiederum.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

CAMERON (1918): Embryonalentwicklung: 14–18 Tage, Dauer Larvenstadium I: 18–21 Tage (in Ausnahmefällen 5–6 Wochen), Dauer Puppenstadium: 6–10 Tage (Zimmertemperatur), Anm.: Art = *Cylindrotoma distinctissima americana*, vgl. BRODO (1967); PEUS (1952): Zeitraum der Eiablage: „Sommergeneration“, Embryonalentwicklung: 11/12 Tage, Dauer Puppenstadium: 7–12 Tage (= Werte verschiedener Zuchten, in einer Zucht immer konstant), Praeimaginalentwicklung: 35–42 Tage (Zimmertemperatur), Anm.: Ruhephase (nach PEUS: „Zustand der Apathie ohne Nahrungsaufnahme“) vor der Verpuppung von mehreren Tagen bis zu einer Woche; TAYLOR (cit. ex PEUS 1952, S. 52): Dauer Puppenstadium: 8–9 Tage (Zimmertemperatur).

5.3.2 *Diogma glabrata*

Von *Diogma glabrata* wurden 2 Larven IV jeweils am 6. 11. 1989 und im Mai 1990 im Freiland gesammelt und anschließend im Labor weitergezüchtet. Die Verpuppung erfolgte Anfang bzw. Mitte Juni. Für die Dauer der Puppenruhe wurden 13 und 14 Tage ermittelt.

Zuchtergebnisse anderer Autoren:

MÜGGENBURG (1901): Embryonalentwicklung: 8–10 Tage, Dauer Puppenruhe: 11–12 Tage (Zimmertemperatur); PEUS (1952): Dauer Puppenruhe: mind. 16 Tage (Zimmertemperatur).

6.1 Methoden

Die Anwendung verschiedener Fangmethoden erfolgte in einem relativ kleinräumigen Gebiet. Aus diesem Grund kann der unterschiedliche Fangergebnisse verursachende Einfluß von standortspezifischen Artenkombinationen sowie klimatischen Faktoren vernachlässigt werden. Es bietet sich von daher an, die Fangmethoden hinsichtlich ihrer Effizienz unter qualitativen und quantitativen Gesichtspunkten zu vergleichen.

6.1.1 Qualitative Aspekte der Fangmethoden

Die Emergenzmethode zielt darauf ab, Insektenimagines zu erfassen, die aus einem exakt definierten Gewässerabschnitt schlüpfen. Sie scheint damit gesicherte Aussagen über Habitatpräferenzen der Tipuloidea zu erlauben. Im terrestrischen Bereich wurde die Methode ebenfalls verwendet.

Eine erste Durchsicht der aquatischen Emergenzfänge von HOLM (1988) ließ den Verdacht aufkommen, daß ein großer Anteil der darin befindlichen Limoniidae und Tipulidae terrestrischen Ursprungs waren. Larvenaufsammlungen in aquatischen und semiaquatischen Bereichen sowie Emergenzfänge in der unmittelbar angrenzenden terrestrischen Umgebung stützten diese Vermutung. Am Bachgrund der Gewässermitte wurden ausschließlich Larven von *Dicranota sp.* und *Eloeophila sp.* gefunden. Die meisten der Arten, die sich in der aquatischen Emergenz von HOLM (1988) befanden, stammten, wie Emergenzfänge bewiesen, aus dem terrestrischen Umfeld der aquatischen Standorte (z. B. *Epiphragma ocellare*, *Tipula scripta*).

Laborversuche zeigten, daß selbst eindeutig aquatische Arten wie *Dicranota bimaculata*, *Eloeophila maculata* und *E. verralli* höchstens in Ausnahmefällen die Verpuppung submers durchführen können (s. auch Abb. 2). WHITE (1951) stellte Entsprechendes für *Tipula lateralis* fest (vgl. Kap. 4.4.2). Das zahlreiche Vorkommen dieser Arten in den aquatischen Emergenzfängen von HOLM erscheint daher zunächst rätselhaft. Zu Beginn der eigenen Emergenzuntersuchungen wurde im Freiland beobachtet, daß ein offensichtlich von der Eiablage ermattetes Weibchen von *D. bimaculata* passiv mit der Oberflächenwelle in eine schwimmende Emergenzfalle eindriftete und sich dann in dieser festhielt. Für Arten, die wie *D. bimaculata* ihre Eier im Spritzwasserbereich des Baches abgeben (Beobachtung von H. REUSCH, mdl. Mitt.), wäre somit zumindest der hohe Weibchen-Anteil in der aquatischen Emergenz erklärbar. Gleichzeitig an denselben Stellen durchgeführte Kescherfänge erbrachten dagegen ein Übergewicht der Männchen (vgl. Anhangstab. 2).

Vergleicht man die Anzahl der gefangenen Limoniidae- und Tipulidae-Imagines in allen Emergenzfallen der aquatischen Standorte, so fällt auf, daß mit zunehmender Strömungsgeschwindigkeit an den entsprechenden Standorten gleichermaßen eine Zunahme der Individuenzahlen zu verzeichnen ist. Offensichtlich wirken die Emergenzfallen an diesen Stellen als regelrechte „Driftfallen“. Dieses gilt nicht nur für semiterrestrische und terrestrische Arten, wie es CASPERS (1980a) auch schon für Mycetophilidae belegte, sondern auch für aquatische Arten.

Die Ausschaltung der beobachteten Oberflächeneindrift als mögliche Fehlerquelle durch Absenkung einer Emergenzfalle (vgl. Kap. 2.1.1.1) hatte zur Folge, daß im Verlauf einer Saison lediglich 1 Männchen von *Helius longirostris* gefangen wurde, während andere Gruppen, wie z. B. Chironomidae, in größeren Abundanzen auftraten. Laborbeobachtungen an *H. longirostris* lassen den Schluß zu, daß ein Schlupf von Imagines aus der

freischwimmenden, im Freiland etwa vom Ufer in den Stromstrich verdrifteten Puppe, durchaus möglich ist.

Auch SANDROCK (1978) erhielt aus Emergenzfallen, die den Uferbereich nicht berücksichtigten, sämtliche Limoniidae-Arten nur mit wenigen Individuen. Aufgrund der vorangegangenen Ausführungen darf angenommen werden, daß diese aus vom Ufer verdrifteten Puppen geschlüpft waren. Für diese Interpretation spricht auch, daß dieselben Arten in Emergenzfängen, die das Ufer mit eingeschlossen, häufiger auftraten.

Als Nachweismethode für eine aquatische Lebensweise der Larven bestimmter Limoniidae- und Tipulidae-Arten sind Emergenzfallen somit nur geeignet, wenn die Oberflächeneindrift durch spezielle Bauart der Fallen ausgeschaltet wird. Mit der Einschränkung, daß auch auf stehenden Gewässern die Wellenbewegung für ein Eindringen von auf der Wasseroberfläche befindlichen Insekten in eine Emergenzfalltür sorgen kann, sind die Ergebnisse solcher Untersuchungen sicher mit weniger Fehlern behaftet (vgl. *H. pallirostris*, Kap. 5.1.5, 6.3).

Der sicherste Weg, die Habitate bestimmter Entwicklungsstadien exakt nachzuweisen, ist die gezielte Aufsammlung der Larven und Puppen. Im Falle der Limoniidae ist allerdings der gegenwärtige systematische Kenntnisstand der Larven derart gering (CASPER 1980a, NOLL 1985, REUSCH 1988a), daß man auf die zeitraubende Aufzucht von Imagines angewiesen ist. So beruhten auch während der vorliegenden Untersuchung nur wenige Habitatnachweise auf dem Fund von Larven oder Puppen.

Anders stellt sich das Problem bei den Tipulidae dar. In den meisten Fällen sind zumindest bei den fortgeschrittenen Larvenstadien Artdeterminationen möglich. So konnten mit geringem Aufwand, bestehend aus relativ wenigen und zudem kleinflächigen Probenahmen (vgl. Kap. 2.1.1.2), immerhin für 20 der insgesamt 38 im Untersuchungsgebiet festgestellten Arten Larvalhabitate nachgewiesen werden.

Von den durch Emergenzfang bzw. Larvenaufsammlung nachgewiesenen bodenständigen Arten traten 90 % auch in den Kescherfängen auf.

Die nur im Erlenbruch angewandte Farbschalenmethode erbrachte ihrerseits lediglich etwa die Hälfte der im selben Gebiet im selben Zeitraum nachgewiesenen Limoniidae- und ein Drittel der Tipulidae-Arten.

Es muß daher der Auffassung von WRAGE (1982) widersprochen werden, daß Handfänge nur zur Vervollständigung des Arteninventars geeignet seien. WRAGE begründet seine Auffassung mit der schwierigen Fangbarkeit der Limoniidae. Die eigene Erfahrung zeigte hingegen, daß lediglich die großen Tipulidae-Arten *Tipula maxima* und *T. fulvipennis* mit dem Kescher schwer zu fangen sind. Gerade beim Abstreifen der Vegetation entkommen diese recht schnell fliegenden Arten. Ihre gefleckten Flügel bewirken außerdem eine sehr gute Tarnung (WESENBERG-LUND 1943).

An dieser Stelle soll nicht unerwähnt bleiben, daß Kescherfänge oftmals gezielt eingesetzt wurden, um zur Zucht vorgesehene Arten zu fangen. Voraussetzung dafür war in jedem Falle die wiederholte und stetige Beobachtung des Auftretens und Verhaltens bestimmter Limoniidae- und Tipulidae-Arten im Gelände (vgl. Anmerkungen bei BALOGH 1958). Auch MANNHEIMS (1950) weist auf die Bedeutung der langjährigen Beobachtung einer bestimmten Insektengruppe hin, indem er schreibt: „Wer Jahre hindurch auf eine begrenzte Insektengruppe achtet, wird bald feststellen, daß die verschiedenen Arten an einen bestimmten Lebensraum – etwa Wald, Wasserlauf oder Moor – gebunden sind; er lernt auch die Arten an Flugbild und Gebaren unterscheiden, so wie der Vogelfreund den Vogel im Fluge anspricht! Er braucht sich nicht mit Zufallsbegegnungen zu begnügen, sondern sucht jede Art zu ihrer Zeit an ihrem besonderen Brutplatze auf, um sie in Anzahl anzutreffen, beobachten und einbringen zu können“ (S. 92).

Lichtfänge brachten nur für die Limoniidae 2 Arten nachweise, die nicht durch Kescherfän-

ge bestätigt werden konnten. REUSCH (1988a), der Kescher- und Lichtfänge im niedersächsischen Tiefland durchführte, stellte 16 der insgesamt 82 mit Lichtfallen gefangenen Limoniidae-Arten nur mit dieser Methode fest. Da REUSCH Licht- und Kescherfänge an verschiedenen Standorten durchführte, könnte das Ergebnis allerdings von den jeweiligen standorttypischen Artenzusammensetzungen beeinflusst worden sein.

6.1.2 Quantitative Aspekte der Fangmethoden

Trotz aller Vorbehalte gegen quantitative Aussagen, die mittels Kescherfängen gewonnen werden (BALOGH 1958), schien es aufgrund der häufigen Probenahme im Rahmen dieser Untersuchung und des großen quantitativen Umfanges der Proben angemessen, diese auch für phänologische Auswertungen heranzuziehen.

Ein Beleg für die Eignung von Kescherfängen zur Darstellung phänologischer Abläufe ergibt sich aus dem Vergleich der Ergebnisse der vorliegenden Untersuchung mit Daten zur Schlüpfphänologie der Limoniidae, die andere Autoren unter ausschließlicher Benutzung der Emergenzmethode erhielten.

Wie JOOST & ZIMMERMANN (1983) feststellten, gibt es bemerkenswerte Übereinstimmungen in der Schlüpfperiodik der Limoniidae zwischen Gewässern verschiedener geographischer Regionen, die zudem noch in verschiedenen Jahren beprobt wurden. Bei allen herangezogenen Untersuchungen zeigt sich ein 2- bis 3gipfeliger Verlauf der Schlüpfperiodik (CASPER 1980a, JOOST & ZIMMERMANN 1983, MENDEL 1973, SANDROCK 1978). Einem Mai/Juni-Hauptgipfel der Emergenz folgen geringe Abundanzen im Juli und darauf 1 bis 2 weitere Schlüpfmaxima von Mitte Juli–September.

Vergleicht man die in der Hauptsache durch Kescherfänge erhaltenen Phänologie-Daten der vorliegenden Untersuchung (Abb. 27), so ist hier ebenfalls ein 2- bis 3gipfeliger Verlauf der Schlüpfperiodik festzustellen. Im Gegensatz dazu konnte NOLL (1985) bei der Auswertung seiner umfangreichen Lichtfänge keine auffällige Bevorzugung einer Jahreszeit innerhalb der Vegetationsperiode feststellen. Er vermutet als Grund die Witterungsabhängigkeit des Flugverhaltens der Limoniidae mit entsprechender Auswirkung auf die Fangrate der Lichtfalle. Weiterhin zieht er die im Vergleich zu Emergenzuntersuchungen vermehrte Erfassung von semiterrestrischen Arten als Erklärung heran.

Semiaquatische und terrestrische Arten waren Hauptbestandteil der Kescherfänge der vorliegenden Studie. Dennoch ergaben sich Apparenzmaxima, die gut mit der durch Emergenzuntersuchungen ermittelten Schlüpfperiodik übereinstimmen. Es kann also nur noch die Witterungsabhängigkeit der Fangrate einer Lichtfalle als Verursacher für die fehlende Darstellung der natürlichen Schlüpfrythmik in Betracht kommen. Damit wird auch die Darstellung von WRAGE (1982) widerlegt, der davon ausgeht, daß ausschließlich die Verwendung von halbautomatischen oder automatischen Fallen zu exakten Angaben über die Jahresrythmik führt.

Das Überwiegen der Männchen in den Kescher- und Farbschalenfängen ist unter Umständen eine Auswirkung ihrer größeren Flugaktivität (ALEXANDER 1920, CUTHBERTSON 1929b). Besonders eklatante Unterschiede in den Geschlechteranteilen wiesen die Tipulidae auf. Hier kam es zu einem Übergewicht der Männchen von 70–80 %. Neben dem eingeschränkten Flugvermögen der Weibchen mit schwerem eiergefülltem Abdomen muß vor allem bei vielen Limoniidae-Arten das Schwärmen der Männchen (CUTHBERTSON 1926a) als Ursache für das Ungleichgewicht angesehen werden. Emergenzfänge, die sämtliche aus einem begrenzten Boden- oder Gewässerbereich geschlüpften Imagines enthalten, belegen, daß mit wenigen Ausnahmen (vgl. *D. bimaculata*, Kap. 6.1.1) das Männchen-Weibchen-Verhältnis ausgeglichen ist (Anhangstab. 2).

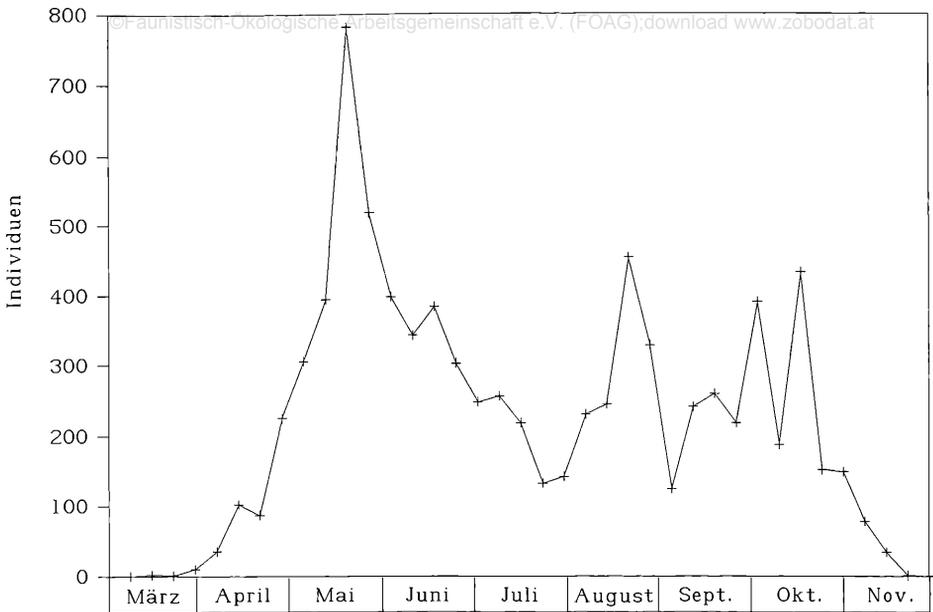


Abb. 27: Wöchentliche Individuenzahlen der Limoniidae im Jahresablauf. Angegeben ist die Summe aller Fänge in den Jahren 1985–1989 im Untersuchungsgebiet „Unterer Schierenseebach“.

6.1.3 Laborhälterung

Der Einsatz von pulverisiertem Erlenlaub als Nähr- und Wohnsubstrat für Limoniidae- und Tipulidae-Larven ermöglichte eine Hälterung bei sehr geringen Mortalitäten. Dies gilt insbesondere für die präimaginalen Stadien der *Helius*- und *Limonia*-Arten sowie für fast alle Tipulidae-Arten (Ausnahmen s. u.).

Als weiterer positiver Effekt erwies sich, daß die Larven im Verlauf eines Jahres nicht umgesetzt werden mußten. Zuweilen auftretende Verpilzungen in den Schälchen waren nicht schädlich. Demgegenüber mußten Larven von *L. macrostigma*, die mit angefeuchtem Brennnessel-Pulver gefüttert wurden (LINDNER 1959 u. a.), 1987 wegen intensivem Pilzwachstum häufig umgesetzt werden. Neben dem einseitigen Nährboden war vermutlich die Hälterung bei konstanter Temperatur der Hauptfaktor für die auftretenden Verpilzungen. Vergleichende Beobachtungen der 1989er Zuchten bei Tag-Nacht-Wechseltemperaturen erhärteten diesen Verdacht.

Ob eine erhöhte Mortalität der Larven auch direkt von den Temperaturverhältnissen durch physiologischen Stress verursacht wurde, ist schwer zu beurteilen. Immerhin wurde anhand mehrerer Beispiele deutlich, daß in den Wintermonaten gleichbleibend hohe Temperaturen zu einem Anstieg der Mortalität führen (z. B. *H. pallirostris*, vgl. a) u. b)) bzw. zu einem völligen Ausfall der Zucht (z. B. *Tipula unca*, vgl. 1987 mit 1989/1990; *Cylindrotoma d. distinctissima*, vgl. a) u. b)).

Die Überwinterung von Tipulidae-Larven des 3. und 4. Stadiums hatte bis zum Februar keine Verluste zur Folge. Vor dem jeweiligen artcharakteristischen Verpuppungszeitraum starb dann allerdings ein Großteil der Larven von *Tipula maxima* und *T. luna* (vgl. Tab. 24, 25). Diese Arten, die sich im Freiland in sehr feuchten bis nassen Böden verpuppen, fanden

wahrscheinlich in dem nur leicht feuchten Substrat der Zuchtgefäße keine optimalen Bedingungen mehr vor. Arten trockenerer Böden, wie z. B. *Nephrotoma analis*, *N. scurra*, *T. lunata* und *T. unca*, gelangten dann auch bis auf wenige Ausnahmen zur Verpuppung.

Ungeachtet der im Rahmen dieser Untersuchung relativ problemlosen Hälterung der meisten Tipulidae- und Limoniidae-Larven (vgl. Anm. zur Schwierigkeit der Zucht von Tipulidae bei THEOWALD 1957), belegen einige Beispiele, daß keine allgemeingültigen Zuchtmethoden für Tipulidae- oder Limoniidae-Larven angegeben werden können.

Prionocera subserricornis konnte nur mit großen Verlusten bis zum 4. Larvenstadium gehältert werden (vgl. Tab. 22). Möglicherweise haben die Larven dieser Art Nahrungsansprüche, denen durch die Gabe von Erlenlaub oder Brennessel-Pulver nicht genüge getan wurde. Als Grund für die hohe Mortalität kommt auch eine aquatische Lebensweise der Larven in Betracht.

Larven von *Tipula r. rufina* zeigten abweichend von der Mehrzahl der gezüchteten Arten eine Bevorzugung von Brennessel-Pulver als Nahrung gegenüber Erlenlaub. Die großen Verluste zu Beginn der Zucht im 2. und 3. Larvenstadium sind darauf zurückzuführen, daß hauptsächlich Erlenlaub angeboten wurde und die tatsächlichen Nahrungspräferenzen zu spät erkannt wurden. Die in der Literatur am häufigsten genannten Fundorte der Larven dieser Art sind Moose, was darauf schließen läßt, daß lebendes pflanzliches Material einen Hauptbestandteil ihrer Nahrung ausmacht (BRINDLE 1959c).

Die Zucht einiger Limoniidae-Arten aus der Unterfamilie der Pediciinae und Hexatomiinae scheiterte ebenfalls vermutlich daran, daß keine adäquaten Ernährungsbedingungen für die Eilarven geschaffen werden konnten.

Bislang beschäftigten sich nur wenige Untersuchungen mit der Ernährungsweise der Limoniidae-Larven. Nach Angaben von CRISP & LLOYD (1954), KÖNNEMANN (1924) und MIALL (1893) ernähren sich die späten Larvenstadien von *Dicranota bimaculata*, *Eleoophila maculata*, *Tricyphona immaculata*, *Phylidorea ferruginea* und *Euphyllidorea fulvoverosa* räuberisch. Untersuchungen über die Ernährung der früheren Larvenstadien stehen noch aus.

Als Nachteil der Zuchten in „naturnahem“ Substrat stellte sich anfangs heraus, daß die optische Kontrolle der Larven erschwert war. Dies traf besonders auf die Tipulidae-Arten zu, deren abgeworfene Kopfkapseln nur schwer in dem dunklen Substrat aufzufinden waren. Die Larvenhäute wurden i. d. R. von den frischgehäuteten Larven gefressen (PRIESNER 1961, WHITE 1951). Bei der Hälterung auf künstlichem Substrat fraßen die Larven in einigen Fällen auch ihre abgeworfenen Kopfkapseln.

Die Häutungsprodukte der Limoniidae-Larven sind bei den meisten röhrenbewohnenden Arten häufig in nächster Nähe der Larve zu finden. Zusätzlich sind Größen- und Formunterschiede zwischen einer frischgehäuteten und einer ausgewachsenen Kopfkapsel sichtbar (LINDNER 1959) und können somit zur Feststellung des Larvenstadiums dienen.

