

SCHÜLKE, M. (1984a): Neue und faunistisch bemerkenswerte Staphylinidae – Tachyporinae. – Ent. Nachr. Ber. 28, 93–100.
 SCHÜLKE, M. (1984b): Beitrag zur Verbreitung einiger Arten der Gattung *Heterothops* STEPH. (Coleoptera, Staphylinidae) in der DDR (Faunistische Notiz 191.). – Ent. Nachr. Ber. 28, 217–219.

Anschrift des Verfassers:

Helmuth Klima
 Helene-Fleischer-Straße 7
 Gera
 DDR - 6500

305.

Bemerkenswerte Cerambycidenfunde im Bezirk Gera und im Bezirk Schwerin

In den Jahren 1986 und 1987 konnten folgende Arten, die nach KLAUSNITZER & SANDER (1978) und CONRAD (1985) selten sind, im Kreis Eisenberg, Bezirk Gera, festgestellt werden.

1. *Toxotus cursor* (ZETTERSTEDT)

Am 27. Juni 1986 konnte am Rande eines Laubmischwaldes mit teilweisem Einstreu von Kiefern ein Exemplar bei Hohendorf gefunden werden.

2. *Acanthocinus griseus* (F.)

Am 6. Juni 1987 konnte im Waldgebiet „Beuche“ bei Eisenberg (Laubmischwald mit kleinen Kiefern- und Fichtenbeständen) ein Tier auf einem Holzzwischenstapelplatz gesammelt werden. Am gleichen Ort und zur gleichen Zeit waren dort *Rhagium bifasciatum* und *Rhagium inquisitor* anzutreffen.

3. *Strangalia bifasciata* (MÜLLER)

Anläßlich eines Urlaubsaufenthaltes in Lenzen, Kreis Ludwigslust, Bezirk Schwerin, konnte diese Art festgestellt werden. Das Exemplar wurde bei der Bungalowsiedlung Hechtsfurth am Rande eines Kiefernwaldes am 18. 7. 1987 gefunden.

Literatur

- KLAUSNITZER, B., & F. SANDER (1978): Die Bockkäfer Mitteleuropas. – Neue Brehm-Bücherei, Nr. 499. Wittenberg.
 REITTER, E. (1912): Fauna germanica, Band 4. Tafeln 131, 133 und 138. – Stuttgart.
 CONRAD, R. (1985): Veröff. Museen der Stadt Gera 11, 25–27.

Anschrift des Verfassers:

Joachim Zeiß
 Otto-Geyer-Straße 25
 Eisenberg
 DDR - 6520

ZUCHTBERICHTE

33.

Zur Lebensweise von *Naenia typica* (LINNAEUS, 1758) in der Gegend von Dresden (Lep., Noctuidae)

Die „Buchdruckereule“ *Naenia typica* (LINNAEUS, 1758) wurde in der Dresdener Gegend bislang nur spärlich gefunden, obwohl KOCH (1984) und HEINICKE & NAUMANN (1980 bis 1982) die Art als allgemein verbreitet und häufig angeben. Dafür sind meiner Meinung nach zwei Gründe anzuführen:

1. Der Falter kommt kaum zum Licht und läßt sich auch durch Köder nur beschränkt anlocken (bei KOCH und auch bei HEINICKE & NAUMANN fehlen diese Hinweise).
2. Raupenfunde gelingen ohne Kenntnis der Lebensweise der Art nur zufällig.

Seit 1983 führe ich in Schullwitz/Schönfelder Hochland (MTB 4949) kontinuierliche Lichtfänge mit einer automatischen Lichtfalle für Lebendfang (schwache Konzentration von Chloroform) nach einem von Herrn SCHINTLMEISTER und mir entwickeltem Prinzip durch. Als Schönfelder Hochland wird ein Gebiet des Kreises Dresden-Land bezeichnet, das sich nordöstlich von Pillnitz erstreckt. Die Grenzen des Gebietes kann man ganz grob wie folgt angeben: SW Elbhänge, W Stadtgrenze bis zur F 6, N F 6 bis Rossendorf. Im Osten und Süden deckt sich die Abgrenzung etwa mit der Grenze des Landkreises.