Bei Tipulidae-Larven ist die Messung von Kopfkapselmaßen erschwert, da der Kopf weiter in den Körper zurückgezogen ist. Statt dessen kann der Abstand der Stigmen zur Erkennung des jeweiligen Stadiums dienen. Diese Methode verwandte CASPERS (1980b) während seiner Untersuchungen zur Larvalentwicklung von *T. maxima* mit Erfolg. Bei leichter Reizung der Larven am Vorderpol mit der Pinzette öffnen diese i. d. R. ihr Stigmenfeld, und die Messung kann durchgeführt werden. Um das jeweilige Larvenstadium zu erkennen, genügt nach einiger Übung ein kurzer Blick, da die Abstände der Stigmen nach jeder Häutung deutlich vergrößert sind.

Die bisher u. a. von LAUGHLIN (1958) und NOLL (1978) beschriebenen standardisierten Zuchtmethoden für Tipulidae-Larven haben den schwerwiegenden Nachteil sehr hoher larvaler Mortalitäten. Dieses dokumentiert suboptimale Bedingungen für die Larven und

kann etwaige arbeitstechnische Vorteile nicht aufwiegen. Das gilt besonders für Laborexperimente, deren Ergebnisse im Freiland angewandt werden sollen.

Um möglichst naturnahe Aufzuchtbedingungen in der Klimakammer zu erhalten, wurde u. a. ein Tag-Nacht-Wechsel der Temperatur vorgenommen. Alle bisherigen Untersuchungen über die Entwicklung von Tipulidae- und Limoniidae-Larven fanden bei mehr oder weniger konstanten Temperaturen statt.

Nach SCHWERDTFEGER (1963) haben vergleichende Untersuchungen der Entwicklungsdauer von Organismen, die einerseits abwechselnd 12 h lang bei 15 und 25 °C gehalten werden und andererseits bei einer dem Mittelwert entsprechenden Temperatur von 20 °C, außerordentlich verschiedene Ergebnisse.

Damit ist natürlich noch nicht geklärt, in welchem Ausmaß die Zuchtergebnisse der vorliegenden Untersuchung auf Freilandverhältnisse übertragbar sind. Im aquatischen Milieu sowie im Boden ist im allgemeinen mit einem gegenüber der Klimakammer gedämpfteren Temperaturverlauf zu rechnen.

Extreme Temperaturunterschiede von bis zu 9 °C zwischen Tag und Nacht (Monat Juni) treten zumindest im aquatischen Milieu nicht auf. Gleichwohl spricht die in allen Fällen erstaunlich gute Übereinstimmung des zeitlichen Auftretens bestimmter Arten im Gelände mit der Entwicklung der entsprechenden Imaginalgeneration im Labor für eine gute Übertragbarkeit der Zuchtergebnisse auf die Freilandverhältnisse.

6.2 Artenzahlen

Zum Vergleich der Artenzahlen werden ausschließlich Emergenzstudien an Bächen verwendet (Tab. 34, 35). Diese bieten eine gute Gewähr für die Bodenständigkeit der jeweils ermittelten Arten.

Von REUSCH (1989 u. unveröff.) an der Bille mit der Lichtfangmethode ermittelte Artenzahlen sollen die bisher im norddeutschen Tiefland durchgeführten Untersuchungen an kleinen Fließgewässern vervollständigen.

Limoniidae

Der Mittelgebirgsbach Spitter (JOOST & ZIMMERMANN 1983) ist von allen Bächen am höchsten gelegen. Möglicherweise liegen darin die Gründe für eine im Gesamtvergleich geringe Zahl von 50 Arten.

Eine Einschränkung der Artenzahl ist außerdem dort zu erwarten, wo aufgrund von Ausbaumaßnahmen das Wasserregime des Baches verändert ist und somit während bestimmter Jahreszeiten eine Austrocknung der Uferbereiche oder des gesamten Gewässers stattfindet. Diese Effekte werden noch verstärkt durch die fehlende Beschattung und Feuchtigkeitsretention der vielfach beseitigten Ufergehölze. In ausgebauten Gewässern fehlt zudem die vielfältige Verzahnung von aquatischen und terrestrischen Arealen im direkten Wasserwechselbereich. An diesen Stellen vollendet aber eine große Anzahl semiaquatischer und aquatischer Limoniidae-Arten ihren Lebenszyklus (vgl. Anhangstab. 5, Kap. 6.1.1, 6.3).

Entsprechend gestörte Verhältnisse finden sich an der Schwentine, einem Tieflandbach (REUSCH unveröff.), der mit 23 Arten im Vergleich aller Bäche die geringste Artenzahl aufweist. Der Mittelgebirgsbach Breitenbach (MENDL 1975b) besitzt, wie weite Bereiche der Schwentine, durch das Fehlen von Ufergehölzen einen Wiesenbachcharakter. Da hier jedoch kein Ausbau stattgefunden hat und demgemäß ein natürliches Wasserregime und vielfältig strukturierte Uferbereiche vorhanden sind, resultiert mit 64 Arten eine relativ hohe Artenzahl.

Hohe Artenzahlen am Rohrwiesenbach (MENDL 1975b), Annaberger Bach (CASPER 1980a) und Unteren Schierenseebach (85, 81 und 61) belegen insgesamt die Einschätzung von CASPER (1980a), der den intensiv beschatteten Waldbach mit hoher Fallaub- bzw. Detritusfracht und vielgestaltiger Uferregion als idealen Lebensraum für die Mehrzahl der mitteleuropäischen Limoniidae herausstellt. Auch die hohe Zahl von 67 Arten, die REUSCH (1989) an walddreichen Abschnitten der Bille, einem norddeutschen Tieflandbach, in nur einem Jahr mit der Lichtfangmethode feststellte, bestätigen dies (Tab. 34).

Tab. 34: Vergleich der Limoniidae-Artenzahlen im Bereich verschiedener Bachsysteme, die mit Ausnahme der Bille mit der Emergenzmethode untersucht wurden. LF = Lichtfang.

Fließgewässer, Autor	Angaben zum Untersuchungsraum	Untersuchungs- zeitraum	Artenzahl Limoniidae
Unterer Schierenseebach, Schleswig-Holstein BRINKMANN	Tieflandbach, Ufergehölze, nicht ausgebaut	1985 - 1989	61
Annaberger Bach, Nordrhein-Westfalen, CASPER (1980a)	Mittelgebirgsbach, Quell-Lage: 170 m ü. NN Ufergehölze, nicht ausgebaut	1976 - 1977	81
Spitter, Thüringen, JOOST & ZIMMERMANN (1983)	Mittelgebirgsbach, Quell-Lage: 750 m ü. NN keine Ufergehölze, nicht ausgebaut	1975 - 1977	50
Breitenbach, Hessen, MENDL (1975b), SANDROCK (1978)	Mittelgebirgsbach, Quell-Lage: 385 m ü. NN keine Ufergehölze, nicht ausgebaut	1969 - 1973	64
Rohrwiesenbach, Hessen, MENDL (1975b), SANDROCK (1978)	Mittelgebirgsbach, Quell-Lage: 350 m ü. NN Ufergehölze, nicht ausgebaut	1969 - 1973	85
Schwentine, Schleswig-Holstein, REUSCH (unveröff.)	Tieflandbach, keine Ufergehölze, ausgebaut	1982	23
Bille, Schleswig-Holstein, REUSCH (1989)	Tieflandbach, Ufergehölze, nicht ausgebaut	1986	67 (LF)

Tipulidae

Ein Vergleich der Artenzahlen an bislang untersuchten Bächen zeigt, daß eine nicht unerhebliche Zahl von ca. 20 bis 30 Arten, die in der Mehrzahl als terrestrisch einzustufen sind, im direkten Einflußbereich des Gewässers leben (Tab. 35). Hohe Artenzahlen ergeben sich vor allem an Standorten, die infolge eines naturnahen, unbeeinflussten Wasserregimes des Fließgewässers die gesamte Saison über hohe Feuchtigkeitsgrade aufweisen

und keiner extremen Austrocknung unterliegen. Das Vorhandensein von Laubgehölzen ist in noch stärkerem Maße als für Limoniidae unerläßliche Bedingung für eine artenreiche Besiedlung, da Laubstreu die Hauptnahrung der meisten Tipulidae-Arten darstellt (PRIESNER 1961). Zusätzlich wirken die Gehölze durch Beschattungseffekte einer Austrocknung des Bodens entgegen. Optimale Voraussetzungen sind sowohl am Mittelgebirgsbach Annaberger Bach (CASPER 1978) als auch am Unteren Schierenseebach gegeben. Mit 23 bzw. 24 Arten verhältnismäßig hohe Artenzahlen belegen dies.

Demgegenüber sind die geringeren Artenzahlen an der Schwentine (9 Arten), am Breitenbach (7 Arten) und an der Spitter (5 Arten) auf das Fehlen von Ufergehölzen und die zusätzliche Verbauung des Gewässers im ersten Fall zurückzuführen.

Die innerhalb eines Jahres nur mit der Lichtfangmethode ermittelten 16 Tipulidae-Arten an der naturnahen, mit Ufergehölzen versehenen Bille im Norddeutschen Tiefland lassen hier ebenfalls eine artenreiche Besiedlung des Baches und seiner unmittelbaren Umgebung vermuten (REUSCH unveröff.).

Tab. 35: Vergleich der Tipulidae-Artenzahlen im Bereich verschiedener Bachsysteme, die mit Ausnahme der Bille mit der Emergenzmethode untersucht wurden. LF = Lichtfang.

Fließgewässer, Autor	Angaben zum Untersuchungsraum	Untersuchungs- zeitraum	Artenzahl Tipulidae
Unterer Schierenseebach, Schleswig-Holstein, BRINKMANN	Tieflandbach, Ufergehölze, nicht ausgebaut	1985 - 1989	24
Annaberger Bach, Nordrhein-Westfalen, CASPER (1980a)	Mittelgebirgsbach, Quell-Lage: 170 m ü. NN, Ufergehölze, nicht ausgebaut	1976	23
Spitter, Thüringen, JOOST & ZIMMERMANN (1983)	Mittelgebirgsbach, Quell-Lage: 750 m ü. NN, keine Ufergehölze, nicht ausgebaut	1975 - 1977	5
Schwentine, Schleswig-Holstein, REUSCH (unveröff.)	Tieflandbach, keine Ufergehölze, ausgebaut	1982	9
Breitenbach, Hessen, WAGNER (1980)	Mittelgebirgsbach, Quell-Lage: 385 m ü. NN keine Ufergehölze, nicht ausgebaut	1969 - 1973	7
Bille, Schleswig-Holstein, REUSCH (1989)	Tieflandbach, Ufergehölze, nicht ausgebaut	1986	16 (LF)

6.3 Habitate der Larven

Aufgrund fehlender systematischer und ökologischer Kenntnisse wurden den Limoniidae-Larven in bezug auf ihre Habitatpräferenz bisher nur die sehr weitgefaßten Attribute

terrestrisch-semiaquatisch-aquatisch zugewiesen (CASPERS 1980a). Die Hervorhebung des Feuchtigkeitsgehaltes der larvalen Lebensräume als maßgeblichen, die Verbreitung der Arten beeinflussenden Faktor, erfolgte auch im Falle der Tipulidae. BRINDLE (1960) schreibt: "The chief ecological factor in their distribution appears to be that of the moisture content of the environment" (S. 78).

Aus den Ergebnissen der vorliegenden Untersuchung wird ersichtlich, daß der mittlere Feuchtigkeitsgehalt des Bodens, dargestellt durch die verschiedenen Wasserstufen, kaum Rückschlüsse auf eine bestimmte Artenzusammensetzung erlaubt. Entscheidend für die Besiedlung sind vielfach kurzfristig auftretende Pessim-Situationen, wie z. B. Austrocknung der oberen Bodenschichten oder Überschwemmungen.

Eine stark eingeschränkte Artenzusammensetzung zeigen z. B. gleichermaßen die verschiedenen Wasserstufen zugehörigen Standorte 17 und 20. Gemeinsam ist den Standorten ihre relativ große Entfernung zum Gewässer. Im Sommer können die oberflächlichen Bodenschichten völlig austrocknen. Nur Arten, die über bestimmte physiologische und morphologische Anpassungsmechanismen verfügen, vermögen diese Verhältnisse zu überdauern. KEILIN (1918) beschreibt, daß Larven von *Ula macroptera*, *Dicranomyia modesta* und *Epiphragma ocellare* einen besonderen Verdunstungsschutz ausbilden. Ihre fein behaarte Haut wird mit einer aus Unterhautdrüsen abgeschiedenen öligen Flüssigkeit benetzt. Larven von *Limonia macrostigma* fielen bei Austrocknung ihres Wohnsubstrates im Verlauf der vorliegenden Untersuchung in einen Starrezustand. Bei Anfeuchtung des Substrates wurden sie wieder agil (vgl. Kap. 5.1.8).

FREEMAN (1967) stellte andererseits für diverse Tipulidae-Arten fest, daß die räumliche Verteilung der Larven entlang eines Transektes entscheidend davon abhängt, ob die Lebensräume im Laufe des Jahres überschwemmt werden.

Unter Einbeziehung der beiden genannten, die Artenzusammensetzung der Standorte beeinflussenden Faktoren, kann für viele Arten eine differenziertere Einstufung gegeben werden, als es bisher nach dem anfangs geschilderten Modus geschah.

Zuvor ist erwähnenswert, daß es sowohl unter den Limoniidae als auch unter den Tipulidae eine Reihe von Arten gibt, die gleichermaßen aquatisch, semiaquatisch und terrestrisch auftreten (CUTHBERTSON 1929a). Als Beispiele seien genannt: *Cheilotrichia cinerascens*, *Erioconopa trivialis*, *Erioptera lutea*, *Molophilus griseus* und *Tricyphona immaculata*. Die an verschiedenen Fallenstandorten unterschiedliche Terminierung des Auftretens der letztgenannten Art läßt Möglichkeiten der Anpassung an extreme Überschwemmungsphasen deutlich werden. *T. immaculata* zeigte im Untersuchungsgebiet eine mehrwöchige Unterbrechung ihrer von Mitte April bis Ende Oktober reichenden Flugzeit und ist möglicherweise bivoltin (TJEDER 1959). Im Röhrlicht schlüpfte die Art nur im Herbst. Es kann sich dabei nicht um Tiere einer 2. Generation handeln, da eine Zuwanderung aus dem Umfeld der Falle infolge der unterirdischen Abgrenzung nicht möglich war (vgl. Kap. 2.1.1.1). Die frühjährliche Überschwemmung der Bestände hatte demzufolge einen Aufschub des Schlüpftermins zur Folge. Im selben Jahr trat *T. immaculata* am Kohldistel-Wiesen-Standort gleichermaßen im Frühjahr und im Herbst auf. Hier herrschten das ganze Jahr über ausgeglichene Feuchtigkeitsverhältnisse.

Im folgenden soll die ökologische Einordnung bezüglich der Habitatpräferenzen bevorzugt für Arten durchgeführt werden, die im Untersuchungsgebiet häufig waren bzw. deren Habitatpräferenzen durch Literaturhinweise eindeutig belegt sind.

I Terrestrische Arten aus Lebensräumen, die während des Sommers oberflächlich austrocknen können (Standorte 17, 20):

- *Austrolimnophila ochracea*
- *Limonia nubeculosa*
- *Neolimonia dumetorum*

- *Rhypholophus varius*
- *Nephrotoma quadrifaria*
- *Tipula irrorata*
- *T. scripta*
- *T. submarmorata*

Larven von *L. nubeculosa* starben im Laborversuch nach einer 2tägigen Überschwemmung. Larven von *N. dumetorum* flüchteten bei starker Anfeuchtung ihres Wohnsubstrates. Die Stadien einiger Arten überdauern die trockenen Sommermonate im Zustand einer obligatorischen Diapause (s. *T. lunata*, Kap. 5.2.8).

II Terrestrische (potentiell semiaquatische) Arten der Lebensräume, die während des ganzen Jahres oberflächlich mehr oder weniger feucht sind (Standorte 14, 15, 16, 19).

Eine Einschränkung der Besiedlung erfolgt erst dort, wo Überschwemmungen auftreten:

- *Limonia macrostigma*
- *L. tripunctata*
- *Molophilus appendiculatus*
- *M. bihamatus*
- *Ormosia depilata*
- *Tipula unca*
- *T. variicornis*
- sämtliche der unter I aufgeführten Arten

Im Gegensatz zu den Larven von *L. macrostigma* überlebte eine Larve von *L. tripunctata* eine 2tägige Überflutung im Laborversuch.

Uferstandorte werden von diesen Arten eher besiedelt als temporär großflächig überschwemmte Bereiche (vgl. Anhangstab. 5). Dort können die Larven möglicherweise durch aktives Davonkriechen in Richtung höher gelegener Uferzonen einer Überflutung entgehen.

III Potentiell aquatische Arten:

a) Uferarten: (Standorte 6–9, z. T. Standort 11): Bei einer Überschwemmung des Lebensraumes treiben die Puppen (Larven ?) auf und driften an den Rand des Gewässers (BRINDLE 1967, HINTON 1954). Dieser Vorgang ist für *Pseudolimnophila spp.* bewiesen (HINTON). Die Larven leben zumindest zeitweilig aquatisch (aktiv!). Folgende Arten kommen in Betracht:

- *Limnophila punctata*
- *Pilaria discicollis*
- *Pseudolimnophila lucorum*
- *P. sepium*
- *Tipula lateralis*
- *T. maxima*
- *T. vittata*

Die Uferarten sind selten auch in längerfristig überschwemmten Böden (Sümpfe!) vertreten. Einige Arten, wie z. B. *T. vittata*, treten in feuchten Böden zusammen mit terrestrischen Arten der Gruppe II auf.

b) Sumpfartern: (Standorte 10–13): Diese Arten ertragen eine längerfristige Überschwemmung ihres Lebensraumes (= passiv potentiell aquatisch). Im Extremfall werden auch größere Tiefen stehender Gewässer besiedelt (Seen: *Helius pallirostris!*). Die Verpuppung findet dann z. B. in verrottenden, aus dem Wasser ragenden Schilfstengeln statt (vgl. Kap. 5.1.5).

Aufzuführen sind:

- *Erioptera fuscipennis*
- *E. gemina*

- *E. sordida* (ökologische Arbeitsgemeinschaft e.V. (ÖAG); download www.zobodat.at
- *Euphyllidorea fulvonervosa*
- *Phyllidorea ferruginea*
- *Helius flavus*
- *H. longirostris*
- *H. pallirostris*
- *Tipula luteipennis*
- *T. luna*

Die *Helius*-Arten wurden auch im Laborversuch erfolgreich aquatisch gehalten. Vergleichsweise selten treten die Sumpfsarten im Uferbereich auf.

IV Aquatische Arten (= Fließgewässerarten): Die Larven leben ausschließlich unter Wasser. Manche Arten bevorzugen den seichten Uferbereich, um zeitweilig atmosphärische Luft atmen zu können:

- *Dicranota bimaculata*
- *Eloeophila maculata*
- *E. verralli*

Auch für diese Arten gilt im allgemeinen, daß die Puppenruhe außerhalb des Wassers im feuchten Ufersubstrat durchgeführt wird.

Eine Reihe von Arten läßt sich nicht eindeutig einer der 4 genannten ökologischen Gruppen zuordnen. Es wurden statt dessen Präferenzen für bestimmte Substrate oder Lokalitäten festgestellt, deren Ursache häufig noch ungeklärt ist. Die anschließend genannten Habitate wurden genauer untersucht und dabei folgende Arten festgestellt:

Holz in Zersetzung:

- *Atypophthalmus inustus*
- *Austrolimnophila ochracea*
- *Epiphragma ocellare*
- *Neolimonia dumetorum*
- *Phyllidorea ferruginea*
- *Rhypholophus varius*
- *Dictenidia bimaculata*
- *Tipula irrorata*
- *T. signata*
- *T. staegeri*.

Sowohl die Auswertung der Literatur als auch die Ergebnisse der eigenen Untersuchungen weisen darauf hin, daß keine speziellen Baumarten als Habitat bevorzugt werden. Die meisten Nachweise beziehen sich allerdings auf Funde in Laubholz. Entscheidend für die Besiedlung scheint das Ausmaß der Holzzerersetzung zu sein.

Abgesehen von *D. bimaculata* und *P. ferruginea* zählen die übrigen Arten auch zur Gruppe I der terrestrischen Arten. *E. ocellare* und *N. dumetorum* konnten im Labor auch in Erlenlaub erfolgreich gezüchtet werden.

P. ferruginea gilt allgemein als Carnivor (CRISP & LLOYD 1954) und kann von daher wohl nur ausnahmsweise ihre Entwicklung in (an ?) abgestorbenem Holz vollenden.

In Zersetzung befindliches Holz bietet neben ausgeglichenen Feuchtigkeitsverhältnissen im allgemeinen wohl optimierte Ernährungsbedingungen. Dabei ist im einzelnen nicht klar, welche Bedeutung die Verpilzung des Holzes für die Ernährung der Larven hat. *N. dumetorum* wurde auch schon aus Pilzen gezüchtet (DELY-DRASKOVITS 1972). SAVCHENKO (1985) bezeichnet diese Art als obligat saproxylophag.

Moos: Es traten folgende Arten auf:

- *Limonia macrostigma*

– *Tipula vittata* logische Arbeitsgemeinschaft e.V. (FÖAG); download www.zobodat.at

– *T. unca*

– *Diogma glabrata*

– *Triogma trisulcata*

– nach Literaturoswertung halten sich diverse Tipulidae-Arten zumindest zeitweilig in Moospolstern auf

Bei ausgedehnterer Beprobung sind im Untersuchungsgebiet noch weitere Arten in Moosen zu erwarten.

Nur bei den beiden *Cylindrotomidae*-Arten handelt es sich voraussichtlich um Nahrungsspezialisten (vgl. Kap. 4.4.3). Die übrigen Arten treten auch in anderen Substraten auf.

Pilze: Für folgende im Untersuchungsgebiet nachgewiesene Arten sind Nachweise aus Pilzen bekannt:

– *Achyrolimonia decemmaculata*

– *Limonia tripunctata*

– *Metalimnobia quadrimaculata*

– *M. quadrinotata*

– *Neolimonia dumetorum*

– *Rhipidia duplicata*

– *Ula mollissima*

– *U. sylvatica*

Besonders enge Bindungen an Pilze zeigen sicher *R. duplicata* und *Ula spp.* (vgl. Kap. 4.4.1). Inwieweit deren Larven auf Pilznahrung angewiesen sind, ist ungewiß. Ebenso wie die übrigen genannten Arten wurden sie auch auf offensichtlich pilzfreien Bodensubstraten nachgewiesen. Möglicherweise kann in derartigen Substraten die gesamte larvale Entwicklung ablaufen.

Höhere Pflanzen: Larven von *Cylindrotoma d. distinctissima* wurden auf *Ranunculus repens* gefunden. Sie fraßen von den Blättern. Auf eine Nahrungspräferenz für Ranunculaceae weisen Funde der nordamerikanischen Unterart *C. d. americana* an *Trautvetteria grandis* hin (CAMERON 1918). In der Literatur werden verschiedene „Wohn“- und Nährpflanzen für die Art genannt (vgl. Kap. 4.4.3).

Röhricht: (Standort 12): Bis auf einen Einzelfang im semiaquatischen Bereich wurde *Limonia trivittata* ausschließlich im Schilf-Röhricht nachgewiesen. Die Art scheint überflutungstoleranter zu sein als *L. macrostigma*, *L. nubeculosa* und *L. tripunctata*.

Der Nachweis der Larven von *L. trivittata* in abgestorbenen Wurzeln von *Angelica sylvestris* (RÖSELER 1963) spricht unter Umständen für eine Ernährungsspezialisierung auf in Zersetzung befindliche Pflanzenwurzeln.

Dicranomya modesta trat im Röhricht mit sehr hohen Individuenzahlen auf. An anderen Standorten wurde die Art nur vereinzelt ermittelt. Die Nachweise von CASPERS (1983) an einem künstlich angelegten See deuten auf eine enge Bindung an Verlandungsbiotope hin.

Litoralzone, See: *Helius pallirostris* wurde in Emergenzfängen am Belauer See (Schleswig-Holstein) nur in der Schilfzone festgestellt. Die Larven dieser Art treten bis zu einer Tiefe von 75 cm im Bodensubstrat des Sees auf (U. NEHL, Zool. Inst. Univ. Kiel, mdl.).

Im Bereich des Untersuchungsgebietes zeigten *H. flavus* und *H. longirostris* ebenfalls hohe Individuenzahlen im Schilf-Röhricht, besiedelten aber auch andere Standorte.

H. pallirostris wurde andererseits im Untersuchungsgebiet nicht nachgewiesen. Sie scheint eine engere Bindung an relativ offene Bereiche großflächiger, stehender Gewässer zu haben. Die geringe Zahl besammelter derartiger Standorte erklären möglicherweise auch die seltenen Funde der Art (CASPERS 1983).

Die Anpassung von *H. pallirostris* an das aquatische Milieu äußert sich vielleicht auch in den beobachteten Verhaltensunterschieden ihrer Larven im Vergleich zu denen von *H. flavus* und *H. longirostris*. Das zuckmückenartige Schlangeln kann dazu dienen, aus größerer Tiefe die Gewässeroberfläche zu erreichen, um dort die Verpuppung in abgestorbenen Pflanzenstengeln durchzuführen (vgl. Kap. 5.1.5).

Kulturland (Knickfuchsschwanz-Rasen): (Standort 18): Es kommen ausschließlich solche Arten vor, die sowohl zeitweilige Überschwemmungen als auch Phasen stärkerer Austrocknung überstehen können (vgl. Kap. 3).

Molophilus ater, *Tipula fascipennis* und *T. paludosa* wurden fast nur auf den Kulturflächen nachgewiesen. Die übrigen Arten erwiesen sich als weitverbreitet im Untersuchungsgebiet und scheinen nur ausnahmsweise auf Kulturland vorzukommen. Bei letzteren handelt es sich um *Erioconopa trivialis*, *Molophilus griseus*, *Phylidorea ferruginea*, *Tricyphona immaculata*, *Tipula luna*, *T. unca* und *T. varipennis*.

6.4 Phänologische Aspekte

Die Generationenfolge der Tipuloidea (sensu HENNIG 1973) ist weitestgehend unerforscht.

ALEXANDER (1920) erklärt die deutliche Unterbrechung der Flugzeit im Jahr bei den kleinen *Ormosia*- und *Erioptera*-Arten mit dem Auftreten von 2 Generationen pro Jahr. Er vermutet aber auch, daß ein Teil der Larven im Herbst die Entwicklung nicht mehr vollendete und überwinterte. Im folgenden Frühjahr wird dann die Entwicklung einer 2. Generation vorgetauscht.

ROGERS (1942) hält es für möglich, daß 2 klar getrennte Bruten die Ursache für das zweimalige Erscheinen einer Art im Jahr sei. Ein lückenloses Auftreten der Imagines während einer langen Flugperiode ist nach ROGERS auf die Entwicklung von bis zu 3 Generationen bei kombinierter verzögerter Larvalentwicklung zurückzuführen. Die Nachzügler einer früheren Generation würden dann gemeinsam mit den sich beschleunigt entwickelnden Individuen einer späteren Generation auftreten.

Nach BYERS (1961) können bestimmte Mikroklimata dafür verantwortlich sein, daß eine *Dolichopeza*-Art an manchen Stellen eine 2. Generation im Jahr hervorbringt.

GEIJSKES (1936) stellt mehrere Hypothesen für die Jahresperiodik von Bach- und Quellinsekten auf. Nach seinen Ausführungen müßten die Tipulidae-Arten mit klar getrennten Frühjahrs- und Herbstflugzeiten eine 1,5jährige larvale Entwicklung durchmachen.

Unter ausschließlicher Berücksichtigung der Flugzeiten geben MANNHEIMS & THEOWALD (1951–1980) für die meisten Tipulidae einen einjährigen Entwicklungszyklus an. Wenige Arten, wie z. B. *Tipula lateralis* und *T. pierrei*, bringen nach ihren Aussagen 2 Generationen pro Jahr hervor. BRINDLE (1960) vermutet aufgrund einer langen Flugperiode auch für *Tipula r. rufina* 2 Generationen pro Jahr.

Angaben zur möglichen Generationsfolge der *Cylindrotomidae* finden sich bei PEUS (1952). *Cylindrotoma d. distinctissima* soll mit 2 Generationen jährlich auftreten, während die übrigen Arten univoltin seien.

Sämtlichen aufgeführten Interpretationen des Entwicklungsgeschehens bei Tipuloidea ist gemeinsam, daß sie nicht durch Zuchtergebnisse abgesichert sind.

Erst in jüngerer Zeit züchteten LINDNER (1959), CRAMER (1968) und REUSCH (1988a) eine Reihe von Limoniidae-Arten bei Zimmertemperatur und erweiterten das Wissen um die mögliche Generationenfolge einiger Arten. Allerdings können Zuchten bei Zimmertemperaturen oder unter optimierten Laborbedingungen nicht ohne weiteres auf die realen Verhältnisse im Freiland übertragen werden. Von eindeutig einjährigen Limoniidae-Arten

wurden bei Zimmertemperatur in einem Jahr mehrere Generationen gezüchtet (ROGERS 1942). Auch LINDNERS Zucht von *Limonia nubeculosa* bis zur 3. Generation zwischen Oktober 1956 und März 1957 läßt, da sie bei Zimmertemperaturen und optimaler Feuchtigkeit stattfand, nicht zwingend auf die Generationenfolge der Art im Freiland schließen. In jedem Fall können die Zuchten nicht – wie von LINDNER gefordert – als „unmittelbarer Beweis“ für die Freilandverhältnisse gewertet werden.

REUSCH gibt eine vorsichtigeren Auslegung seiner Laborzuchtergebnisse. Er schreibt, „daß die Präimaginalentwicklung der Limoniidae zumindest unter Laborbedingungen auf mehreren Wegen abläuft“ und gibt eine entsprechende Zusammenfassung (REUSCH 1988a, S. 101).

Zur Aufklärung der Generationenfolge ausgewählter Arten des Gebietes am Unteren Schierenseebach dienen mir im Freiland ermittelte Flugzeiten bzw. Apparenzmaxima sowie Zuchtergebnisse (Ergebnisse anderer Autoren werden zum Vergleich herangezogen):

Limoniidae

1. *Dicranota bimaculata*

Mehrwöchige Unterbrechungen der Flugzeit dieser Art, wie sie die vorliegende Untersuchung belegt (Abb. 7a), werden auch von anderen Autoren angegeben (CASPER & NOLL 1981, CRAMER 1968, DITTMAR 1955, DORN 1983, MENDEL 1973, NOLL 1985, SANDROCK 1978). TJEDER (1959) stellte für Nordschweden nur eine Flugzeit von Juli bis August fest, in Süd- und Zentralschweden dagegen gleichfalls 2 getrennte Apparenzen.

REUSCH (1988a) ermittelte hingegen im Norddeutschen Tiefland (Raum Niedersachsen) in den Jahren 1982–1984 ein kontinuierliches Auftreten der Art von März bis Oktober.

Die Apparenz der Art am Unteren Schierenseebach wies 1986 zwei deutliche Maxima Mitte Mai und Mitte September auf. Fraglich scheint aber nach wie vor, ob 2 Generationen für diese Maxima verantwortlich sind. Vereinzelt Funde im Juli, die keinen direkten Anschluß an die Apparenzmaxima zeigen, lassen vermuten, daß eine verzögerte Larvalentwicklung in jedem Fall eine Rolle spielt.

Larvenaufzuchten von REUSCH (1988a) weisen auf eine univoltine Entwicklung hin. Von ihm gleichzeitig gesammelte Larven IV verpuppten sich im Labor im Abstand von 6 oder mehr Monaten.

2. *Epiphragma ocellare*

E. ocellare war im Untersuchungsgebiet von Anfang Mai bis Ende Juli vertreten. Entsprechende Flugzeiten werden auch von anderen Autoren genannt (CASPER & NOLL 1981, NOLL 1985).

In der Laborzucht währte die Praeimaginalentwicklung 368 Tage und bestätigt somit die univoltine Entwicklung der Art im Freiland (Tab. 10).

3. *Austrolimnophila ochracea*

A. ochracea trat im Untersuchungsgebiet von Anfang Mai bis Mitte September auf. Entsprechende Angaben finden sich bei REUSCH (1989) für das Tiefland Norddeutschlands.

Die Apparenz der Art zeigte 1988 Ende Mai ein Maximum (Abb. 7c). Vereinzelt traten noch von Juli bis September Individuen in den Fängen auf. In der Emergenz von Standort 22 wurde *A. ochracea* nur von Mitte Mai bis Ende Juni festgestellt. Möglicherweise liegt hier ein Indiz dafür vor, daß es sich bei den im August und September im Freiland gefangenen Tieren um die 2. Generation der Art handelt. Deren Entwicklung wird in der Emergenzfalle durch das Ausfangen der 1. Generation vermieden („Leerfangeffekt“).

P. lucorum wurde kontinuierlich von Anfang Juni bis Ende August nachgewiesen. NOLL (1985) nennt für die Bundesrepublik Deutschland eine im August unterbrochene Flugzeit von Anfang Mai bis Mitte September.

Die Apparenz 1987 gibt keine Hinweise auf die Entwicklung von mehr als einer Generation pro Jahr (Abb. 7c).

5. *Limnophila punctata*

Die Art trat von Mitte April bis Anfang Juni auf. Diese Flugzeit bestätigt exakt die von REUSCH (1989) für das Tiefland Norddeutschlands festgestellten Daten.

Das Apparenzdiagramm von 1988 stellt den nur 5 Wochen dauernden Schlupf mit einem Maximum Ende April dar (Abb. 7c). Es handelt sich bei *L. punctata* ohne Frage um eine univoltine Frühjahrsart, deren Schlupf in engen Zeiträumen synchronisiert erfolgt.

Der sehr geringe Weibchenanteil an der hauptsächlich mit Kescherfängen festgestellten Apparenz spricht für eine größere Flugaktivität der Männchen (vgl. Kap. 6.1.2).

6. *Euphyllidorea fulvonervosa*

E. fulvonervosa wurde von Anfang Mai bis Mitte Oktober gefangen. Einen entsprechenden Zeitraum geben auch CRAMER (1968), NOLL (1985) und REUSCH (1988a) an. Ende August bis Anfang September zeigt sich eine mehrwöchige Unterbrechung der Flugzeit.

In den Jahren 1987 und 1988 hat die Art deutliche Apparenzmaxima im Juli bzw. Juni.

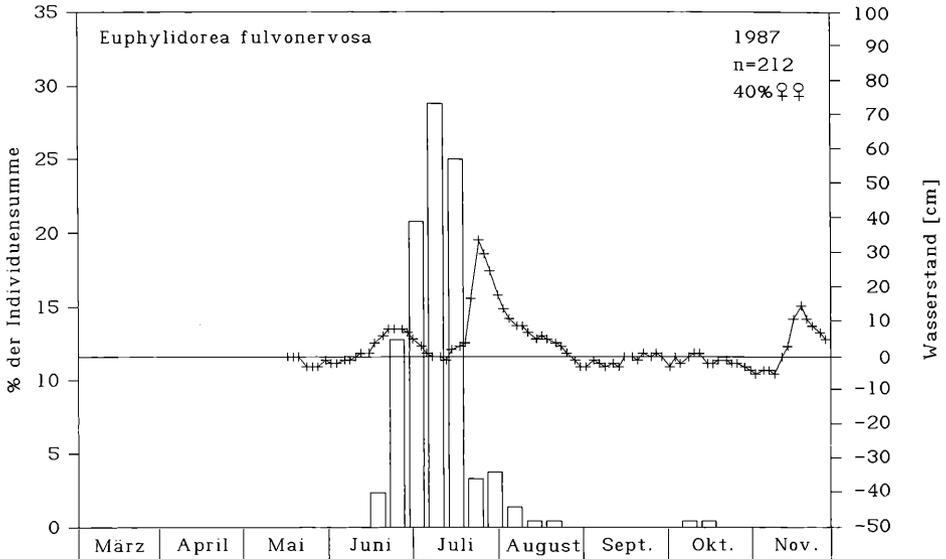


Abb. 28: Jahresperiodisches Auftreten (Apparenz) von *E. fulvonervosa* in Beziehung zum Wasserstand eines von ihr bevorzugten larvalen Lebensraums (= Standort 10). Wöchentliche Fänge der Art im Untersuchungsgebiet „Unterer Schierenseebech“ werden als relative Häufigkeiten in bezug zur Individuensumme/Jahr durch Säulen dargestellt. Die durchgezogene Linie kennzeichnet die Höhe des Wasserstandes u. und ü. Fl. Die Überschwemmung von St. 10 Ende Juli geht einher mit einer Abnahme der Apparenz von *E. fulvonervosa*.

Günstigere klimatische Bedingungen im Jahr 1988 verursachen vermutlich das vergleichsweise frühere Erscheinen (Abb. 7c). Vielleicht spielen auch die in den Jahren unterschiedlich terminierten Hochwasserstände für die Ausprägung der Apparenzmaxima eine Rolle (Abb. 28). Während einer Überschwemmung ihrer Hauptlebensräume (z. B. Standort 10) kann die Art wahrscheinlich nur bedingt schlüpfen (vgl. *Tricyphona immaculata*, Kap. 6.3).

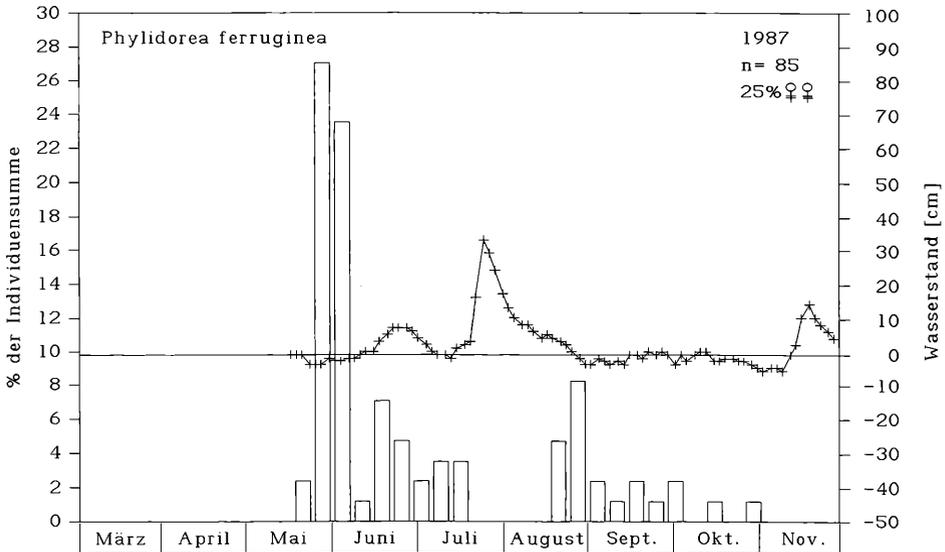
Es bleibt unklar, ob es sich bei den im November gefangenen Individuen um das Resultat einer verzögerten Larvalentwicklung handelt oder um die Entwicklung einer 2. Generation.

7. *Phylidorea ferruginea*

Der ausgedehnte Flugzeitraum von Ende April bis Mitte November ergänzt die bisher bekannten Daten beträchtlich. NOLL (1985) nennt Anfang Mai bis Anfang Oktober für den Bereich der Bundesrepublik Deutschland.

Die Apparenz erreicht in den Jahren 1987 und 1988 jeweils höchste Werte in den ersten beiden Monaten der Flugperiode (Abb. 7c). 1988 erscheint *P. ferruginea* etwa 3 Wochen früher, was unter Umständen klimatische Ursachen hat (s. auch 6. *E. fulvonervosa*).

Auch Überschwemmungen der bevorzugten larvalen Lebensräume von *P. ferruginea* könnten eine Auswirkung auf die zeitliche Festsetzung des Schlupfes haben (vgl. *T. immaculata*, Kap. 6.3). Während der Hochwasserspitzen im Erlenbruch wurde die Art nur selten oder gar nicht festgestellt (Abb. 29).



Offenbleiben muß vorerst die Frage, ob die im Herbst gefangenen Individuen das Resultat einer verzögerten Entwicklung sind oder einer 2. Generation angehören. Nur Zuchten unter freilandähnlichen Bedingungen können hier gesicherte Informationen geben.

8. *Eloeophila verralli*

Die Flugzeit erstreckte sich von Anfang Mai bis Mitte Juni. Entsprechende Zeiten wurden von REUSCH (1988a) im Norddeutschen Tiefland (Raum Niedersachsen) festgestellt.

Die dem Apparenzdiagramm (Abb. 7a) zugrunde liegenden Individuen schlüpfen sämtlich auf der nur 0,5 m² großen Probefläche des Standortes 9. Der hier im Vergleich zur ermittelten Flugzeit von 5 Wochen nur 2 Wochen währende Schlupfzeitraum belegt, daß die an verschiedenen Stellen unterschiedlichen Mikroklimata für gewisse Varianzen der Schlupfzeiten sorgen und damit das Auftreten der Art in einem längeren Zeitraum sichern.

Bei *E. verralli* handelt es sich unzweifelhaft um eine univoltine Frühjahrsart.

9. *Neolimnomyia nemoralis*

Für diese Art wurde eine Flugzeit von Mitte Mai bis Anfang Oktober ermittelt. NOLL (1985) gibt für die Bundesrepublik Deutschland Anfang Mai bis Anfang Oktober an.

Das Apparenzdiagramm von 1988 läßt keine Schlüsse auf eine mögliche bivoltine Entwicklung der Art zu (Abb. 7c).

Von JOOST & ZIMMERMANN (1983), MENDEL (1973) und SANDROCK (1978) dargestellte Schlüpfrythmen geben ebenfalls trotz langer Flugzeit keine Hinweise auf die Entwicklung von jährlich mehr als einer Generation. Das gleiche gilt für die von REUSCH (1988a) durchgeführten dekadischen Lichtfänge.

10. *Erioptera lutea*

Die Flugphase erstreckt sich ohne Unterbrechung von Ende April bis Mitte November und entspricht damit dem von REUSCH (1989) für das Norddeutsche Tiefland festgestellten Flugzeitraum.

Eine Analyse der Apparenzdiagramme erlaubt Rückschlüsse auf einen polyvoltinen Entwicklungszyklus. 1987 reihen sich 3 Apparenzmaxima im Abstand von etwa 2 Wochen aneinander. Die Apparenz der Art 1988 kann in gleicher Weise interpretiert werden. Imagines erschienen hier etwa 2–3 Wochen früher im Jahr (Abb. 7a).

NOLL (1985) ermittelte in Zuchten bei Zimmertemperatur eine präimaginale Entwicklungszeit von etwa 8 Wochen. Entsprechende Entwicklungszeiten im Freiland könnten zu den oben dargestellten Apparenzen führen. Vermutlich verursacht die verzögerte Entwicklung eines Teils der Larven ein Überlappen der Generationen (ROGERS 1942). Dekadische Lichtfänge von REUSCH (1988a) geben keine Hinweise auf den möglichen Entwicklungszyklus. JOOST & ZIMMERMANN (1983) fanden in der Emergenz der Spitter höchste Abundanzwerte der Art Anfang Juni und später in Abständen jeweils weitaus niedrigere Abundanzpeaks. Die auf das 1. Abundanzmaximum folgenden niedrigeren Fangzahlen könnten, falls eine polyvoltine Entwicklung vorläge, auf das Ausfangen der Parentalgeneration zurückzuführen sein („Leerfangeffekt“).

11. *Eriocnopa trivialis*

Die ermittelte Flugzeit reicht von Mitte April bis Ende Juni und von Mitte September bis Mitte Oktober. Von Ende Juni bis Mitte September erfolgte nur der Fang eines einzigen Individuums Mitte August.

REUSCH (1989) wies die Art von Ende April bis Mitte November durchgehend für das

Norddeutsche Tiefland nach NOLL (1985) gibt als Flugzeit Mitte April bis Mitte Juni, Anfang bis Mitte Juli sowie Ende August bis Ende Oktober an. WRAGE (1982) nimmt aufgrund der von ihm festgestellten deutlich unterbrochenen Flugzeit an, daß 2 Generationen im Jahr auftreten, eine 1. von Mai bis Mitte Juni, die 2. von Mitte August bis Oktober.

Die eigenen Zuchtergebnisse lassen die Schlußfolgerung zu, daß im Tiefland Norddeutschlands der gesamte Flugzeitraum von höchstens 2 Generationen abgedeckt wird (vgl. Kap. 5.1.2). Eine in späteren Larvenstadien deutlich asynchrone Entwicklung kann im Freiland eine kontinuierliche Flugphase verursachen.

12. *Cheilotrichia cinerascens*

Diese Art wies eine Flugzeit von Ende April bis Mitte Oktober auf. REUSCH (1989) ermittelte *C. cinerascens* im Norddeutschen Tiefland bis Anfang November.

Dem Apparenzdiagramm zugrunde liegende Werte resultieren fast ausschließlich aus Lichtfängen. Mehr als 80 % der Individuen wurden Ende Mai gefangen (Abb. 7a).

Dekadische Lichtfänge von REUSCH (1988a, 1989) im Norddeutschen Tiefland geben keine Hinweise auf eine bestimmte Jahresperiodik der Art. Die im jahresübergreifenden Vergleich unterschiedlich terminierten Apparenzmaxima sprechen dafür, daß kurzfristige Klimaveränderungen ein Anschwellen der Population auslösen können bzw. zu einer erhöhten Aktivitätsdichte führen (s. auch NOLL 1985).