In den drei Jahren gelang kein Falternachweis am Licht, obwohl sich der Lichtfallenstandort inmitten eines von *N. typica* stark besetzten Biotops befindet. Es wurden nur ein Exemplar am Köder (29. 7. 1984) sowie zwei Falterfunde am Tage (10. 6. 1985 und 25. 7. 1985) registriert. Zufällige Raupenfunde gaben den Anlaß, mich gezielter mit der Lebensweise dieser Eule zu beschäftigen. Die Raupen findet man meist an Stellen, die in den Morgen- oder Vormittagsstunden besonnt werden. An Plätzen, die nur Nachmittagssonne oder gar Abendsonne bekommen, fand ich trotz Suche nie eine Raupe. Bevorzugt befallen die Raupen bei Dresden die folgenden Pflanzen: Lupine (*Lupinus*), Lungenkraut (*Pulmonaria*), Löwenschwanz (*Leonurus*), Holunder (*Sambucus*, aber nur im Herbst), Weidenröschen (*Epilobium*), Gänsekresse (*Arabis*), Taubnessel (*Lamium*), Kohl (*Brassica*). Bei der Zucht erweist sich die Raupe als extrem polyphag; als Zuchtfutter haben sich Schneebeere (*Symphoricarpos*) und Pflaume (*Prunus*), die kaum schimmelt, bewährt.

Die Suche der Raupen im Herbst oder im Frühjahr nach der Überwinterung kann gleicher-

maßen erfolgversprechend sein. Von August bis Mitte Oktober halten sich die Raupen vor allem auf der Blattunterseite auf und sind tagsüber zu finden. Sie leben zu dieser Zeit in Gruppen bis zu 200 Stück zusammen und überwintern in einer Größe von etwa 1,5 bis 3 cm. Ab März (erste Beobachtung 3.3.) kommen die Raupen wieder aus ihren Überwinterungsverstecken. Im Frühjahr vereinzeln sich die Tiere und werden nachaktiv. Nach Einbruch der Dämmerung sind sie bis gegen 22 Uhr MEZ zu beobachten. Die Raupen sind auch bei niedrigen Temperaturen um Null Grad aktiv.

Die Überwinterung von im Herbst gefundenen Raupen gelang mir stets problemlos (mehr als 90 % Überlebende). Die Raupen kamen in nicht zu große Plastiksachteln, in die einige kleine Löcher gebohrt wurden. Als Substrat wählte ich ein Gemisch von 30 % Sand und 70 % Hobelspänen, welches leicht angefeuchtet wurde. Bei trockener Witterung im Winter wurde gelegentlich etwas Wasser zugesetzt. Bei milder Witterung nehmen die Raupen gerne Futter zu sich; es empfiehlt sich deshalb, an wärmeren Tagen einige Pflanzenteile (z. B. Lupinenblätter) zuzugeben. Die Behälter wurden im Freien aufbewahrt, aber an einem schattigen Platz.

Aus Nachkommen von im Herbst eingetragenen Raupen schlüpften 1985 5 Pärchen, die nach Fütterung mit Zuckerwasser (die Falter suchten den auf dem Gefäßboden gelegten Wattebausch aktiv auf) 7 Tage nach dem Schlupf der Weibchen (die Männchen schlüpften etwa 1 Woche früher) alle kopulierten. Nach weiteren 14 Tagen begann die Eiablage in Spiegeln von 30 bis 200 Stück. Die Lebensdauer der Imagines betrug bei Fütterung vier bis sechs Wochen. Bei der Zucht erwies sich, daß die Raupen gegen hohe Luftfeuchtigkeit empfindlich sind. Aus im Juni geschlüpften Raupen erhielt ich bei Zucht unter Zimmertemperatur (über 20 Grad) die ersten Falter bereits im November. Die Abbildungen der Raupe in verschiedenen Handbüchern (KOCH 1984; LAMPERT 1907; SPÜLER 1910) sind unzutreffend. ECKSTEIN (1920) bildet die Raupe, die vor allem durch die rot gefaßten Stigmen und einen dunklen Seitenstreifen charakterisiert ist, gut ab.

Für die Hilfe bei der Manuskriptabfassung danke ich Herrn A. SCHINTLMEISTER, Dresden.