REUSCH (1988a) züchtete *C. cinerascens* und stellte für dasselbe Gelege unterschiedliche Präimaginalentwicklungszeiten von 3–6 Monaten fest. Somit kann die gesamte Flugzeit von einer Generation abgedeckt werden.

Die 2-Generationen-Hypothese aufgrund eines Frühjahrs- und eines Herbstmaximums der Art in der Emergenz entbehrt vorläufig eines Nachweises durch Zuchtergebnisse (CASPERS 1980a, JOOST & ZIMMERMANN 1983, MENDEL 1973).

Die hohen Weibchenanteile der vorliegenden Untersuchung (98 %) wurden auch von REUSCH (1988a, 1989) im Tiefland Norddeutschlands festgestellt (80–96 %). Einen erhöhten Weibchenanteil ermittelten abgesehen von NOLL (1985), der ebenfalls mit der Lichtfangmethode arbeitete, auch Untersucher, die Emergenzfänge auswerteten (CASPERS 1980a: ca. 70 %, JOOST & ZIMMERMANN 1983: ca. 67 %). MENDEL (1973) stellte in der Emergenz eines Mittelgebirgsbaches ein etwa ausgeglichenes Geschlechterverhältnis fest. Extrem hohe Weibchenanteile in Lichtfängen lassen den Schluß zu, daß Licht auf Weibchen dieser Art eine erhöhte Attraktivität ausübt.

13. *Helius flavus*

H. flavus hatte eine Flugzeit von Anfang Mai bis Anfang August. REUSCH (1989) gibt einen kürzeren Zeitraum von Mitte Juni bis Ende Juli für das Norddeutsche Tiefland an. Juni bis August nennt NOLL (1985) als Flugzeit für die Bundesrepublik Deutschland.

Das Apparenzdiagramm von 1988 gibt keinen Hinweis auf eine bivoltine Entwicklung (Abb. 7b). Unter Berücksichtigung der Zuchtergebnisse könnten jedoch gegen Ende der Flugzeit Individuen der 2. Generation auftreten (Abb. 7b, Tab. 12).

Ob die Entwicklung einer 2. Generation die Flugphase insgesamt verlängert, bleibt unklar. Möglicherweise schlüpfen die Imagines der 1. Generation verzögert während der gesamten Flugzeit.

14. *Helius longirostris*

Für *H. longirostris* wurde eine Flugzeit von Anfang Mai bis Ende August ermittelt. Dies entspricht etwa dem Zeitraum, den REUSCH (1989) für die Art im Norddeutschen Tiefland feststellte.

Die in der Zucht ermittelten präimaginalen Entwicklungszeiten lassen vermuten, daß von Mitte bis Ende der Flugzeit Imagines der 2. Generation auftreten (Abb. 7b). Ein Teil der Nachkommen der 1. Generation entwickelt sich verzögert und schlüpft gemeinsam mit den Nachkommen der 2. Generation im nächsten Jahr.

15. *Helius pallirostris*

Diese Art stammte nicht aus dem Untersuchungsgebiet. Sie trat in Emergenzfängen auf dem Belauer See (Schleswig-Holstein) in der Zeit vom 2. 6. bis 18. 9. 1989 sowie vom 18. 5. bis 3. 9. 1990 auf. Aus der Literatur sind nur wenige Flugzeitangaben bekannt (COE 1950: Mai, Juni; NOLL 1985: Mitte August–Anfang September; STARY & ROZKOSNY 1970: 10. 6.).

1989 hatte die Art 2 deutliche Apparenzmaxima Mitte Juni und Ende Juli, Anfang August. Der Abstand dieser Maxima entspricht mit etwa 50 Tagen der ermittelten präimaginalen Entwicklungsdauer von *H. pallirostris* (Tab. 14). Anscheinend handelt es sich hier um 2 aufeinanderfolgende Generationen.

Die Apparenzen der Entwicklungsstadien in der Laborzucht deuten außerdem darauf hin, daß Ende September mit einer 3. Generation von *H. pallirostris* zu rechnen ist. So wurden auch im Freiland Ende September vereinzelte Imagines gefangen (Abb. 7b).

Eine verzögerte Larvalentwicklung, die möglicherweise besonders zu Beginn der Flugperiode auftritt, führt zu einer Überlappung der Generationen. Folglich erscheint die Art fast ohne Unterbrechung ihrer Flugzeit das ganze Jahr über (s. auch ROGERS 1942).

16. *Dicranomyia modesta*

Diese Art trat von Ende Mai bis Ende November ununterbrochen auf. Denselben Zeitraum nennt REUSCH (1989) für das Tiefland Norddeutschlands.

MENDL (1973) und NOLL (1985) stellten für *D. modesta* 3 Abundanzmaxima im Juni, August und Oktober fest, die jenen der vorliegenden Untersuchung gleichen (Abb. 7a). Nach den ermittelten präimaginalen Entwicklungszeiten sind 3 Generationen pro Saison möglich (Abb. 22, Tab. 15). Entwicklungsverzögerungen treten zusätzlich auf, so daß, wie für das Untersuchungsgebiet dargestellt (Tab. 5), eine ununterbrochene Flugzeit resultieren kann. MENDL gibt für den Breitenbach eine zweimalige Unterbrechung der Flugphase an.

Dekadische Lichtfänge von REUSCH (1989) an der Bille könnten ebenfalls in Hinblick auf die Entwicklung von 3 Generationen interpretiert werden.

Im Gegensatz zu den Untersuchungen von NOLL (1985) und REUSCH (1989) nicht ausgeglichene Geschlechteranteile sind vermutlich methodisch bedingt (vgl. Kap. 6.1.2).

17. *Neolimonia dumetorum*

N. dumetorum trat Anfang Mai bis Anfang September auf. REUSCH (1988a) ermittelte im Norddeutschen Tiefland (Raum Niedersachsen) eine Flugzeit von Mitte Juni bis Ende September. Nach NOLL (1985) sind für die Bundesrepublik Deutschland Flugzeiten von Ende Mai bis Anfang September bekannt.

Die Zuchtergebnisse deuten auf sehr große Spannen der Entwicklungszeiten innerhalb eines Entwicklungsstadiums hin (Abb. 23, Tab. 16). Ein Teil der Nachkommen der 1. Generation entwickelt sich voraussichtlich im selben Jahr zu den Imagines der 2. Generation. Darauf deuten neben den Zuchtergebnissen auch Emergenzfänge über vermoderndem Erleholz hin. Es wurde eine Apparenzlücke von einem Monat festgestellt.

Den Zuchtergebnissen nach, können die Nachkommen der 1. Generation auch im Larvenstadium überwintern.

L. macrostigma trat ohne Unterbrechung von Ende April bis Anfang November auf. Bisher ermittelte Flugzeiten, die NOLL (1985) für die Bundesrepublik Deutschland und REUSCH (1989) für das Norddeutsche Tiefland angeben, sind kürzer (BRD: Anfang Mai–Mitte Oktober, Norddeutsches Tiefland: Ende Mai–Ende Oktober).

CRAMER (1968), NOLL (1985) und TJEDER (1958) stellten eine deutlich unterbrochene Flugzeit fest und vermuten, daß *L. macrostigma* bivoltin ist.

Die 1989 ermittelten präimaginalen Entwicklungszeiten decken sich nicht mit den Abständen der im Freiland festgestellten Apparenzmaxima (Abb. 7b). Unter Umständen verlief die Entwicklung im Labor schneller als unter den gedämpften Temperaturbedingungen des Freilands. Darauf deuten auch die 1987 im Labor ermittelten Entwicklungszeiten bei einer konstanten Temperatur von 20 °C hin. Mit rund 90 Tagen wurde eine erheblich längere präimaginale Entwicklungszeit festgestellt als 1989 mit ca. 60 Tagen.

Dennoch sollte in Betracht gezogen werden, daß zumindest die ersten während einer Saison auftretenden Imagines 2 weitere Generationen im selben Jahr hervorbringen können. Demzufolge wäre die Art fakultativ polyvoltin.

Verzögerungen, die während der Larvalentwicklung in den Zuchten auftraten, können auch im Freiland die Ursache für eine ununterbrochene Flugphase sein (ROGERS 1942).

19. *Limonia nubeculosa*

L. nubeculosa trat von Anfang April bis Mitte November auf. Einen entsprechenden Zeitraum nennt REUSCH (1989) für das Tiefland Norddeutschlands.

Die Zuchtergebnisse zeigen, daß sich zumindest 3 Generationen während einer Flugsaison entwickeln können (Abb. 25). Eine besonders in der 2. Generation asynchrone Entwicklung kann zu einem Überlappen der Generationen führen. Die lückenlose Flugzeit wäre damit erklärt.

Die 1988 ermittelten Apparenzen lassen nur im Frühjahr ein klares Maximum erkennen (Abb. 7b). In der Folge führt wahrscheinlich die zunehmend asynchrone Entwicklung der Larven zu einer unklaren Abgrenzung der Apparenzen der 2. und 3. Imaginalgeneration.

20. *Limonia tripunctata*

L. tripunctata wurde in der Zeit von Ende April bis Mitte Juli nachgewiesen. REUSCH (1989) fand die Art bislang im Norddeutschen Tiefland von Anfang Mai bis Ende Juli.

1987 und 1988 ermittelte Apparenzen der Art belegen in Kombination mit den Zuchtergebnissen einen einjährigen Entwicklungszyklus. Wie schon LINDNER (1959) und REUSCH (1988a) feststellten, führen die im Frühjahr abgelegten Eier eine mehrmonatige Entwicklungsruhe durch. REUSCH beobachtete in seiner Zucht zusätzliche Entwicklungsruhephasen der Larven III und IV.

Abweichend von den genannten Autoren ermittelte CRAMER (1968) für ein Sommergelege nur eine Embryonalentwicklungszeit von 11–13 Tagen.

Die Dauer der Präimaginalentwicklung scheint bei Zimmertemperatur deutlich verkürzt gegenüber den während der vorliegenden Studie ermittelten Werten (REUSCH 1988a: 6,5–9 Monate bei Zimmertemperatur, vorliegende Untersuchung: ca. 1 Jahr bei im Jahresgang variierten Temperaturen).

Am Beispiel von *L. tripunctata* ist klar zu erkennen, daß die in einem Jahr festgestellte Apparenzdauer deutlich kürzer ausfallen kann als die insgesamt im Untersuchungsgebiet ermittelte Flugzeit. In den beiden Jahren 1987 und 1988 war die Art jeweils nur 6 Wochen

im Freiland anzutreffen (Abb. 7b). Die Flugzeit begann 1988 vermutlich wegen günstiger klimatischer Bedingungen etwa 3 Wochen früher (vgl. Apparenz von *L. macrostigma* u. a.).

21. *Limonia trivittata*

Diese Art hatte eine Flugzeit von Anfang Juni bis Mitte August. Ähnliche Angaben macht REUSCH (1989) für das Norddeutsche Tiefland.

In der Zucht ermittelte präimaginale Entwicklungszeiten von 358–364 Tagen unterstreichen die univoltine Entwicklung (Tab. 20). Die Eier zeigten eine Entwicklungsruhephase von etwa 9 Monaten. Erst im Frühjahr schlüpften die Eilarven.

Tipulidae

1. *Prionocera subserricornis*

P. subserricornis wies eine Flugzeit von Mitte April bis Mitte September auf. Ende Juni bis Anfang Juli erfolgte eine dreiwöchige Unterbrechung. Folgende Angaben anderer Autoren sind bekannt: MANNHEIMS & THEOWALD (1951–1980): 30. 4. (PEUS leg., Zentrales Mittelgebirge [Rothenburg a. Oder]), 12. 9. (Zentrales Mittelgebirge [Dachau]); REUSCH (mdl. Mitt.): 14. 5. (Norddeutsches Tiefland [Raum Niedersachsen]); ZETTERSTEDT (1851): 29. 6., 16. 7. (Boreales Hochland [Norwegen]).

Apparenzdiagramme von 1987 und 1988 zeigen 2 klar getrennte Maxima im Frühjahr und Herbst (Abb. 8). Obgleich kein vollständiger Zyklus der Art gezüchtet werden konnte, spricht der relativ kurze Zeitraum zwischen Eiablage und Schlupf der Larven III dafür, daß 2 Generationen jährlich auftreten.

Deutlich verschiedene Weibchenanteile im Vergleich beider Jahre sind aller Voraussicht nach auf die Anwendung verschiedener Fangmethoden zurückzuführen (vgl. Kap. 6.1.2).

2. *Tipula r. rufina*

Diese Art wurde mit Lichtfang in der Nähe eines Gartengeländes in Kiel am 17. 4. 1989 gefangen. Nach MANNHEIMS & THEOWALD (1951–1980) besitzt *T. r. rufina* im Gegensatz zu den anderen Arten der Untergattung *Savtshenkia* jährlich 2–3 Flugzeiten. Es werden die Zeiträume von April–Mai, Juli–September und November genannt. NOLL (1985) gibt dieselben Flugzeiten an und vermutet, daß nur unter klimatisch günstigen Bedingungen in Südeuropa, Nordafrika und Vorderasien mit einer 3. Flugphase im November zu rechnen ist. BRINDLE (1960) meint aufgrund der insgesamt langen Flugphase, daß 2 Generationen jährlich auftreten.

Die eigenen Zuchtergebnisse deuten auf einen bivoltinen Entwicklungszyklus von *T. r. rufina* hin. Präimaginale Entwicklungszeiten von 155 Tagen lassen allerdings die Entwicklung einer 3. Generation unwahrscheinlich werden. Eine 3. Flugphase im November kann nur aus einer verzögerten Larvalentwicklung der 2. Generation resultieren.

3. *Tipula luna*

Diese Art wurde von Ende April bis Anfang Juli im Untersuchungsgebiet gefangen. NOLL (1985) gibt für Mitteleuropa eine Flugzeit von April bis Juni an.

Zuchtergebnisse belegen einen einjährigen Entwicklungszyklus der Art (Tab. 24). 1987 zeigte *T. luna* höchste Abundanzen zu Beginn ihrer Flugzeit Mitte Mai bis Anfang Juni (Abb. 8). Darauf folgte eine stete Abnahme der relativen Häufigkeit in den Fängen. Insgesamt deutet auch die kurze Flugzeit auf den univoltinen Entwicklungsmodus hin.

T. maxima besitzt in Mitteleuropa eine Flugzeit von Anfang Mai bis Ende August (MANNHEIMS & THEOWALD 1951–1980). Im Untersuchungsgebiet wurde nur 1 Männchen Ende Mai gefangen (vgl. Kap. 6.1.1).

Die Zuchtergebnisse lassen auf den einjährigen Entwicklungszyklus der Art schließen (Tab. 25). ABBASSIAN (1984) züchtete 3 Generationen von *T. maxima* und ermittelte für die Dauer der Postembryonalentwicklung ca. 11 Monate. Es zeigten sich jeweils nur geringfügige Abweichungen bei unterschiedlichen Hälterungstemperaturen von 7 °C–20 °C. Die schnellste Entwicklung wiesen allerdings Larven auf, die bei 20 °C gezüchtet wurden.

5. *Tipula vittata*

T. vittata trat von Anfang April bis Ende Mai im Untersuchungsgebiet auf. Diesen Zeitraum nennt NOLL (1985) auch für Mitteleuropa. Nach MANNHEIMS & THEOWALD (1951–1980) fliegt die Art in Mitteleuropa von Mitte Mai bis Mitte Juni.

In der Zucht währte die Präimaginalentwicklung der Art etwa 13 Monate, so daß ein univoltiner Entwicklungszyklus angenommen werden kann.

6. *Tipula paludosa*

T. paludosa wurde von Anfang bis Ende August gefangen. Für Mitteleuropa nennen MANNHEIMS & THEOWALD (1951–1980) eine Flugphase von Ende Juni bis Ende September.

In der Zucht konnten für *T. paludosa* präimaginale Entwicklungszeiten von 10 und 12 Monaten festgestellt werden. RENNIE (1917) ermittelte im Freiland eine minimale Larvalperiode von 9 Monaten (September–Juni). Er beschreibt eine verzögerte Entwicklung der Larven IV, die dazu führt, daß während der Flugzeit Larven, Puppen und Imagines der einen Generation gleichzeitig mit sich entwickelnden Eiern und Larven der folgenden Generation auftreten. Dieser Umstand hat möglicherweise längere Zeit zu der Ansicht geführt, daß 2 Generationen jährlich auftreten.

MAERCKES (1939) und HÖCHSTETTER (1965) züchteten bei Zimmertemperaturen eine Generation von *T. paludosa* in 5 bzw. 2,5 Monaten. Im Freiland dürften die klimatischen Bedingungen es kaum ermöglichen, daß Individuen einer 2. Generation zum Ende der Flugzeit auftreten.

7. *Tipula unca*

Diese Art wurde von Ende Mai bis Anfang August angetroffen. Damit wird der Flugzeitraum belegt, den CASPERS (1978) aus der für Mitteleuropa maßgeblichen Literatur ermittelte.

Die Apparenzmaxima erschienen 1987 und 1988 jeweils zu Beginn der Flugperiode. Es folgte eine stete Abnahme der Apparenz gegen Ende der Flugzeit (Abb. 8). Zuchtergebnisse sprechen für einen univoltinen Entwicklungszyklus. Es wurden präimaginale Entwicklungszeiten von etwa einem Jahr ermittelt. Bei konstanter Temperatur von 20 °C trat zumindest für die Stadien vom Ei bis zur Larve II keine Beschleunigung der Entwicklung auf. Infolgedessen ist unwahrscheinlich, daß *T. unca* bei günstigen Klimabedingungen ihren Zyklus innerhalb eines maximal ausfallenden Flugzeitraumes von ca. 2,5 Monaten vollenden könnte.

T. lunata wies eine Flugzeit von Mitte Mai bis Anfang Juli auf. CASPERS (1978) nennt unter Berücksichtigung der für Mitteleuropa ausschlaggebenden Literatur einen Zeitraum von Anfang Mai bis Ende Juli.

In der Zucht ermittelte präimaginale Entwicklungszeiten belegen den univoltinen Entwicklungszyklus (Tab. 29). Ende Mai abgelegte Eier durchliefen eine Sommerdiapause von 78–134 Tagen. Nach HÖCHSTETTER (1965) handelt es sich dabei um eine obligatorische Diapause.

9. *Nephrotoma analis*

N. analis wurde nur von Ende Juni bis Anfang Juli gefangen. Ihre Flugzeit in Mitteleuropa reicht nach OOSTERBROEK (1979) von Ende Mai bis Anfang September.

Die Zuchtergebnisse weisen auf einen univoltinen Entwicklungszyklus der Art hin. Es wurden präimaginale Entwicklungszeiten von 11–11,5 Monaten nachgewiesen (Tab. 30).

10. *Nephrotoma dorsalis*

Die Flugzeit erstreckte sich von Ende Juni bis Mitte August. OOSTERBROEK (1979) stellte für Nordwesteuropa einen Flugzeitraum von Mitte Mai bis Ende August fest.

Die Zucht verlief ähnlich wie bei *N. analis*. Für *N. dorsalis* konnte ebenfalls ein univoltiner Entwicklungszyklus bestätigt werden. Die Präimaginalentwicklung nahm zwischen 11 und 12 Monaten in Anspruch (Tab. 31).

11. *Nephrotoma scurra*

N. scurra wurde nicht im Untersuchungsgebiet gefangen. Weibchen dieser Art befanden sich in einem Lichtfang vom 16. 8. 1989 in der Nähe eines Gartengeländes in Kiel. Nach OOSTERBROEK (1979) fliegt *N. scurra* in Europa von Juni bis in die 2. Septemberhälfte.

Die Zuchtergebnisse weisen die Art als univoltin aus. Für 3 Individuen wurde eine präimaginale Entwicklungsdauer zwischen 11 und 12 Monaten festgestellt. Im Unterschied zu *N. analis* und *N. dorsalis* überwinterten die Larven nicht im 4., sondern im 3. Stadium (Tab. 32). Damit wird SAVCHENKO (1973) bestätigt, der eine Überwinterung im 3. Stadium annahm.

Cylindrotomidae

1. *Cylindrotoma d. distinctissima*

Die Flugzeit von *C. d. distinctissima* erstreckte sich von Anfang bis Ende Mai, war in der Folge bis Mitte Juli unterbrochen und reichte dann erneut bis Ende August. PEUS (1952) erwähnt eine entsprechende Frühjahrsflugperiode der Art für Norddeutschland, während von ihm als herbstliche Flugzeit Ende Juli bis Anfang August angegeben wird. Diese im Verlauf des Jahres deutlich unterbrochenen Apparenzen sind nach PEUS die Folge einer bivoltinen Entwicklung. Er vermutet, daß sich unter besonders günstigen Bedingungen jährlich sogar 3 Generationen entwickeln können. Grund für diese Überlegungen sind Angaben von BOIE (1838), der *C. d. distinctissima* Mitte September fand. Auch MENDL (1976) bestimmte in der PECHLANER-Sammlung aus Nordtirol 1 Weibchen vom 10. 9. Die weiteren Fänge aus diesem Gebiet stammen aus dem Zeitraum vom 22. 5. bis 29. 6. sowie 2 Männchen vom 28. 8. Im oberen Fulda-Gebiet wurde *C. d. distinctissima* vom 18. 5. bis

5. 6. und vom 24. 6. bis 16. 7. gefangen (MENDL 1975b). NOLL (1985) ermittelte 2 klar getrennte Flugphasen vom 17. 5. bis 2. 6. und vom 30. 7. bis 16. 8. Er vermutet daraufhin wie PEUS 2 Generationen jährlich.

C. d. distinctissima konnte von PEUS nicht länger als eine Generation gezüchtet werden. Er ermittelte für die Dauer der gesamten Larvalentwicklung bei Zimmertemperatur eine Zeit von 35–42 Tagen. Diese Entwicklungszeit wurde im Verlauf der vorliegenden Untersuchung nicht bestätigt. Ein Eigelege vom 3. 6. 1989 entwickelte sich nur bis zum 3. Larvenstadium, welches dann in die Winterruhe ging. Vom 11. 8. desselben Jahres an wurde parallel die Entwicklung eines weiteren Eigeleges beobachtet. Nach durchschnittlich 285 Tagen resultierte hieraus im Mai des folgenden Jahres eine neue Imaginalgeneration. Es kann daher aufgrund des Zuchtverlaufs keine eindeutige Klärung der jährlichen Generationenzahl erfolgen (Tab. 33 u. Abb. 26). Die Möglichkeit einer verzögerten larvalen Entwicklung sollte nicht völlig außer acht gelassen werden. Erst die Zucht eines vollständigen Jahreszyklus unter möglichst natürlichen Bedingungen kann hier weitere Aufschlüsse geben.

Bemerkenswerterweise gelang es bisher keinem Untersucher, die genaue Anzahl der Larvenstadien dieser Art festzustellen (NOLL 1985, PEUS 1952). Auch CAMERONs (1918) Zucht einer nordamerikanischen Unterart von *C. d. distinctissima* („*C. splendens*“ = *C. distinctissima americana*, vgl. BRODO 1967) hatte nur Mutmaßungen zur Folge. Der Autor schreibt: „With tolerable certainty, it can be stated that close observation revealed only one moult as occurring before hibernation and two after, the last being the casting of the larval skin previous to pupation“ (S. 76). Die vorliegende Untersuchung zeigt, daß *C. d. distinctissima*, wie vermutlich sämtliche Tipuloidea, 4 Larven- und 1 Puppenstadium durchläuft, und belegt somit CAMERONs Vermutung.

Aufgrund der Größenangaben, die CAMERON zu seinen überwinterten Larven gibt, ist jedoch nach Vergleich mit dem eigenen Larvenmaterial davon auszugehen, daß auch in seinen Zuchten die Überwinterung im 3. Larvenstadium erfolgte.

Aus CAMERONs Zuchten von *C. d. americana* resultierten nur 15,8 % Männchen. Ein ausschließlicher Schlupf von Weibchen aus der Zucht des Herbstgeleges von *C. d. distinctissima* zeigt, daß das unausgewogene Geschlechterverhältnis nicht zufällig ist. Eine schlüssige Erklärung dafür kann bisher noch nicht gegeben werden.

7 Zusammenfassung

Im Rahmen der vorliegenden Arbeit wurden Freilanduntersuchungen in Kombination mit Laboruntersuchungen durchgeführt, um Informationen über Habitatpräferenzen und Phänologie der Tipuloidea zu erhalten. Als Untersuchungsgebiet diente ein norddeutscher Tieflandbach (Unterer Schierenseebach, Schleswig-Holstein) und seine angrenzenden terrestrischen Bereiche. Die wichtigsten Ergebnisse lassen sich folgendermaßen zusammenfassen:

- Alle beprobten Standorte werden anhand abiotischer und pflanzensoziologischer Kriterien charakterisiert.
- Mit Hilfe von Emergenzfängen und Larvenaufsammlungen werden die Habitate der präimaginalen Stadien von 61 Limoniidae-, 24 Tipulidae- und 3 Cylindrotomidae-Arten ermittelt. Zur Ergänzung der eigenen Nachweise erfolgen umfangreiche Literaturrecherchen. Dabei werden gezielt Literaturangaben ausgewählt, die auf Larvenaufzucht bzw. der Anwendung von zuverlässigen Methoden zum Fang der Imagines beruhen und mithin als gesichert gelten können.
- Die Artenzusammensetzung der Standorte wird entscheidend geprägt von dem Ausmaß der Toleranz der Arten gegenüber kurzfristigen Pessim-Situationen wie Überschwemmung bzw. Austrocknung der oberen Bodenschichten. Unter Berücksichtigung dieser Faktoren erfolgt eine ökologische Differenzierung der Tipuloidea in folgende Gruppen: (1) euryöke Arten bezüglich des Wasserstandes; (2) terrestrische Arten der trockensten Standorte; (3) terrestrische Arten feuchterer Standorte (= potentiell semi-aquatische Arten); (4) potentiell aquatische Arten: a) Uferarten, b) Sumpfarthen; (5) aquatische Arten (= i. d. R. Fließgewässerarten). Weiterhin werden augenscheinliche Präferenzen einiger Arten für bestimmte Substrate oder Standorte diskutiert.
- Der Verpuppungs- und Schlüpfvorgang kann bei den aquatischen Arten *Eloeophila maculata*, *E. verralli* sowie den potentiell aquatischen Arten *Helius flavus*, *H. longirostris* und *H. pallirostris* offensichtlich nur außerhalb des Wassers erfolgreich vollendet werden. Auch *Limnophila punctata* verpuppt sich nicht unter aquatischen Hälterungsbedingungen. Werden fertig ausgebildete Puppen der genannten *Eloeophila*- und *Helius*-Arten überschwemmt, so treiben sie auf. *Helius longirostris*, *H. pallirostris* und *Eloeophila verralli* schlüpfen aus der schwimmenden Puppe. Vergleichende Emergenzfänge von *T. immaculata* auf periodisch überschwemmten und überschwemmungsfreien Standorten zeigen, daß eine Überschwemmung einen Aufschub des Schlüpftermins zur Folge haben kann.
- Habitatnachweise mit schwimmenden, den Uferbereich nicht mit einbeziehenden Emergenzfallen müssen zumindest im Falle der Tipuloidea einer kritischen Betrachtung unterzogen werden. Als Methodenfehler kommen vor allem 2 Faktoren in Betracht: (1) Eindrift von auf der Wasseroberfläche schwimmenden Imagines, die zuvor am Ufer oder im terrestrischen Umfeld geschlüpft waren, (2) Eindrift von schlüpfreifen Puppen, die i. d. R. aus dem Uferbereich stammen und von dort abgetrieben wurden.
- Umfangreiches Kescher- und Lichtfangmaterial ermöglicht die Darstellung der Flugzeiten der Arten im Untersuchungsgebiet. Für häufiger gefangene Arten werden Apparenzdiagramme erstellt. Kescherfänge in 2–3tägigen Abständen repräsentieren die Schlüpfperiodik der Limoniidae besser als Lichtfänge. Mögliche Gründe werden diskutiert.
- Zur Feststellung der Generationenfolge ausgewählter Limoniidae-, Tipulidae- und Cylindrotomidae-Arten dienen Laborzuchten unter „naturnahen“ Bedingungen. Das gleichzeitige Auftreten bestimmter Arten im Freiland mit der Entwicklung einer entsprechenden imaginalen Generation im Labor spricht für eine gute Übertragbarkeit der Laborzuchten auf Freilandverhältnisse.

- Insgesamt werden 21 Limoniidae-, 13 Tipulidae- und 2 Cylandrotomidae-Arten gezüchtet. Einen vollständigen Jahreszyklus durchlaufen folgende Arten: *Epiphragma ocellare**, *Helius flavus**, *H. longirostris*, *H. pallirostris**, *Limonia macrostigma*, *L. nubeculosa*, *L. tripunctata*, *L. trivittata**, *Tipula luna**, *T. maxima*, *T. vittata**, *T. paludosa*, *T. unca**, *T. lunata**, *Nephrotoma analis**, *N. dorsalis**, *N. scurra**.
Die mit * gekennzeichneten Arten sowie *Eriocnopa trivialis*, *Neolimonia dumetorum*, *Tipula r. rufina* und *Cylindrotoma d. distinctissima* werden erstmals eine Generation durchgezüchtet.
- Zum ersten Mal wird für eine Cylandrotomidae-Art die Anzahl der präimaginalen Entwicklungsstadien festgestellt. Bei *Cylindrotoma distinctissima distinctissima* (MEIGEN, 1818) treten 4 Larven- und 1 Puppenstadium auf.
- Die mögliche Generationenfolge von 21 Limoniidae-, 13 Tipulidae-Arten und 1 Cylandrotomidae-Art wird unter Berücksichtigung von Zuchtergebnissen, im Freiland ermittelten Apparenzen und Ergebnissen anderer Autoren diskutiert.
- Im Bereich des Unteren Schierenseebaches werden 79 Limoniidae-, 38 Tipulidae- und 3 Cylandrotomidae-Arten festgestellt. *Erioptera (s.str.) minor minor* (MEIJERE, 1921) und *Pilaria nigropunctata* (AGRELL, 1945) erweisen sich als Erstmeldung für Deutschland. 8 Limoniidae-Arten sind neu für das Tiefland Norddeutschlands.
- Ein Vergleich der Ergebnisse mehrerer Fließgewässer-Untersuchungen zeigt, daß die Naturnähe des Gewässers Voraussetzung für eine artenreiche Limoniidae- und Tipulidae-Fauna ist. Diese bildet sich hauptsächlich im unmittelbaren Uferbereich aus. Begünstigende Faktoren sind offenbar ein natürliches Wasserregime sowie das Vorhandensein von Laubgehölzen.

8 Summary

“On the habitats and the life history of crane-flies (Limoniidae, Tipulidae and Cylandrotomidae: Diptera) in the area of a lowland brook of North Germany.”

The present paper about the crane-fly populations is based upon intensive field studies and laboratory cultures. Primarily the habitats and the phenology of a number of crane-fly species should be determined. A brook in the lowland of North Germany and its adjacent terrestrial areas served as the research area (Unterer Schierenseebach, Schleswig-Holstein). Important results can be summarized as follows:

- All the locations are characterized by abiotic and phytosociological criterians.
- The habitats of the preimaginal stages of 61 Limoniidae-, 24 Tipulidae- and 3 Cylandrotomidae-species have been ascertained by using emergence-catches and sampling of the preimaginal stages. In order to complete own devices extensive literary recherches that are basing upon the rearing of larval stages respectively upon reliable methods of collecting adults have been taken into consideration.
- The combination of species of the respective locations depends on decisive shorttimed pessimum situations as, for instance, flooding or drying up of the upper layer of the ground. Regarding these factors the crane-flies can be separated in the following groups: 1) euryök species in relation to the waterlevel, 2) terrestrial species of the driest locations, 3) terrestrial species of the more humid locations (potential semiaquatic species), 4) potential aquatic species: a) species which inhabit moist sand or mud at the waters edge, b) species which inhabit marshes and swamps, 5) aquatic species (in general running water species). Further more evident preferences of some species concerning definite substrates or locations are discussed.

- Obviously the pupation- and emergence processes of the aquatic species *Eloeophila maculata*, *E. verralli* and the potential aquatic species *Helius longirostris* and *H. pallirostris* could be accomplished successfully only outside the water. Aquatic larvae migrate to a protected situation well above the water line some times before pupation. *Limnophila punctata*, as well, does not pupate under water. In case of waterlogging or flooding pupae of the mentioned *Eloeophila*- and *Helius*-species are brought to the surface. *Helius longirostris*, *H. pallirostris* and *Eloeophila verralli* emerge out of the floating pupae. When comparing the emergence catches of *Tricyphona immaculata* at periodically flooding locations to those of non-flooding locations one finds a delayed date of emergence as a possible result of flooding.
- Habitat records as a result of using swimming emergence-traps which don't conclude the banks must be subjected to a critical view at least as far as crane-flies are concerned. Regarding methodological errors there are, above all, two errors that must be taken into consideration: 1) Indrift of adults floating on the surface after having emerged at the bank or in the terrestrial environment, 2) Indrift of mature pupae which, usually, derived from the banks from where they were drifted of.
- Extensive analysed material which resulted from sweeping and lighting gave the opportunity of showing the flight period of the species living in the investigation area. Diagrams of arrival pattern are given for frequent species. A comparison shows that sweep net-samples which are taken every 2–3 days represent the arrival pattern better than light trap-samples. Possible reasons of this fact are discussed.
- Selected crane-fly-species have been reared on laboratory conditions by imitating the natural conditions as closely as possible in order to provide their number of generations. Simultaneous appearance of definite species in the field at the same time with the appearance of an imaginal generation in the laboratory cultures verifies the transferability of the laboratory conditions on field conditions.
- 21 Limoniidae-, 13 Tipulidae- and 2 Cylindrotomidae-species have been reared. Complete yearly cycles have been observed for the following species: *Epiphragma ocellare**, *Helius flavus**, *H. longirostris*, *H. pallirostris**, *Limonia macrostigma*, *L. nubeculosa*, *L. tripunctata*, *L. trivittata**, *Tipula luna**, *T. maxima*, *T. vittata**, *T. paludosa*, *T. unca**, *T. lunata**, *Nephrotoma analis**, *N. dorsalis**, *N. scurra**. The species indicated by an asterisk * and the species *Erioconopa trivalis*, *Neolimonia dumetorum*, *Tipula rufina rufina* and *Cylindrotoma distinctissima distinctissima* have been reared during one complete generation for the first time.
- It is for the first time that the number of preimaginal stages of any species that occurs in Cylindrotomidae have been stated. With regard to *Cylindrotoma distinctissima distinctissima* (MEIGEN, 1818) there are 4 larval stages and 1 pupal stage.
- The possible yearly number of generations of 21 Limoniidae-, 13 Tipulidae- and 1 Cylindrotomidae-species are discussed considering the rearing results on laboratory conditions, the appearance of the species observed in the field and data from literature.
- In the area of the "Unterer Schierenseebach" 79 Limoniidae-, 38 Tipulidae- and 3 Cylindrotomidae-species have been stated. *Erioptera* (s.str.) *minor minor* MEIJERE, 1921 and *Pilaria nigropunctata* (AGRELL, 1945) have been recorded in Germany for the first time, as well as 8 Limoniidae-species in the lowland of North Germany.
- Comparing the results of several running water investigations it can be stated definitely that a rich in crane-fly species depends on the natural condition of the watersides. The crane-fly community mainly developed at the direct bank area. The principal factors affecting the composition of the crane-fly fauna are obviously a natural waterregime as well as the existence of broad-leaved wood in the neighborhood of running waters.

- ABBASSIAN, D. (1980): Faunistisch-ökologische Untersuchungen über die Schnaken (Diptera: Tipulidae und Limoniidae) der Insel Sylt. – Diplomarbeit Gießen, 172 S.
- ABBASSIAN, D. (1984): Vorkommen und Habitatbindung der Tipulidae, Limoniidae und Cylindrotomidae (Diptera) des Schiffenberger Waldes bei Gießen und Ergebnisse ökophysiologischer Untersuchungen über Entwicklung und Nahrungsaufnahme von *Tipula maxima maxima* PODA, 1761, in einer neuen Wassertemperaturorgel. – Diss. Gießen, 240 S.
- AGRELL, I. (1945): Notes on new Limnobiidae from Sweden. – Opusc. Entomol. **10**: 21–26.
- ALEXANDER, C. P. (1920): The crane-flies of New York. Part II. Biology and phylogeny. – Cornell Agr. Exp. Sta. Mem. **38**: 695–1133.
- ALEXANDER, C. P. (1931): Deutsche Limnologische Sunda-Expedition. The Crane-flies (Tipulidae, Diptera). – Arch. Hydrobiol., Suppl. **9** (Tropische Binnengewässer II.): 135–191.
- AUDCENT, H. L. F. (1932): British Tipulinae (Diptera, Tipulidae). – Trans. Entomol. Soc. S. Engl. **8**: 1–34.
- AUDCENT, H. L. F. (1949): Bristol Insect Fauna Diptera. – Proc. Bristol. Natur. Soc. **27**: 409–470.
- BALOGH, J. (1958): Lebensgemeinschaften der Landtiere. – Budapest: Ungarische Akademie der Wissenschaften, Berlin: Akademie.
- BANGERTER, H. (1928): Mücken – Metamorphosen. – Konowia, Ztschr. f. syst. Insektenkde. **7**, H. 2: 156–161.
- BANGERTER, H. (1929): Mücken – Metamorphosen II. – Konowia, Ztschr. f. syst. Insektenkde. **8**, H. 1: 1–7.
- BANGERTER, H. (1930): Mücken – Metamorphosen III. – Konowia, Ztschr. f. syst. Insektenkde. **9**, H. 2: 97–102.
- BANGERTER, H. (1931): Mücken – Metamorphosen IV. – Konowia, Ztschr. f. syst. Insektenkde. **10**, H. 3: 191–196.
- BANGERTER, H. (1934): Mücken – Metamorphosen VI. – Konowia, Ztschr. f. syst. Insektenkde. **13**: 264–272.
- BANGERTER, H. (1947): Neue Eriopterini (Dipt., Tipulidae). – Mitt. Schweiz. Entomol. Ges. **20** (4): 353–380.
- BARNES, H. F. (1924): Some observations on the mating habits and oviposition of the Limnobiidae (Diptera). I. – Entomol. Mon. Mag. **60**: 71–73.
- BELING, T. (1873): Beitrag zur Naturgeschichte verschiedener Arten aus der Familie der Tipuliden. – Verh. zool. bot. Ges. Wien **23**: 575–592.
- BELING, T. (1878): Zweiter Beitrag zur Naturgeschichte (Metamorphose) verschiedener Arten aus der Familie der Tipuliden. – Verh. zool. bot. Ges. Wien **28**: 21–56.
- BELING, T. (1886): Dritter Beitrag zur Naturgeschichte (Metamorphose) verschiedener Arten aus der Familie der Tipuliden. – Verh. zool. bot. Ges. Wien **36**: 171–214.
- BEYER, H. (1932): Die Tierwelt der Quellen und Bäche des Baumbergegebietes. – Abh. d. Westf. Prov. Mus. Naturk. **3**: 1–185.
- BLANKE, D. & H. REUSCH (1990): Stelzmücken in Emergenz- und Lichtfängen im Elfas, Südniedersachsen (Diptera Nematocera: Limoniidae). – Braunschw. naturkd. Schr. **3** (3): 699–710.
- BOBROWSKI, U. & K. BÖTTGER (1983): Floristische Veränderungen am Schierenseebach (Naturpark Westensee, Schleswig-Holstein) als Folge von Gehölzanzpflanzungen. – Landschaft + Stadt **15** (2): 60–71.
- BODENHEIMER, F. (1923): Beiträge zur Kenntnis von *Tipula oleracea* L. Zur Schädlingsökologie. – Z. angew. Entomol. **9** (1): 1–80.
- BOIE, F. (1838): Zur Verwandlungs-Geschichte inländischer Zweiflügler. Nr. 1. *Limnobia distinctissima*. – Naturhistorisk Tidsskrift af H. Krøyer. Kopenhagen 1838–1839 **2**: 234–248.
- BOUCHE, P. F. (1834): Naturgeschichte der Insekten, besonders in Hinsicht ihrer ersten Zustände als Larven und Puppen. – Berlin: Nicolai, 216 S.
- BRAUER, F. (1883): Die Zweiflügler des kaiserlichen Museums zu Wien. III. Systematische Studien auf Grundlage der Dipteren-Larven nebst einer Zusammenstellung von Beispielen aus der Literatur über dieselben und Beschreibung neuer Formen. – Denkschr. d. kais. Akad. d. W. math. naturw. Classe, Wien: Kaiserlich-Königliche Hof- und Staatsdruckerei (Gerold's Sohn), 100 S.
- BRAUN-BLANQUET, J. (1964): Pflanzensoziologie. – 3. Aufl., Wien, 865 S.

- BRAUNS, A. (1954a): Untersuchungen zur angewandten Bodenbiologie Bd. 1: Terricole Dipterenlarven. – Göttingen: Musterschmidt, 179 S.
- BRAUNS, A. (1954b): Untersuchungen zur angewandten Bodenbiologie Bd. 2: Puppen terricoler Dipterenlarven. – Göttingen: Musterschmidt, 156 S.
- BRAUNS, A. (1959): Autökologische Untersuchungen über die thalassicolen Zweiflügler (Diptera) im schleswig-holsteinischen Bereich der Nord- und Ostsee. – Arch. Hydrobiol. **55** (4): 453–594.
- BRINDLE, A. (1957): The ecological significance of the anal papillae of *Tipula* larvae (Dipt., Tipulidae). – Entomol. Mon. Mag. **93**: 202–204.
- BRINDLE, A. (1958a): A field key for the identification of *Tipula* larvae (Dipt. Tipulidae). – Entomol. Gaz. **9**: 165–181.
- BRINDLE, A. (1958b): Notes on the identification of *Limmophila* larvae (Diptera-Tipulidae). – Trans. Soc. Br. Entomol. **13** (4): 57–68.
- BRINDLE, A. (1958c): Notes on the larvae of the British Tipulinae (Dipt., Tipulidae). Part 1. – The larvae of *Tipula fascipennis* Mg. and *T. pagana* Mg. – Entomol. Mon. Mag. **94**: 230–232.
- BRINDLE, A. (1958d): Notes on the larvae of the British Tipulinae (Dipt., Tipulidae). Part 2. – The larvae of the subgenus *Vestiplex* BEZZI. – Entomol. Mon. Mag. **94**: 241–244.
- BRINDLE, A. (1958e): Notes on the larvae of the British Tipulinae (Dipt., Tipulidae). Part 3. – The larvae of *Tipula montium* Egg. and *T. couckeii* Tonn. Entomol. Mon. Mag. **94**: 272–274.
- BRINDLE, A. (1959a): Notes on the larvae of the British Tipulinae (Dipt., Tipulidae). Part 4. – The larvae of *Tipula luteipennis* Mg. and *T. melanoceros* Schum. – Entom. Mon. Mag. **95**: 36–37.
- BRINDLE, A. (1959b): Notes on the larvae of the British Tipulinae (Dipt., Tipulidae). Part 6. – The larvae of the *Tipula oleracea* group. – Entomol. Mon. Mag. **95**: 176–177.
- BRINDLE, A. (1959c): Notes on the larvae of the British Tipulinae (Dipt., Tipulidae). Part 7. – The larvae of the *Tipula marmorata* group. – Entomol. Mon. Mag. **95**: 204–205.
- BRINDLE, A. (1960): The larvae and pupae of the British Tipulinae (Diptera: Tipulidae). – Trans. Soc. Br. Entomol. **14**, P. 3: 63–114.
- BRINDLE, A. (1967): The larvae and pupae of the British Cyndrotominae and Limoniinae (Diptera, Tipulidae). – Trans. Soc. Br. Entomol. **17**, P. 7: 151–216.
- BRINDLE, A. & D. BRYCE (1960): The larvae of the British Hexatomini (Dipt., Tipulidae). – Entomol. Gaz. **11**: 207–224.
- BRINKMANN, R. (1985): Ökologische Studien am Benthon des Unteren Schierenseebaches (Naturpark Westensee, Schleswig-Holstein). – Diplomarbeit Kiel, 113 S.
- BROCHER, F. (1909): Metamorphoses du *Tipula lunata* Lin. – Ann. Biol. Lac. **4**: 42–43.
- BRODO, F. (1967): A review of the subfamily Cyndrotominae in North America (Diptera: Tipulidae). – Univ. Kans. Sci. Bull. **47** (3): 71–115.
- BRYCE, D. (1957a): Notes on the life histories of British Limoniinae (Dipt., Tipulidae). – 1. *Limonia nubiculosa* Meig. and *L. didyma* Meig. – Entomol. Mon. Mag. **93**: 67–69.
- BRYCE, D. (1957b): Notes on the life histories of British Limoniinae (Dipt., Tipulidae). – 2. *Ula sylvatica* MEIGEN. – Entomol. Mon. Mag. **93**: 132.
- BUXTON, P. A. (1960): British Diptera associated with fungi. III. Flies of all families reared from about 150 species of fungi. – Entomol. Mon. Mag. **96**: 61–94.
- BYERS, G. W. (1961): The crane fly genus *Dolichozepe* in North America. – Univ. Kans. Sci. Bull. **42** (6): 665–924.
- CAMERON, A. E. (1917): The insect association of a local environmental complex in the district of Holmes Chapel, Cheshire. – Trans. R. Soc. Edinburgh **52**: 37–78.
- CAMERON, A. E. (1918): Life-history of the leaf-eating crane-fly *Cyndrotoma splendens*, Doane. – Ann. Entomol. Soc. America **9**: 67–89.
- CASPERS, N. (1978): Emergenz-Untersuchungen an einem Mittelgebirgsbach bei Bonn. I. Tipuliden-Emergenz 1976. – Verh. Ges. Ökol. Kiel **1977**: 201–205.
- CASPERS, N. (1980a): Die Emergenz eines kleinen Waldbaches bei Bonn. – Decheniana-Beih. (Bonn) **23**: 1–175.
- CASPERS, N. (1980b): Zur Larvaientwicklung und Produktionsökologie von *Tipula maxima* PODA (Diptera, Nematocera, Tipulidae). – Arch. Hydrobiol./Suppl. **58** (3): 273–309.
- CASPERS, N. (1983): Sukzessionsanalyse des Makrozoobenthos eines neu angelegten stehenden Gewässers. – Arch. Hydrobiol./Suppl. **65** (2/3): 300–370.