Literatur

- ECKSTEIN, K. (1920): Die Schmetterlinge Deutschlands. Bd. 3. – Stuttgart.
- HEINICKE, W., & C. NAUMANN (1980–1982) Beiträge zur Insektenfauna der DDR: Lepidoptera – Noctuidae. – Beitr. Ent. 30–32, speziell 31 (1981) 1: 89.
- KOCH, M. (1984): Wir bestimmen Schmetterlinge. Ausgabe in einem Band. Nr. III/94. – Radebeul und Leipzig.
- LAMPERT, K. (1907): Die Großschmetterlinge und

Raupen Mitteleuropas. – Eßlingen und München. SPÜLER, A. (1910): Die Schmetterlinge Europas. Bd. 4. – Stuttgart.

Anschrift des Verfassers:
Bernd-Jürgen Kurze
Bühlauer Straße 45
Schullwitz
DDR - 8101

34.

Grundlagen der Schmetterlingszucht

3. Mitteilung:

Hinweise zur Zucht von Tagfaltern

1. Einleitung

Nachdem die ersten beiden Mitteilungen sich allgemeinen Grundsätzen der Schmetterlingszucht und Zuchtutensilien zuwandten, geht diese näher auf die Tagfalterzucht ein. Tagfalterzucht wurde in der Vergangenheit wenig betrieben, schien „erfolglos“, und in der einschlägigen Literatur wurde auf sogenannte „unüberwindliche Schwierigkeiten“ bei der Nachzucht bestimmter Tagfalterarten hingewiesen. Wir wissen heute, daß es generell unzuchtbare Arten nicht gibt, vielmehr sind es unsere noch unzureichenden Kenntnisse von der Biologie der Tiere, die diese Tatsache vortäuschen.

Arbeiten von FRIEDRICH (1975 und 1977), SCHEKIRA (1984), BRUER (1984), HASSELBACH (1985), WEIDEMANN (1982–1984) u. a. haben eindeutig bewiesen, daß Zucht und Nachzucht von Tagfaltern möglich und sinnvoll ist und daß der Aufbau von freilandunabhängigen Zuchtstämmen über Jahre hinweg gelingt.

Problematisch, aber nicht unlösbar, erscheinen dabei Details, die man praktisch und theoretisch beherrschen sollte, bevor man sich an Tagfalterzuchten heranwagt:

- künstliche Paarung,
- Falterfütterung,
- Eiablage.

Im folgenden werden diese Punkte näher besprochen.

2. Künstliche Paarung

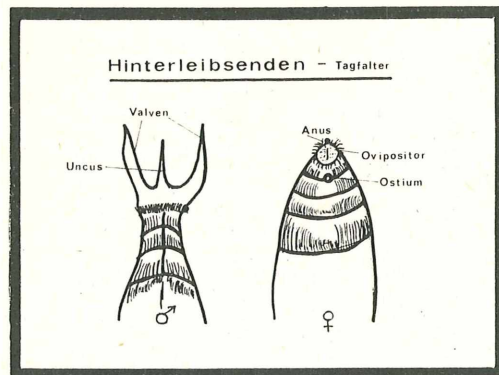
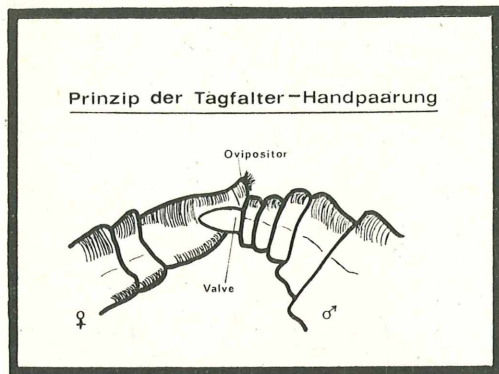
Hinter dem Begriff der „künstlichen Paarung“ verbergen sich alle die Methoden der Tagfalterpaarung, bei denen auf nicht spontanem Weg eine Kopulation erzielt wird. Diese Handpaarungsmethoden weisen dem Schwierigkeitsgrad nach graduelle Unterschiede auf (WEIDEMANN 1983):

a) einfache Handpaarung

Das ist die problemlos zu erzielende Handpaarung (z. B. *Papilio*-Arten, Osterluzeifalter), bei der man durch sanften Druck auf die Hinterleibsenden eine Spreizung der Valven erzielt. Die Tiere können am Thorax, statt an den Flügeln gehalten werden. Meist spielen Tageszeit und Temperatur hier keine entscheidende Rolle. Wichtig ist, die Tiere mit den Flügeln

nach oben zu halten, und zwar den ♀-Falter links, den ♂-Falter rechts. Achtung: Ovipositor bleibt frei!! (Abb. 1)

Die anatomische Situation an den Hinterleibsenden (Abb. 2) sollte man an häufigeren Arten nochmals studieren, bevor man entsprechende Versuche macht.