- CASPERS, N. & K. DORN (1982): Die Tipuliden, Limoniiden und Mycetophiliden (Diptera, Nematocera) eines Buchenwaldes und eines Fichtenforstes im Staatswald Burgholz (Solingen). – Jber. naturw. Verein Wuppertal **35**: 16–22.
- CASPERS, N. & R. NOLL (1981): Beitrag zur Kenntnis der Limoniidae, Trichoceridae und Tipulidae des Naturparks Kottenforst-Ville (Insecta, Diptera, Nematocera). – Decheniana (Bonn) **134**: 197–214.
- CHISWELL, J. R. (1956): A taxonomic account of the last instar larvae of some British Tipulinae (Diptera: Tipulidae). – Trans. R. Entomol. Soc. Lond. **108**: P. 10: 409–484.
- COE, R. L. (1941): Some breeding records of British Tipulidae (Dipt.). – Entomol. Mon. Mag. **77**: 172.
- COE, R. L. (1950): Diptera: Tipulidae. – In: Handbooks for the Identification of British Insects **9**, P. 2: 1–66, London.
- COULSON, J. C. (1959): Observations on the Tipulidae (Diptera) of the Moor House Nature Reserve, Westmorland. – Trans. R. Entomol. Soc. Lond. **111** (7): 157–174.
- CRAMER, E. (1968): Die Tipuliden des Naturschutzparkes Hoher Vogelsberg. – Dtsch. Entomol. Z., N. F. **15**, H. I/III: 133–232.
- CRISP, G. & L. LLOYD (1954): The community of insects in a patch of woodland mud. – Trans. R. Entomol. Soc. Lond. **105** (13): 269–314.
- CUTHBERTSON, A. (1926a): Studies on Clyde crane-flies: The swarming of crane-flies. – Entomol. Mon. Mag. **62**: 36–38.
- CUTHBERTSON, A. (1926b): Studies on Clyde crane-flies: Larval habitats of some local species. – Entomol. Mon. Mag. **62**: 84–88.
- CUTHBERTSON, A. (1929a): The habitats of some crane-flies (Dipt. Tipuloidea) in the west of Scotland. – Scott. Nat. **1929**: 15–23.
- CUTHBERTSON, A. (1929b): The mating habits and oviposition of crane-flies. – Entomol. Mon. Mag. **65**: 141–145.
- CZIZEK, K. (1931): Die mährischen Arten der Dipterenfamilien Limoniidae und Cyliodromidae. – Acta Mus. Moraviensis **28**: 289–495.
- DAVIES, B. R. (1984): Sampling aquatic insect emergence. – In: DOWNING, J. A. & F. A. RINGLER (ed.): A manual on methods for the assessment of secondary production in freshwaters. Oxford: Blackwell Scientific Publ., 501 S.
- DELY-DRASKOVITS, A. (1972): Systematische und ökologische Untersuchungen an den in Ungarn als Schädlinge der Hutpilze auftretenden Fliegen. I. Limoniidae, Syrphidae, Platypezidae, Chloropidae (Diptera). – Acta Zool. Acad. Sci. Hung. **18** (1–2): 7–21.
- DETTE, E. (1916): Über die Metamorphose von *Trichosticha flavescens*. – Zool. Jahrb. Abt. Syst. Oekol. Geogr. Tiere **39**: 417–442.
- DITTMAR, H. (1955): Ein Sauerlandbach. – Arch. Hydrobiol. **50** (3–4): 305–552.
- DORN, K. (1982): Nematoceren eines Buchenwaldes und Fichtenforstes im Staatswald Burgholz in Solingen. – Jber. naturwiss. Verein Wuppertal **35**: 8–15.
- EDWARDS, F. W. (1921): IV. British Limnobiidae: Some records and corrections. – Trans. Entomol. Soc. Lond. **1921** (1,2): 196–230.
- EDWARDS, F. W. (1938): British short-palped craneflies. Taxonomy of adults. – Trans. Soc. Br. Entomol. **5**: 1–168.
- ENGEL, E. O. (1916): Beiträge zur Kenntnis einiger Dipterenlarven. – Mitt. Muench. Entomol. Ges. **7**: 68–76.
- FREEMAN, B. E. (1967): Studies on the ecology of larval Tipulinae (Diptera, Tipulidae). – J. Anim. Ecol. **36**: 123–146.
- FRITZ, H.-G. (1982): Ökologische und systematische Untersuchungen an Diptera/Nematocera (Insecta) in Überschwemmungsgebieten des nördlichen Oberrheins – Ein Beitrag zur Ökologie großer Flußauen –. – Diss. Darmstadt, 296 S.
- GACHET, M. (1967): Un Diptere Limoniidae nouveau et ses premiers stades. – Trav. Lab. Hydrobiol. **57–58**: 51–55.
- GAUNITZ, S. (1951): Koprofiler fran Atvidaberg. – Entomol. Tidskr. **72**: 76.
- GAUNITZ, S. (1956): Entomologiska anteckningar fran tva vattensamlingar i Törebodatrakten (Västergötland). – Entomol. Tidskr. **77** (1): 116–118.
- GEIJSKES, D. C. (1936): Faunistisch-ökologische Untersuchungen am Röserenbach bei Liestal im Basler Tafeljura. Ein Beitrag zur Ökologie der Mittelgebirgsbäche. – Tijdschr. Entomol. **78** (3–4): 249–382.

- GERBIG, F. (1913): Über Tipuliden-Larven mit besonderer Berücksichtigung der Respirationsorgane. – Zool. Jahrb. Abt. Syst. **35**: 127–184.
- GERCKE, G. (1884): Ueber die Metamorphose einiger Dipteren. – Verh. Ver. naturwiss. Unterhalt. Hamburg **5**: 68–80.
- GRÜNBERG, K. (1910): Diptera, Zweiflügler. – In: BRAUER, A. (Hrsg.): Die Süßwasserfauna Deutschlands. Heft 2 A. Jena: Fischer, 312 S.
- GÜMBEL, D. (1976): Emergenz-Vergleich zweier Mittelgebirgsquellen 1973. – Arch. Hydrobiol./Suppl. **50** (1): 1–53.
- HAAKE, B. (1922): Die Metamorphose von *Triogma trisulcata*. – Zool. Jahrb. Abt. Syst. Oekol. Geogr. Tiere **45**: 459–500.
- HADLEY, M. (1969): The adult biology of the crane-fly *Molophilus ater* MEIGEN. – J. Anim. Ecol. **38**: 765–790.
- HADLEY, M. (1971a): Aspects of the larval ecology and population dynamics of *Molophilus ater* MEIGEN (Diptera: Tipulidae) on Pennine Moorland. – J. Anim. Ecol. **40**: 445–466.
- HADLEY, M. (1971b): Pupation and fecundity of *Molophilus ater* MEIGEN (Diptera: Tipulidae) in relation to larval weight. – Oecologia (Berl.) **7**: 164–169.
- HEMMINGSEN, A. M. (1952): The oviposition of some crane-fly species (Tipulidae) from different types of localities. – Vidensk. Medd. Dan. Naturhist. Foren. **114**: 365–430.
- HENNIG, W. (1973): 31. Ordnung Diptera (Zweiflügler). – In: HELMCKE, J. G., D. STARCK & H. WERMUTH (Hrsg.): Handb. Zool. **4** (2) (Lfg. 20): 1–337.
- HEYDEMANN, B. (1953): Agrarökologische Problematik, dargetan an Untersuchungen über die Tierwelt der Bodenoberfläche der Kulturfelder. – Diss. Kiel.
- HINTON, H. E. (1954): On the structure and function of the respiratory horns of the pupae of the genus *Pseudolimnophila* (Diptera: Tipulidae). – Proc. R. Entomol. Soc. Lond. (A) **29** (10–12): 135–140.
- HOLLANDER, J. DEN (1975): The growth of larvae of *Tipula oleracea* LINNAEUS, 1758 (Diptera, Tipulidae). – Tijdschr. Entomol. **118** (3): 67–82.
- HOLM, U. (1988): Ökologische Studien an den Chironomiden (Diptera, Nematocera) eines Norddeutschen Tieflandbaches (Unterer Schierenseebach). – Diss. Kiel, 250 S.
- HÖCHSTETTER, L. (1965): Beiträge zur Biologie, Ökologie und Systematik der Tipuliden-Larven (Diptera). – Sitzungsber. Phys.-med. Soz. Erlangen **82** (1962/63): 33–112.
- HÖVEMEYER, K. (1985): Die Zweiflügler (Diptera) eines Kalkbuchenwaldes: Lebenszyklen, Raum-Zeit-Muster und Nahrungsbiologie. – Diss. Göttingen, 282 S.
- ILLIES, J. (1971): Emergenz 1969 im Breitenbach. – Arch. Hydrobiol. **69** (1): 14–59.
- ILLIES, J. (Hrsg.) (1978): Limnofauna Europaea. – 2. Aufl. Stuttgart: Fischer, 532 S.
- JONG, W. H. DE (1925): Een studie over emelten en hare bestrijding. – Diss. Wageningen, 108 S.
- JOOST, W. & W. ZIMMERMANN (1983): Dreijährige Emergenz-Untersuchungen an einem rhithralen Gewässer des Thüringer Waldes als Beitrag zur Ökologie, insbesondere Produktionsbiologie merolimnischer Fraktionen der Bergbach-Biozönose. – Diss. Leipzig.
- KALTENBACH, J. H. (1874): Die Pflanzenfeinde aus der Klasse der Insekten. – Stuttgart: Hoffmann, 848 S.
- KEILIN, D. (1918): Sur quelques modes particuliers de resistance des larves de Dipteres contre la dessiccation. – Bull. Soc. Entomol. Fr. **5**: 102–104.
- KÖNNEMANN, R. (1924): Über den Darm einiger Limnobiidenlarven. – Zool. Jahrb. Abt. Anat. **46**: 343–388.
- KOHMANN, F. (1976): Ein Beitrag zur Ökologie der Fauna ostholsteinischer Quellgebiete. – Diplomarbeit Kiel, 99 S.
- KRETSCHMER, K. (1990): Die Makrofauna (Coleoptera, Diptera) von Laub- und Nadelwäldern in Naturwaldreservaten im Naturschutzgebiet Lüneburger Heide. – Diplomarbeit Göttingen.
- KRIVOSHEINA, N. P. & B. M. MAMAEV (1967): Classification key to larvae of arboricolous dipteran insects. – Inst. Evol. Morph. Ecol. Akad. Nauk SSSR, Izdatel „Nauka“, Moscow: 366 S. (russ.).
- KRÖBER, O. (1910): Fauna Hamburgensis. Verzeichnis der in der Umgegend von Hamburg gefundenen Dipteren. – Verh. Ver. naturw. Unterhaltung Hamburg **14**: 3–113.
- KRÖBER, O. (1935): Dipterenfauna von Schleswig-Holstein und den benachbarten westlichen Nordseegebieten. – Verh. des Ver. f. naturw. Heimatforsch. zu Hbg. **24**: 81–156.
- KRÖBER, O. (1958): Nachträge zur Dipteren-Fauna Schleswig-Holsteins und Niedersachsens (1933–1935). – Verh. Ver. naturw. Heimatforsch. Hamburg **33**: 39–96.

- KRZEMINSKI, W. (1984): Limoniidae of Poland (Diptera, Nematocera). Part I: Subfamily Eriopterinae. – Acta Zool. Cracov. 27 (20): 437–518.
- LACKSCHEWITZ, P. (1928): Die palaearktischen Limnobiinen (Diptera) des Wiener Naturhistorischen Museums. – Ann. Naturhist. Mus. Wien 42: 195–244.
- LACKSCHEWITZ, P. (1929): Revision der v. ROSER'schen Limnobiiden in der Württembergischen Naturliensammlung in Stuttgart. – Jahresh. Ver. vaterl. Naturk. Württ. 85: 204–209.
- LACKSCHEWITZ, P. (1940a): Die paläarktischen Rhamphidiinen und Eriopterinen (Diptera) des Wiener Naturhistorischen Museums. – Ann. Naturhist. Mus. Wien 50: 1–67.
- LACKSCHEWITZ, P. (1940b): Die paläarktischen Limnophilinen, Anisomerinen und Peditiinen (Diptera) des Wiener Naturhistorischen Museums. – Ann. Naturhist. Mus. Wien 50: 68–122.
- LACKSCHEWITZ, P. & F. PAGAST (1940–1942): 16. Limoniidae. – In: LINDNER, E. (Hrsg.): Die Fliegen der palaearktischen Region. Bd. III₅, Lfg. 135: 1–16, Lfg. 139: 17–32, Lfg. 145: 33–64. Stuttgart: Schweizerbart.
- LASAR, R. (1987): Physiographie und Biozönologie naturnaher und anthropogen belasteter Quellen im Bergischen Land. – Diss. Bonn, 446 S.
- LAUGHLIN, R. (1958): The rearing of crane flies (Tipulidae). – Ent. exp. & appl. 1: 241–245.
- LAUGHLIN, R. (1967): Biology of *Tipula paludosa*: Growth of the larva in the field. – Ent. exp. & appl. 10: 52–68.
- LENZ, F. (1920a): *Thaumastoptera calceata* Mik. Eine gehäusetragende Tipulidenlarve. – Arch. Naturgesch. (A) 85 (1919) 4. Heft: 114–136.
- LENZ, F. (1920b): Die Metamorphose der Cylindrotomiden. – Arch. Naturgesch. (A) 85 (1919) 6. Heft: 113–146.
- LEVY, L. (1919): Contributions a l'étude des métamorphoses aquatiques des Diptères. – Ann. biol. lacustre 9: 201–248.
- LINDNER, E. (1958): Pilzbewohnende Limoniidenlarven unter besonderer Berücksichtigung von *Limonia quadrinotata* MEIGEN (Diptera). – Tijdschr. Entomol. 101 (3–4): 263–281.
- LINDNER, E. (1959): Beiträge zur Kenntnis der Larven der Limoniidae (Diptera). – Z. Morphol. Ökol. Tiere 48: 209–319.
- MAERCKX, H. (1939): Untersuchungen zur Biologie und Bekämpfung schädlicher Tipuliden. – Arb. phys. angew. Ent. Berlin-Dahlem 6 (3): 222–257.
- MANNHEIMS, B. (1950): Über Sammeln, Vorkommen und Flugzeiten mitteleuropäischer Tipuliden (Dipt.). – Bonn. zool. Beitr. 1 (1): 92–95.
- MANNHEIMS, B. (1965): Sechzehn für Finnland neue Limoniiden mit Liste der Tipulidae, Limoniidae, Cylindrotomidae, Liriopidae, Trichoceridae und Phryneidae (Diptera, Nematocera) Südwest-Finnes. – Lounais-Hämeen Luonto 20: 4–9.
- MANNHEIMS, B. & BR. THEOWALD (1951–1980): 15. Tipulidae. – In: LINDNER, E. (Hrsg.): Die Fliegen der palaearktischen Region. Bd. III₅: 1–538. Stuttgart: Schweizerbart.
- MEATS, A. (1967): The relation between soil water tension and rate of development of the eggs of *Tipula oleracea* and *T. paludosa* (Diptera, Nematocera). – Ent. exp. & appl. 10: 394–400.
- MEATS, A. (1970): Susceptibility of the leatherjackets *Tipula oleracea* and *T. paludosa* to soil flooding. – Ann. appl. Biol. 65: 25–30.
- MEIGEN, J. W. (1818): Systematische Beschreibung der bekannten europäischen zweiflügeligen Insekten. – Bd. 1, Aachen, 1–324.
- MEIJERE, J. C. H. DE (1916): Beiträge zur Kenntnis der Dipteren-Larven und -Puppen. – Zool. Jahrb. Abt. Syst. Oekol. Geogr. Tiere 40: 177–322.
- MEIJERE, J. C. H. DE (1921): Studien über palaearktische, vorwiegend holländische, Limnobiiden, insbesondere über ihre Kopulationsorgane. – Tijdschr. Entomol. 63 (1920): 46–86.
- MENDL, H. (1971): Limoniinen aus dem Raume Hamburg und Umgebung (Dipt., Tipul.). – Ent. Mitt. Zool. Mus. Hamburg 4 (73): 182–188.
- MENDL, H. (1973): Limoniinen aus dem Breitenbach (Diptera, Tipulidae). – Arch. Hydrobiol. 71 (2): 255–270.
- MENDL, H. (1975a): Limoniinen aus dem nördlichen Allgäu (Diptera, Tipulidae). – Naturw. Mitt. Kempten/Allgäu 19 (1): 9–26.
- MENDL, H. (1975b): Limoniinen aus dem oberen Fulda-Gebiet, insbesondere um Schlitz (Diptera, Tipulidae). – Beitr. Naturk. Ostthessen 9/10: 183–206.

- MENDL, H. (1976): Limoniiden und Cylindrotomiden aus Nordtirol (Österreich) (Insecta: Diptera-Limoniidae, Cylindrotomidae). Revision der Limoniiden- und Cylindrotomiden-Sammlung Dr. Ernst Pechlaners, Innsbruck/Tirol. – Ber. naturwiss. med. Ver. Innsbruck **63**: 269–285.
- MENDL, H. (1977): Limoniiden (Diptera Nematocera) aus dem Allgäu. I. Voralpengebiet. – Mitt. Münch. Ent. Ges. **66**: 101–125.
- MENDL, H. (1978): Limoniidae. In: ILLIES, J. (Hrsg.): Limnofauna Europaea, 2. Aufl., Stuttgart: Fischer. S. 367–377.
- MENDL, H. (1982): Zur Limoniidae-Fauna des Murnauer Moooses (Diptera, Nematocera). – Entomofauna, Suppl. **1**: 289–292.
- MENDL, H. (1985): Stelmücken und weitere Insekten aus dem Wildmoosbach-Gebiet bei Kempten-Rothkreuz – einem sehr bemerkenswerten Biotop (Diptera Nematocera: Limoniidae etc.; Plecoptera). – Mitt. Naturw. Arbeitskr. Kempten **27** (1): 39–56.
- MENDL, H. & H. REUSCH (1989): Liste der aus der Bundesrepublik Deutschland bis jetzt bekannten Stelmücken (Diptera Nematocera: Limoniidae). – Braunschw. naturkd. Schr. **3**: 429–453.
- MIALL, L. C. (1893): *Dicranota*, a carnivorous Tipulid larva. – Trans. R. Entomol. Soc. Lond. **1893** (3): 235–253.
- MIK, J. (1882): Metamorphose von *Tipula rufina* Meig. – Wien. Entomol. Zeitung **1** (2): 35–39.
- MOERICKE, V. (1951): Eine Farbfalle zur Kontrolle des Fluges von Blattläusen, insbesondere der Pflirsichlaus, *Myzodes persicae* (SULZ.). – Nachrbl. Dtsch. Pflschd. Braunschweig **3**: 23–24.
- MORLEY, C. (1943): *Limnophila punctata* Schr. (Dipt., Tipulidae) ovipositing in Suffolk. – Entomol. Mon. Mag. **79**: 137.
- MÜGGENBURG, F. H. (1901): Larve und Puppe von *Cylindrotoma glabrata* (Meigen) 1818, ein Beitrag zur Kenntnis der Tipuliden. – Arch. Naturgesch. **67**, Beiheft: 114–136.
- MÜHLENBERG, M. (1976): Freilandökologie. – Heidelberg: Quelle & Meyer, 214 S.
- NIELSEN, P. (1925): Stankelben. – Danmarks Fauna **28**, Kopenhagen: Gads Forlag, 165 S.
- NIELSEN, P. (1967): Limoniidae. In: ILLIES, J. (Hrsg.): Limnofauna Europaea, 1. Aufl. Stuttgart: Fischer.
- NOLL, R. (1978): Faunistisch-autökologische und ökoenergetische Untersuchungen der Tipulidenfauna des Naturparks Kottenforst. – Diplomarbeit Bonn, 80 S.
- NOLL, R. (1985): Taxonomie und Ökologie der Tipuliden, Cylindrotomiden, Limoniiden und Trichoceriden unter besonderer Berücksichtigung der Fauna Ostwestfalens (Insecta: Diptera). – Decheniana-Beih. (Bonn) **28**: 1–265.
- OLDHAM, J. N. (1928): On the final larval instar of *Tipula paludosa*, Meig., and *Tipula lateralis*, Meig. – Proc. R. Phys. Soc. Edinb. **21**: 217–252.
- OOSTERBROEK, P. (1978): The western palaeartic species of *Nephrotoma* Meigen, 1803, (Diptera, Tipulidae) Part 1. – Beaufortia **27**, No. 337: 1–137.
- OOSTERBROEK, P. (1979a): The western palaeartic species of *Nephrotoma* Meigen, 1803, (Diptera, Tipulidae) Part. 2. – Beaufortia **28**, No. 346: 57–111.
- OOSTERBROEK, P. (1979b): The western palaeartic species of *Nephrotoma* Meigen, 1803, (Diptera, Tipulidae) Part. 3. – Beaufortia **28**, No. 350: 157–203.
- OOSTERBROEK, P. (1979c): The western palaeartic species of *Nephrotoma* Meigen, 1803, (Diptera, Tipulidae) Part 4, including a key to the species. – Beaufortia **29**, No. 354: 129–197.
- OOSTERBROEK, P. & BR. THEOWALD (im Druck): Tipulidae. – In: SOOS, A. & L. PAPP (Hrsg.): Catalogue of palaeartic Diptera. Budapest.
- OSTEN SACKEN, C. R. (1886): Studies on Tipulidae. Part. I. Review of the published genera of the Tipulidae longipalpi. – Berl. Entomol. Z. **30** (2): 153–188.
- PERRIS, M. E. (1849): Note pour servir à l'Histoire de la *Cylindrotoma macroptera*, Macq. – Ann. Soc. Entomol. Fr. **7** (2): 337–341.
- PEUS, F. (1952): 17. Cylindrotomidae. – In: LINDNER, E. (Hrsg.): Die Fliegen der palaearktischen Region. Lfg. 169: 1–80. Stuttgart: Schweizerbart.
- PIERRE, C. (1924): Dipteres: Tipulidae. – Faune de France **8**: 159 S., Paris.
- PÖPPERL, R. (1987): Gewässerökologische Untersuchungen im Naturschutzgebiet Kossautal unter besonderer Berücksichtigung der konkurrierenden Faktoren. – Diplomarbeit Kiel, 185 S.
- POKORNY, P. (1978): Zur Morphologie und Taxonomie der *Eloephila*-Larven und -Puppen (Diptera, Limoniidae). – Acta entomol. bohemoslov. **75**: 130–142.
- POMEISL, E. (1953): Studien an Dipterenlarven des Mauerbaches. – Wetter u. Leben **2**: 165–176.

- PRIESNER, E. (1961): Nahrungswahl und Nahrungsverarbeitung bei der Larve von *Tipula maxima*. – *Pedobiologia* 1 (1): 25–37.
- RENNIE, J. (1917): On the biology and economic significance of *Tipula paludosa*. – *Ann. appl. Biol.* 3: 116–137.
- REUSCH, H. (1988a): Untersuchungen zur Faunistik, Phänologie und Morphologie der Limoniidae im Niedersächsischen Tiefland (Insecta, Diptera, Nematocera). – Diss. Hamburg, 154 S.
- REUSCH, H. (1988b): Stelmücken der Sammlung BELING im Staatlichen Naturhistorischen Museum Braunschweig (Diptera: Limoniidae), I. Imagines. – *Braunschw. naturkd. Schr.* 3 (1): 19–28.
- REUSCH, H. (1988c): Faunistische und phänologische Untersuchungen über Stelmücken des Niedersächsischen Tieflandes (Diptera: Limoniidae). – *Braunschw. naturkd. Schr.* 3 (1): 171–203.
- REUSCH, H. (1989): Stelmücken im Tiefland Norddeutschlands (Diptera Nematocera: Limoniidae). – *Braunschw. naturkd. Schr.* 3 (2): 455–472.
- RIEDEL, M. P. (1919): Beitrag zur Kenntnis der Dipterenfauna des Niederrheins. – *Entomol. Z.* 32 (25): 100.
- RIEL, P. (1920): Les insectes parasites des champignons. I. Elevages et premiere liste de Dipteres fungicoles. – *Ann. Soc. Linn. Lyon* 67: 37–44.
- RINGE, F. (1974): Chironomiden-Emergenz 1970 im Breitenbach und Rohrwiesenbach. – *Arch. Hydrobiol./Suppl.* 45 (2/3): 212–304.
- RÖSELER, P.-F. (1963): Neue Dipteren-Arten für den Oberrhein und den Schwarzwald. – *Mitt. bad. Landesver. Naturkd. Naturschutz Freib. i. Br. (N. F.)* 3: 445–454.
- ROGERS, J. S. (1942): The crane flies (Tipulidae) of the George Reserve, Michigan. – *Misc. Publ. Mus. Zool. Univ. Mich.* 53: 1–128.
- ROGERS, J. S. (1949): The life history of *Megistocera longipennis* (Macquart) (Tipulidae, Diptera), a member of the neuston fauna. – *Occas. Pap. Mus. Zool. Univ. Mich.* 521: 1–14.
- ROZKOSNY, R. & P. POKORNY (1980): 3. Familie Limoniidae. – In: ROZKOSNY, R. (Hrsg.): *Klic vodnich larev hmyzu*. S. 245 ff. Praha.
- SACK, P. (1907): Beiträge zur Kenntnis der Fauna der Umgegend von Frankfurt a. M. Die Dipteren. – *Ber. Senckenberg. Naturforsch. Ges.* 1907: 27–29.
- SANDROCK, F. (1978): Vergleichende Emergenzmessung an zwei Bächen des Schlitzerlandes (Breitenbach und Rohrwiesenbach 1970–1971). – *Arch. Hydrobiol.* 54 (3): 328–408.
- SAVCHENKO, E. N. (1954): Über die Unterscheidungsmerkmale der Larven der verbreitetsten Arten langbeiniger Mücken (Diptera, Tipulidae). – *Zool. Zh. Moskva* 33: 616–636 (russisch).
- SAVCHENKO, E. N. (1955): Zwei neue Arten langbeiniger Mücken (Diptera, Tipulidae) mit kurzflügeligen Männchen. – *Entomol. obozr.* 34: 287–297 (russisch).
- SAVCHENKO, E. N. (1961): Tipulidae: subfamily Tipulinae, genus *Tipula* L. (1). – In: *Fauna SSSR, Diptera* 2: 1–486 (russisch). Moskau – Leningrad: Akad. Nauk SSSR.
- SAVCHENKO, E. N. (1964): Tipulidae: subfamily Tipulinae, genus *Tipula* L. (2). – In: *Fauna SSSR, Diptera* 2: 1–502 (russisch). Moskau – Leningrad, Akad. Nauk SSSR.
- SAVCHENKO, E. N. (1973): Tipulidae: subfamilies Tipulinae and Flabelliferinae. – In: *Fauna SSSR, Diptera* 2: 1–283 (russisch). Leningrad, Akad. Nauk SSSR.
- SAVCHENKO, E. N. (1979): Phylogenie und Systematik der Tipulidae. – *Tijdschr. Entomol.* 122 (5): 91–126.
- SAVCHENKO, E. N. (1982): Limoniidae: subfamily Eriopterinae. – *Fauna Ukrainy* 14 (3), 335 S., Kiew (ukrainisch).
- SAVCHENKO, E. N. (1985): Limoniidae: subfamily Limoniinae. – *Fauna Ukrainy* 14 (4), 180 S., Kiew (russisch).
- SAVCHENKO, E. N. (1986): Limoniidae: Introduction; subfamilies Pediciinae and Hexatominae. – *Fauna Ukrainy* 14 (2): 380 S., Kiew (russisch).
- SCHMIDT, R. (1913): Die Salzwasserfauna Westfalens. – *Westf. Prov.-Ver. Wiss. u. Kunst* 1913: 29–94.
- SCHWERDTFEGER, F. (1963): Ökologie der Tiere. Bd. 1: Autökologie. – Hamburg und Berlin: Parey, 461 S.
- SCHWERDTFEGER, F. (1975): Ökologie der Tiere. Bd. 3: Synökologie. – Hamburg und Berlin: Parey, 451 S.
- SELLKE, K. (1936): Biologische und morphologische Studien an schädlichen Wiesenschnaken (Tipulidae, Dipt.). – *Z. wiss. Zool.* 148: 465–555.
- SIMOVA-TOSIC, D. (1977): Dipteres Tipulides (Diptera-Insecta). – In: *Faune de Macedoine III*: 1–198 (serbokroatisch). Musee d'histoire naturelle de Skopje.

- SLIPKA, J. (1959): *Symplectomorpha stictica* Meig. (Diptera-Nematocera) als fakultativer Halobiont. – *Izv. Zool. Inst. Bulg. Akad. Nauk* 8: 105–108.
- SOOS, A. & P. OOSTERBROEK (im Druck): *Cylindrotomidae*. – In: SOOS, A. & L. PAPP (Hrsg.): *Catalogue of palaearctic Diptera*. Budapest.
- STACKELBERG, A. A. (1951): Material über die Fauna der Dipteren im Leningrad-Gebiet. I. Nematocera Polyneura. – *Tr. zool. Inst. Akad. Nauk SSSR* 9: 703–742 (russisch).
- STARY, J. (1974): Nachträge und Berichtigungen zur Limoniinen-Fauna der Tschechoslowakei (Tipulidae, Diptera). – *Cas. Slezskeho. Muz. Ser. A Vedy. Prir.* 23: 123–143.
- STARY, J. (1981): Nachträge und Berichtigungen zur Limoniiden-Fauna der Tschechoslowakei (Diptera) II. – *Acta Rerum. nat. Mus. natl. slov. Bratislava* 27: 99–122.
- STARY, J. (1983): New taxa of Limoniidae from Czechoslovakia (Diptera). – *Annot. zool. bot.* 154: 1–22.
- STARY, J. (1987a): Limoniidae. – *Acta Faun. Entomol. Mus. Nat. Pragae* 18: 17–25.
- STARY, J. (1987b): Revision of European species of the genus *Cheilotrichia*, subgenus *Empeda* (Diptera, Limoniidae). – *Acta entomol. Mus. Nat. Pragae*, 42: 249–276.
- STARY, J. & R. ROZKOSNY (1970): Die slowakischen Arten der Unterfamilie Limoniinae (Tipulidae, Diptera). – *Acta Rerum. Nat. Mus. Natl. Slov. Bratisl.* 15 (1969): 75–136.
- STATZNER, B. (1979): Der Obere und Untere Schierenseebach (Schleswig-Holstein). Strukturen und Funktionen in zwei norddeutschen See-Ausfluß-Systemen, unter besonderer Berücksichtigung der Makroinvertebraten. – *Diss. Kiel*, 551 S.
- THEOWALD, Br. (1957): Die Entwicklungsstadien der Tipuliden (Diptera, Nematocera), insbesondere der west-palaarktischen Arten. – *Tijdschr. Entomol.* 100 (2): 195–308.
- THEOWALD, Br. (1967): Familie Tipulidae (Diptera, Nematocera), Larven und Puppen. – In: FRANZ, H. (Hrsg.): *Bestimmungsbücher zur Bodenfauna Europas*, Lf. 7, S. 1–100. Berlin: Akademie.
- THEOWALD, Br. (1971): Die Tipuliden der Benelux-Länder (Diptera, Tipulidae). – *Tijdschr. Entomol.* 114: 217–238.
- THEOWALD, Br. & B. MANNHEIMS (1956): Die Tipuliden der Sammlung Beling. – *Entomol. Ber. (Amst.)* 16: 245–258.
- THIENEMANN, A. (1910): *Orphnephila testacea* Macq. Ein Beitrag zur Kenntnis der Fauna hygropetrica. – *Ann. Biol. Lac.* 4: 53–87.
- THIENEMANN, A. (1926): Insekten aus norddeutschen Quellen mit besonderer Berücksichtigung der Dipteren. – *Dt. entomol. Z.* 1926 (1): 1–50.
- THOMAS, A. G. B. (1977): Limoniidae et Ptychopteridae du sud-ouest de la France (Diptera, Nematocera). – *Annls Limnol.* 13 (1): 47–55.
- THOMES, A. (1985): Ökologische Beobachtungen an den Libellen (Odonata, Insecta) des Unteren Schierenseebaches (Naturpark Westensee, Schleswig-Holstein). – *Diplomarbeit Kiel*, 112 S.
- TISCHLER, W. (1949): Grundzüge der terrestrischen Tierökologie. – Braunschweig: Vieweg, 220 S.
- TJEDER, B. (1955): *Catalogus Insectorum Sueciae XIV. Diptera: Fam. Tipulidae*. – *Opusc. Entomol.* 20 (2–3): 229–247.
- TJEDER, B. (1958): A synopsis of the Swedish Tipulidae. 1. Subfam. Limoniinae: tribe Limoniini. – *Opusc. Entomol.* 23 (1–2): 133–169.
- TJEDER, B. (1959): A synopsis of the Swedish Tipulidae. 2. Subfam. Limoniinae: tribe Pediciini. – *Opusc. Entomol.* 24 (1–2): 1–9.
- USSING, H. (1929): *Dicranomyia didyma* Meigen. – *Flora og Fauna* 1929: 81–84.
- VAILLANT, F. (1952): Quelques Limoniidae a larves hygropetriques (Diptera). – *Rev. Fr. Entomol.* 19: 244–251.
- VAILLANT, F. (1956): Recherches sur la faune macicole (hygropetrique s. l.) de France, de Corse et d’Afrique du Nord. – *Mem. Mus. Nat. Hist. Nat. (A)* 11: 1–258.
- WAGNER, R. (1980): Die Dipterenemergenz am Breitenbach (1969–1973). – *Spixiana (Münch.)* 3 (2): 167–177.
- WARDLE, R. A. & E. A. TAYLOR (1926): The cephalic skeleton of contrasting types of crane-fly larvae. – *Proc. Zool. Soc. Lond.* 1926 (1): 1–24.
- WESENBERG-LUND, C. (1943): *Biologie der Süßwasserinsekten*. – Berlin: Springer.
- WESTHOFF, F. (1879): Beitrag zur Kenntnis der westfälischen Arten der Abteilung Tipulinae Schiner. – *Jber. Westf. Prov.-Ver. Wiss. Kunst* 8: 39–54.

- WESTHOFF, F. (1882): Über den Bau des Hypopygiums der Gattung *Tipula* Meigen mit Berücksichtigung seiner generischen und spezifischen Bedeutung nebst einem systematischen Verzeichnis aller bisher in der Provinz Westfalen aufgefundenen Arten aus der Familie der Tipulidae. – Diss. Paulinische Akademie zu Münster, 62 S.
- WHITE, J. H. (1951): Observations on the life history and biology of *Tipula lateralis* Meig. – Ann. Appl. Biol. **38**: 847–858.
- WINNERTZ, J. (1853): Beitrag zu einer Monographie der Gallmücken. – Linnaea Entomologica **8**: 154–324. Berlin (Stettin): Mittler u. Sohn.
- WRAGE, H.-A. (1978): Über Struktur und Abwandlung der Stelzenmücken-Populationen im Ökosystem „Salzwiese“ der Nordseeküste (Limoniidae, Diptera, Nematocera). – Mitt. dtsh. Ges. allg. angew. Ent. **1**: 220–223.
- WRAGE, H.-A. (1982): Ökologie der Stelzenmücken (Limoniidae) des Litorals und angrenzender Gebiete im Nordseeküstenbereich (Diptera, Nematocera). – Faun.-ökol. Mitt., Suppl. **3**, 1–48.
- ZETTERSTEDT, J. W. (1851): Diptera Scandinaviae disposita et descripta. – Lundae **10**: 3711–4090.

Anschrift des Verfassers:
Dr. Rainer Brinkmann
Widukindstraße 8
D-2810 Verden (Aller)

Wasserstufe Laufende Nr. Standort	I		II					III	IV			V	VI
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13
	10	11	11	11	11	12	13	14	15	16	17	18	19/20

Bezeichnende Arten:

<i>Alnus glutinosa</i>	5	5	5	5	5	.	.	.	X(d)	5	X(d)	.	.
<i>Phragmites australis</i>	2m	.	+	.	X	3	.	.	X
<i>Glyceria maxima</i>	X(d)
<i>Cirsium oleraceum</i>	+	X	+	X
<i>Alopecurus geniculatus</i>	2a	.
<i>Fagus sylvatica</i>	X(d)
<i>Asperula odorata</i>	+	.	.	X

Differentialarten:

D I	<i>Equisetum fluviatile</i>	1
	<i>Veronica beccabunga</i>	+
D II	<i>Solanum dulcamara</i>	2b	+	1	X	X	2a	X
	<i>Thelypteris palustris</i>	2a	2b	.	X	X	+
	<i>Mentha aquatica</i>	2m	r	2a	X	X	1	X
	<i>Myosotis palustris</i>	1	.	2b	X	X	+	X	.	X	.	.	.
	<i>Galium palustre</i>	.	1	.	X	X	.	X
	<i>Lythrum salicaria</i>	+	+	.	.	.	+
	<i>Cirsium palustre</i>	.	.	1	.	.	r
	<i>Peucedanum palustre</i>	.	.	+	X
	<i>Caltha palustris</i>	.	+	1
	<i>Iris pseudacorus</i>	1	.	+
	<i>Carex elata</i>	2m	.	.	.	X
	<i>Acrocladium cuspidatum</i>	.	.	.	X	X	2m
D III	<i>Impatiens noli-tangere</i>	X	2a	.	.	.
	<i>Dryopteris dilatata</i>	X	.	X	.	.
	<i>Rubus fruticosus agg.</i>	+	X	.	.
	<i>Rubus idaeus</i>	2b	.	.
	<i>Deschampsia cespitosa</i>	2a	.	.
	<i>Lonicera periclymenum</i>	2a	.	.
	<i>Galium aparine</i>	X
D IV	<i>Glyceria fluitans</i>	2b	.
	<i>Agrostis stolonifera</i>	.	2a	2a	.
D V	<i>Circaea lutetiana</i>	X
	<i>Geum urbanum</i>	X
Sonstige:	<i>Carex acutiformis</i>	3	2a	1	X	X	.	X	.	X	1	X	.
	<i>Poa trivialis</i>	.	.	2m	.	X	.	X	3	X	2m	.	3
	<i>Lysimachia vulgaris</i>	2m	r	2a	.	.	.	X	1	.	1	.	.
	<i>Urtica dioica</i>	.	.	1	.	X	2a	.	2a	X	.	.	.
	<i>Brachythecium rutabulum</i>	2b	.	2b	X	2m	.	.
	<i>Athyrium filix-femina</i>	X	.	.	.	X	2b	.	.
	<i>Fraxinus excelsior juv.</i>	1	+	.	+	.	.
	<i>Humulus lupulus</i>	+	X	.	.	.
	<i>Eupatorium cannabinum</i>	.	.	+	.	.	2a	.	r
	<i>Scutellaria galericulata</i>	+	.	.	.	+	.	.
	<i>Cardamine pratensis</i>	X	+

	I				II				III	IV			V	VI
Wasserstufe	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	
Laufende Nr.	10	11	11	11	11	12	13	14	15	16	17	18	19/20	
Standort														

Bezeichnende Arten:

Anhangstab1, Fortsetzung

Ranunculus repens	+	.	.	.	3	.
Plagiomnium affine	X	2m	.	.	.
Filipendula ulmaria	2a	X
Holcus lanatus	X	3	.

X= Angabe ohne Deckungswert

d= Dominant auftretende Art

Außerdem in Spalte:

- 1 Calamagrostis canscens ;
- 2 Sium erectum, Salix cinerea juv.;
- 3 Lycopus europaeus, Calliergon cordifolium, Mnium hornum;
- 4 Stachys palustris;
- 6 Cardamine amara, Epilobium palustre;
- 8 Ajuga reptans;
- 9 Ribes nigrum, Betula verrucosa juv., Poa palustris, Mnium hornum, Stachys sylvatica, Plagiomnium undulatum;
- 10 Plagiomnium undulatum, Eurhynchium stokesii, Lophocolea heterophylla, Viola palustris, Betula pubescens juv.
- 12 Anthoxanthum odoratum, Festuca pratensis, Rumex acetosa, Taraxacum officinale, Bellis perennis, Lolium perenne, Cerastium holosteoides;
- 13 Fraxinus excelsior ad., Stellaria holostea, Ribes sylvestre, Aegopodium podagraria, Sanicula europaea, Acer pseudoplatanus juv., Oxalis acetosella, Hedera helix, Milium effusum, Polygonatum multiflorum, Alliaria petiolata, Paris quadrifolia, Dryopteris filix-mas, Stachys sylvatica.

I Carici elongatae-Alnetum, Ausb. von Equisetum fluviatile (Erlenbruch)

II

Sp.2-5 Carici elongatae-Alnetum, typische Ausb. (Erlenbruch)

Sp.6 Scirpo-Phragmitetum (Schilf-Röhricht)

Sp.7 Glycerietum maximae (Wasserschwaden-Ried)

III Angelico-Cirsietum oleracei (Kohldistel-Wiese)

IV Alnus glutinosa-Gesellschaft (Erlenwald)

V Ranunculo-Alopecuretum geniculati (Knickfuchsschwanz-Rasen)

VI Asperulo-Fagetum circaetosum (feuchter Waldmeister-Buchenwald)

Absolute und relative Häufigkeit (Dominanz) der Limoniidae-Arten in den Fängen der Jahre 1985-1989 im Untersuchungsgebiet "Unterer Schierenseebach"; unterschieden nach Fangmethoden. x = Larvennachweis.

Fangmethode:		Emergenz		Keschernfang		Lichtfang		Farbschale		Summe
Art		♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	
Ula mollissima	n %	0 0	0 0	0 0	0 0	1 100	0 0	0 0	0 0	1 <0,1
Ula sylvatica	n %	3 60,0	2 40,0	0 0	0 0	0 0	0 0	1 8,3	11 91,7	17 0,2
Tricyphona immaculata	n %	107 66,0	55 34,0	160 73,7	57 26,3	5 71,4	2 28,6	0 100	5 100	391 4,6
Tricyphona unicolor	n %	7 70,0	3 30,0	17 81,0	4 19,0	0 0	0 0	10 100	0 0	41 0,5
Pedicia rivosa rivosa	n %	0 0	0 0	0 0	0 0	1 100	0 0	0 0	0 0	1 <0,1
Dicranota bimaculata ^x	n %	69 21,5	252 78,5	165 92,2	14 7,8	0 0	0 0	0 0	0 0	500 5,9
Paradelphomyia senilis	n %	0 0	0 0	0 0	0 0	1 100	0 0	0 0	0 0	1 <0,1
Epiphragma ocellare ^x	n %	4 57,1	3 42,9	34 81,0	8 19,0	1 33,3	2 66,7	0 0	0 0	52 0,6
Austrolimnophila ochracea	n %	45 50,0	45 50,0	23 48,9	24 51,1	0 0	1 100	0 0	0 0	138 1,6
Pseudolimnophila lucorum ^x	n %	2 33,3	4 66,7	74 54,0	63 46,0	1 14,3	6 85,7	1 100	0 0	151 1,8
Pseudolimnophila sepium	n %	2 22,2	7 77,8	16 41,0	23 59,0	0 0	1 100	1 100	0 0	50 0,6
Limnophila pictipennis	n %	0 0	1 100	4 100	0 0	0 0	1 100	0 0	0 0	6 0,1
Limnophila punctata ^x	n %	0 0	2 100	144 90,0	16 10,0	1 50,0	1 50,0	0 0	0 0	164 1,9
Euphyllidorea fulvonervosa ^x	n %	48 54,5	40 45,5	162 52,6	146 47,4	13 61,9	8 38,1	14 93,3	1 6,7	432 5,1
Euphyllidorea lineola	n %	1 100	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	1 <0,1
Phyllidorea bicolor	n %	1 50,0	1 50,0	17 68,0	8 32,0	0 0	1 100	0 0	0 0	28 0,3

Phylidorea ferruginea ^x	n %	48 71,6	19 28,4	113 72,9	42 27,1	7 50,0	7 50,0	5 100	0	241 2,9
Eloeophila maculata ^x	n %	11 37,9	18 62,1	13 81,3	3 18,7	0	0	0	0	45 0,5
Eloeophila verralli ^x	n %	57 64,8	31 35,2	3 75,0	1 25,0	0	0	0	0	92 1,1
Neolimnomyia batava	n %	1 33,3	2 66,7	2 100	0	0	0	0	0	5 0,1
Neolimnomyia nemoralis	n %	33 44,0	42 56,0	105 62,9	62 37,1	7 29,2	17 70,8	0	1 100	267 3,2
Pilaria decolor	n %	2 50,0	2 50,0	10 45,5	12 54,5	0	0	0	0	26 0,3
Pilaria discicollis ^x	n %	11 42,3	15 57,7	23 82,1	5 17,9	0	0	2 100	0	58 0,7
Pilaria nigropunctata	n %	3 100	0	3 42,9	4 57,1	0	0	12 100	0	22 0,3
Crypteria limnophiloides	n %	0	0	0	0	0	1 100	0	0	1 <0,1
Erioptera fuscipennis	n %	4 40,0	6 60,0	33 66,0	17 34,0	3 60,0	2 40,0	1 100	0	66 0,8
Erioptera fusculeta	n %	0	0	1 100	0	0	0	0	0	1 <0,1
Erioptera gemina	n %	4 100	0	25 80,6	6 19,4	1 50,0	1 50,0	1 100	0	38 0,5
Erioptera griseipennis	n %	0	0	1 100	0	0	0	0	0	1 <0,1
Erioptera lutea ^x	n %	57 53,3	50 46,7	153 58,2	110 41,8	145 55,6	116 44,4	0	2 100	633 7,5
Erioptera sordida	n %	12 63,2	7 36,8	12 50,0	12 50,0	1 14,3	6 85,7	1 100	0	51 0,6
Erioptera minor minor	n %	1 100	0	0	0	0	0	1 100	0	2 <0,1
Symplecta stictica	n %	1 50,0	1 50,0	2 33,3	4 66,7	0	0	0	0	8 0,1
Erioconopa trivialis	n %	39 53,4	34 46,6	143 75,7	46 24,3	4 80,0	1 20,0	0	1 100	268 3,2
Cheilotrichia cinerascens	n %	6 66,7	3 33,3	2 20,0	8 80,0	3 1,5	198 98,5	0	0	220 2,6
Ormosia clavata	n %	1 100	0	0	0	0	0	0	0	1 <0,1

Ormosia depilata	n %	26 100	0	32 100	0	0	0	3 100	0	61 0,7
Ormosia hederæ	n %	3 100	0	5 100	0	0	0	0	0	8 0,1
Ormosia lineata	n %	1 100	0	2 100	0	0	0	0	0	3 <0,1
Rhypholophus haemorrhoidalis	n %	0	0	6 60,0	4 40,0	0	0	0	0	10 0,1
Rhypholophus varius	n %	12 41,4	17 58,6	45 88,2	6 11,8	0	0	0	0	80 0,9
Ilisia maculata	n %	0	1 100	0	1 100	0	1 100	0	0	3 <0,1
Tasiocera murina	n %	1 100	0	0	0	0	0	0	0	1 <0,1
Molophilus appendiculatus	n %	13 100	0	6 100	0	0	0	0	0	19 0,2
Molophilus ater	n %	8 100	0	14 70,0	6 30,0	0	0	0	0	28 0,3
Molophilus bifidus	n %	4 100	0	3 100	0	1 100	0	0	0	8 0,1
Molophilus bihamatus	n %	18 100	0	8 100	0	0	0	11 100	0	37 0,4
Molophilus griseus	n %	11 100	0	3 100	0	13 100	0	0	0	27 0,3
Molophilus medius	n %	21 100	0	22 100	0	2 100	0	0	0	45 0,5
Molophilus ochraceus	n %	1 100	0	3 100	0	0	0	0	0	4 <0,1
Molophilus ochrescens	n %	3 100	0	2 100	0	0	0	0	0	5 0,1
Molophilus propinquus	n %	1 100	0	2 100	0	0	0	0	0	3 <0,1
Molophilus serpentiger	n %	0	0	3 100	0	0	0	0	0	3 <0,1
Gonomyia lucidula	n %	0	0	2 100	0	0	0	0	0	2 <0,1
Gonomyia recta	n %	0	0	3 100	0	1 100	0	0	0	4 <0,1
Gonomyia tenella	n %	1 100	0	0	0	1 100	0	0	0	2 <0,1

Lipsothrix ecucullata	n %	0 0	0 0	1 50,0	1 50,0	0 0	0 0	0 0	0 0	2 <0,1
Helius flavus	n %	17 54,8	14 45,2	43 47,8	47 52,2	2 40,0	3 60,0	0 0	0 0	126 1,5
Helius longirostris	n %	21 60,0	14 40,0	40 56,3	31 43,7	9 90,0	1 10,0	0 0	0 0	116 1,4
Rhipidia duplicata	n %	1 50,5	1 50,0	26 61,9	16 38,1	3 12,0	22 88,0	0 0	3 100	72 0,9
Achylrolimonia decemmaculata	n %	0 0	0 0	0 0	1 100	0 0	0 0	0 0	0 0	1 <0,1
Dicranomyia chorea	n %	0 0	0 0	9 100	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	9 0,1
Dicranomyia didyma	n %	5 100	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	5 0,1
Dicranomyia frontalis	n %	0 0	0 0	1 100	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	1 <0,1
Dicranomyia mitis	n %	1 100	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	1 <0,1
Dicranomyia modesta	n %	88 57,1	66 42,9	787 66,0	405 34,0	72 46,5	83 53,5	5 62,5	3 37,5	1509 17,9
Dicranomyia fusca	n %	0 0	0 0	1 100	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	1 <0,1
Neolimonia dumetorum	n %	17 58,6	12 41,4	10 100	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	39 0,5
Metalimnobia quadrimaculata	n %	0 0	0 0	1 100	0 0	1 100	0 0	0 0	0 0	2 <0,1
Metalimnobia quadrinotata	n %	0 0	1 100	5 71,4	2 28,6	0 0	0 0	0 0	0 0	8 0,1
Atypophthalmus inustus	n %	2 100	0 0	7 87,5	1 12,5	2 66,7	1 33,3	0 0	2 100	15 0,2
Limonia c.f. dilutior	n %	0 0	0 0	0 0	1 100	0 0	0 0	0 0	0 0	1 <0,1
Limonia flavipes	n %	0 0	4 100	5 50,0	5 50,0	0 0	1 100	0 0	0 0	15 0,2
Limonia macrostigma	n %	43 55,8	34 44,2	531 74,0	187 26,0	44 53,4	40 47,6	116 67,4	56 32,6	1051 12,5
Limonia nigropunctata	n %	1 25,0	3 75,0	1 25,0	3 75,0	1 50,0	1 50,0	0 0	0 0	10 0,1
Limonia nubeculosa	n %	6 31,6	13 68,4	224 57,6	165 42,4	21 39,6	32 60,4	57 63,3	33 36,7	551 6,5

Limonia stigma	n %	0 0	0 0	2 100	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	2 <0,1
Limonia tripunctata	n %	60 58,3	43 41,7	84 54,9	69 45,1	1 25,0	3 75,0	0 0	1 100	262 2,8
Limonia trivittata	n %	5 50,0	5 50,0	14 56,0	11 44,0	5 12,2	36 87,8	1 33,3	2 66,7	79 0,9
Erioptera spp.	n %	0 0	10 100	0 0	6 100	0 0	1 100	0 0	0 0	17 0,2
Ormosia spp.	n %	0 0	19 100	0 0	14 100	0 0	0 0	0 0	1 100	34 0,4
Tasiocera spp.	n %	0 0	2 100	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	2 <0,1
Molophilus spp.	n %	0 0	53 100	0 0	31 100	0 0	36 100	0 0	12 100	132 1,6
Gonomyia spp.	n %	0 0	2 100	0 0	1 100	0 0	2 100	0 0	1 100	6 0,1
Dicranomyia spp.	n %	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	1 100	0 0	0 0	1 <0,1
Summe Individuen Männchen/Weibchen	n %	971 50,3	959 49,7	3414 66,7	1709 33,3	372 36,9	636 63,1	243 64,3	135 35,7	
Summe Individuen	n %	1930 22,9		5124 60,7		1008 11,9		378 4,5		8440 100
Summe Arten	n %	61 77,2		70 88,6		37 46,8		26 32,9		79 100

Anhangstab. 3. Ministisch-Ökologische Arbeitsgemeinschaft e.V. (FÖAG); download www.zobodat.at
 Absolute und relative Häufigkeiten (Dominanz) der Tipulidae-Arten in den Fängen der Jahre 1985-1989 im Untersuchungsgebiet "Unterer Schierenseebach"; unterschieden nach Fangmethoden. x = Larvennachweis.

Fangmethode:		Emergenz		Keschernfang		Lichtfang		Farbschale		Summe
Art		♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	
Dolichopeza albipes	n %	3 75,0	1 25,0	5 71,4	2 28,6	0	0	0	0	11 1,2
Prionocera subserricornis x	n %	73 62,9	43 37,1	59 77,6	17 22,4	5 100	0	1 100	0	198 21,4
Prionocera turcica x	n %	9 69,2	4 30,8	9 90,0	1 10,0	0	0	0	0	23 2,5
Tipula alpium	n %	0	0	1 100	0	0	0	0	0	1 0,1
Tipula autumnalis x	n %	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Tipula fascipennis x	n %	0	0	0	0	2 100	0	0	0	2 0,2
Tipula flavolineata	n %	2 100	0	0	1 100	0	0	0	0	3 0,3
Tipula fulvipennis	n %	0	0	1 50,0	1 50,0	0	0	0	0	2 0,2
Tipula irrorata x	n %	3 100	0	1 50,0	1 50,0	0	0	0	0	5 0,5
Tipula laetabilis	n %	0	0	1 100	0	0	0	0	0	1 0,1
Tipula lateralis x	n %	3 75,0	1 25,0	7 63,6	4 36,4	0	1 100	0	0	16 1,7
Tipula luna x	n %	8 40,0	12 60,0	76 80,9	18 19,1	4 57,1	3 42,9	2 100	0	123 13,3
Tipula lunata	n %	1 33,3	2 66,7	10 66,7	5 33,3	0	1 100	0	0	19 2,1
Tipula luteipennis x	n %	5 71,4	2 28,6	100 85,5	17 14,5	3 60,0	2 40,0	5 83,3	1 16,7	135 14,6
Tipula maxima x	n %	0	0	1 100	0	0	0	0	0	1 0,1
Tipula nubeculosa	n %	3 100	0	0	0	0	0	0	0	3 0,3

Tipula oleracea	n %	0 0	0 0	1 50,0	1 50,0	0 0	0 0	0 0	0 0	2 0,2
Tipula pabulina	n %	0 0	0 0	2 66,7	1 33,3	0 0	0 0	0 0	0 0	3 0,3
Tipula pagana	n %	0 0	0 0	4 100	0 0	5 100	0 0	1 100	0 0	10 1,1
Tipula paludosa ^x	n %	0 0	2 100	14 77,8	4 22,2	0 0	4 100	0 0	0 0	24 2,6
Tipula pierrei ^x	n %	0 0	0 0	4 100	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	4 0,4
Tipula pruinosa ^x	n %	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0
Tipula pseudoirrorata	n %	1 100	0 0	0 0	2 100	0 0	0 0	0 0	0 0	3 0,3
Tipula scripta	n %	5 41,7	7 58,3	6 75,0	2 25,0	1 50,0	1 50,0	0 0	0 0	22 2,4
Tipula signata ^x	n %	2 100	0 0	2 40,0	3 60,0	0 0	1 100	0 0	0 0	8 0,9
Tipula staegei ^x	n %	4 80,0	1 20,0	5 62,5	3 37,5	0 0	0 0	0 0	0 0	13 1,4
Tipula submarmorata ^x	n %	7 100	0 0	5 71,4	2 28,6	0 0	0 0	0 0	0 0	14 1,5
Tipula unca ^x	n %	18 46,2	21 53,8	105 72,9	39 27,1	0 0	0 0	6 100	0 0	189 20,4
Tipula variicornis	n %	2 33,3	4 66,7	3 100	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	9 1,0
Tipula varipennis ^x	n %	2 100	0 0	12 92,3	1 7,7	0 0	0 0	0 0	0 0	15 1,6
Tipula vittata ^x	n %	1 25,0	3 75,0	19 82,6	4 17,4	0 0	0 0	0 0	0 0	27 2,9
Nephrotoma analis	n %	0 0	1 100	2 33,3	4 66,7	0 0	0 0	0 0	0 0	7 0,8
Nephrotoma a. appendiculata	n %	1 100	0 0	0 0	4 100	0 0	0 0	0 0	0 0	5 0,5
Nephrotoma dorsalis	n %	0 0	0 0	4 50,0	4 50,0	0 0	0 0	0 0	0 0	8 0,9
Nephrotoma flavipalpis	n %	0 0	1 100	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	0 0	1 0,1
Nephrotoma lunulicornis	n %	0 0	0 0	0 0	1 100	0 0	0 0	0 0	0 0	1 0,1

Nephrotoma quadrifaria x	n	2	6	1	1	0	0	0	0	10
	%	25,0	75,0	50,0	50,0					1,1
Dictenidia bimaculata x	n	0	0	1	0	0	0	0	2	3
	%			100					100	0,3
Tipula spp.	n	0	0	0	0	0	4	0	0	4
	%						100			0,4
Individuensumme Männchen/Weibchen	n	155	111	461	143	20	17	15	3	
	%	58,3	41,7	76,3	23,7	54,1	45,9	83,3	16,7	
Summe Individuen	n	266		604		37		18		925
	%	28,8		65,3		4,0		1,9		100
Summe Arten	n	24		33		10		6		36
	%	63,2		86,8		26,3		15,8		94,7

Anhangstab. 4

Absolute und relative Häufigkeiten (Dominanz) der Cylindrotomidae-Arten in den Fängen der Jahre 1985-1989 im Untersuchungsgebiet "Unterer Schierenseebach"; unterschieden nach Fangmethoden. x = Larvennachweis.

Fangmethode:		Emergenz		Keschernfang		Lichtfang		Farbschale		Summe
Art		♂	♀	♂	♀	♂	♀	♂	♀	
Triogma trisulcata	n	1	1	3	0	0	0	0	0	5
	%	50,0	50,0	100						17,9
Diogma glabrata x	n	1	0	2	1	1	0	0	0	5
	%	100		66,7	33,3	100				17,9
Cylindrotoma d. distinctissima x	n	0	1	9	7	0	1	0	0	18
	%		100	56,3	43,7		100			64,3
Summe Individuen Männchen/Weibchen	n	2	2	14	8	1	1	0	0	
	%	50,0	50,0	63,6	36,4	50,0	50,0			
Summe Individuen	n	4		22		2		0		28
	%	14,3		78,6		7,1				100
Summe Arten	n	3		3		2		0		3
	%	100		100		66,7				100

Taxon	aquatisch					semi-aquatisch				terrestrisch						Holz		Moos		Mult		
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	I	II	III	IV	V	VI	21	22	23	24		25	26
Molophilus appendiculatus																					13	
Molophilus ater			1										3								4	
Molophilus bifidus						2	2															
Molophilus bihamatus					1	1		1					1								13	
Molophilus griseus							7			4		1	2								4	
Molophilus medius							1					2	9	3								
Molophilus ochraceus							1															
Molophilus ochrescens	1			1					1													
Molophilus propinquus						1	10			2	4	1	2	3	2						7	16
Molophilus spp.	2		2	1		1	10			2	4	1	2	3	2							16
Gonomyia tenella		1																				
Gonomyia spp.	1						2															
Helius flavus	1					+	1			5	4	13	7									
Helius longirostris	3		2			1	2	1		1	4	20		1								
Rhipidia duplicata				2																		
Dicranomyia didyma			5																			
Dicranomyia mitis				1																		
Dicranomyia modesta	4		1	3		3	4			2	1	3	6									
Neolimonia dumetorum																1					2	1
Metalimnobia quadrinotata																						26
Atypophthalmus inustus									1											1		>30
Limonia flavipes			1	1		1																
Limonia macrostigma	1	2	12	8	2	8	15	9	3	1			3	8	3	1						1
Limonia nigropunctata	3							1														
Limonia nubeculosa	6		1	4										1		7						
Limonia tripunctata	2		5	1		2								24		69						
Limonia trivittata						1					9											

Anhangstab. 6

Verteilung der mit Emergenzfängen und Larvenaufsammlungen (+) festgestellten Tipulidae-Arten auf die beprobten Standorte im Untersuchungsgebiet "Unterer Schierenseebach" (1985-1990).

Nähere Erläuterungen s. Anhangstab. 5.

Taxon	aquatisch					semi-aquatisch				terrestrisch						Holz		Moos		Mult		
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	I	II	III	IV	V	VI	21	22	23	24		25	26
Dolichopeza albipes																						
Prionocera subsericornis	70		1					2		+	6	4	2	1								
Prionocera turcica	13									+												
Tipula autumnalis										+												
Tipula luteipennis					1		+	+		2	2	2										
Tipula variicornis			1													5						
Tipula signata									+						2							20
Tipula staegeri	1		1												3							12
Tipula lateralis	2					+	+	+	+	1		1										
Tipula pierrei										+												
Tipula pruinososa										+		+										
Tipula luna	1						+	+	1	+	1	2	+	6	+	4	4				+	
Tipula maxima							+															
Tipula vittata				1		+	1		+				+	2								+
Tipula paludosa																						
Tipula unca						2			1	+			3	+	1	17	+	3			+	2
Tipula irrorata						2															+	11
Tipula pseudoirrorata				1																		
Tipula submarmorata	1			5											+		1					
Tipula varipennis	1														+	1	+					
Tipula nubeculosa				3																		
Tipula scripta	1		1						1													9
Tipula fascipennis																						+
Tipula lunata								1														2
Tipula flavolineata					2																	
Nephrotoma analis								1														
Nephrotoma a. appendiculata	1			1																		
Nephrotoma flavipalpis																						
Nephrotoma quadrifaria	1		1										+	4							2	
Dictenia bimaculata																						+

Übersicht der aus Laborzuchten erhaltenen Entwicklungsstadien der Limoniidae.

() = noch nicht beschriebene Stadien. Die Larven II-III unterscheiden sich morphologisch nicht von der Larve IV. Es treten nur Größenunterschiede auf.

Entwicklungsstadium Taxon	Ei	Larve I	Larve II	Larve III	Larve IV	Puppe
PEDICIINAE						
<i>Tricyphona immaculata</i>	+	+	+			
<i>Dicranota bimaculata</i>	(+)					+
HEXATOMINAE						
<i>Paradelphomyia</i> sp.						+
<i>Epiphragma ocellare</i>	(+)	(+)	+	+	+	+
<i>Austrolimnophila ochracea</i>	(+)					+
<i>Pseudolimnophila lucorum</i>	(+)				+	+
<i>Pseudolimnophila sepium</i>	(+)					
<i>Limnophila punctata</i>	(+)	(+)	+			+
<i>Euphylidorea fulvonervosa</i>	+	(+)				+
<i>Phylidorea bicolor</i>	(+)					
<i>Phylidorea ferruginea</i>	(+)	(+)	+			+
<i>Eloeophila maculata</i>	+				+	+
<i>Eloeophila verralli</i>	(+)	(+)			(+)	+
<i>Neolimnomyia nemoralis</i>	+	(+)				
<i>Pilaria discicollis</i>					+	+
ERIOPTERINAE						
<i>Erioptera gemina</i>	(+)	(+)				
<i>Erioptera lutea</i>	+	(+)				+
<i>Erioptera sordida</i>						(+)
<i>Erioptera</i> sp.	+					
<i>Eriocnopa trivialis</i>	(+)	+	+	+	+	+
<i>Ormosia</i> sp.	+					
<i>Rhypholophus varius</i>						+
<i>Molophilus griseus</i>						+
<i>Molophilus</i> sp. I	+	(+)				
<i>Molophilus</i> sp. II						+
LIMONIINAE						
<i>Helius flavus</i>	(+)	(+)	+	+	+	(+)
<i>Helius longirostris</i>	+	+	+	+	+	+
<i>Helius pallirostris</i>	(+)	(+)	+	+	+	(+)
<i>Dicranomyia modesta</i>	+	(+)	+	+	+	+
<i>Neolimonia dumetorum</i>	+	(+)	+	+	(+)	
<i>Atypophthalmus inustus</i>						(+)
<i>Limonia macrostigma</i>	+	(+)	+	+	+	+
<i>Limonia nubeculosa</i>	+	+	+	+	+	+
<i>Limonia tripunctata</i>	+	+	+	+	+	+
<i>Limonia trivittata</i>	+	(+)	+	+	+	(+)

Anhangstab. 9 nistisch-Ökologische Arbeitsgemeinschaft e.V. (FÖAG);download www.zobodat.at
 Übersicht der aus Laborzuchten erhaltenen Entwicklungsstadien der Tipulidae. Nähere
 Erläuterung s. Anhangstab. 8.

Entwicklungsstadium Taxon	Ei	Larve I	Larve II	Larve III	Larve IV	Puppe
TIPULINAE						
<i>Prionocera subserricornis</i>	(+)	(+)	+	+	(+)	(+)
<i>Prionocera turcica</i>						+
<i>Tipula luteipennis</i>	(+)	(+)				+
<i>Tipula r. rufina</i>	+	(+)	+	+	+	+
<i>Tipula signata</i>						+
<i>Tipula staegeri</i>	(+)					+
<i>Tipula fulvipennis</i>	(+)					
<i>Tipula luna</i>	+	(+)	+	+	+	+
<i>Tipula maxima</i>	(+)	(+)	+	+	+	+
<i>Tipula vittata</i>	(+)	(+)	+	+	+	+
<i>Tipula oleracea</i>	+					+
<i>Tipula paludosa</i>	+	(+)	+	+	+	+
<i>Tipula unca</i>	(+)	(+)	+	+	+	+
<i>Tipula irrorata</i>	(+)					+
<i>Tipula varipennis</i>	(+)					
<i>Tipula lunata</i>	+	(+)	+	+	+	+
<i>Tipula (Pterelachisus) sp.</i>	+	+				
<i>Tipula (Lunatipula) sp.</i>	+					
<i>Nephrotoma analis</i>	+	(+)	+	+	+	+
<i>Nephrotoma dorsalis</i>	(+)	(+)	+	+	+	+
<i>Nephrotoma quadrifaria</i>	(+)					
<i>Nephrotoma scurra</i>	(+)	(+)	+	+	+	+
DOLICHOPEZINAE						
<i>Dolichopeza albipes</i>	+	(+)				

Anhangstab. 10

Übersicht der aus Laborzuchten erhaltenen Entwicklungsstadien der Cylindrotomidae.
 Nähere Erläuterung s. Anhangstab. 8.

Entwicklungsstadium Taxon	Ei	Larve I	Larve II	Larve III	Larve IV	Puppe
CYLINDROTOMINAE						
<i>Cylindrotoma d. distinctissima</i>	+	+	+	+	+	+
<i>Diogma glabrata</i>				+	+	+