Beginnen die Tiere nach der Kopulation heftig zu flattern, so wurde nicht die „korrekte Position“ erzielt, und die Verbindung ist umgehend zu lösen. Bei erfolgreich bewirkter Kopulation hängen die Männchen „leblos“ an den Weibchen und nur gelegentliche, pumpend-walzenförmige Bewegungen sind noch zu vermerken. Solange die Weibchen, die Männchen hinterherschleppend, laufen, besteht die Gefahr der spontanen Lösung. Deshalb durch Faltenbildung in der Gardine (mittels Klammer) oder Einsetzen in einen Gazekasten Hindernisse schaffen. Ein deutliches „Klammern“ oder „Zwicken“ der Valven ist beispielsweise bei *Papilio*-Arten nicht zu vermerken.

Die Schwalbenschwanzhandpaarung sei für interessierte Züchter stichwortartig beschrieben:

- Weibchen in die linke, Männchen in die rechte Hand; Flügel nach oben; Hinterleibsenden zeigen aufeinander.
- Langsame Bewegungen des Fingernagels

vom 4. oder 5. Finger links vom Bauch her kommend (!) zwischen den Valven entlang geführt in Richtung Rücken bewirken ein Spreizen derselben. Meist genügt schon ein sanfter Druck auf das Hinterleibsende des Männchens, und der gleiche Effekt wird erzielt.

- Das „spreizende Männchen“ setzt man umgehend dicht unterhalb des Hinterleibsendes des Weibchens an (s. Abb. 1). Ovipositor freilassen!! Zarte kreisende („rührende“) Bewegungen mit dem männlichen Hinterleibsende am Weibchen vollführen, bis sich die Valven schließen.
- Etwa 1 Minute in dieser Position abwarten.
- Der oft leicht pumpende Männchenfalter hängt nun „leblos“ am Weibchen.
- Kopula muß 60–90 Minuten andauern, sonst steht Erfolg in Frage.
- Nach Lösen der Kopula kommen die Tiere in 10 cm hohe zylindrische Pappschachteln mit Gazedeckel. Dunkel aufbewahren (Schränk).

b) schwieriger zu erzielende Handpaarungen Nymphaliden-Arten („Apaturen-Handpaarung“)

Hier sei besonders auf FRIEDRICH (1977) verwiesen, der dies eingehend beschreibt.

c) Paarung durch „chemische Reizung“

Nach LORKOVIĆ als „gynaästhetische Paarung“ bezeichnet.

Prinzip: Begattung eines Weibchens nach einminütiger Betäubung im Zyankaliglas oder mit Schwefeläther, indem es mittels Pinzette mit zusammengelegten Flügeln in einem Gazekäfig am Männchen vorbeigeführt wird. Sobald Kopulation erfolgt, Käfig drehen, Weibchen für einige Zeit noch nicht belastungsfähig (etwa 5–8 Minuten).

Über diese Methode ist noch zu wenig bekannt, obwohl LORKOVIĆ (zit. bei FRIEDRICH 1975) damit ausgezeichnete Erfolge hatte bei allen Tagfalterarten, die sich nicht spontan paaren.

Modifiziert wurde das Verfahren noch durch Befestigung der Weibchen über den zusammengelegten Flügeln mittels Papierstreifen, was den Grundgedanken des Verfahrens nicht verändert.

Als Grundsatz sollte gelten, bevor man sogenannte „Versuche“ mit wertvollen seltenen Arten unternimmt, daß man die Handpaarung durch Übung an häufigen Arten beherrscht oder jemanden aufsucht, der einem die „Kniffe“ zeigen kann.

Angemerkt seien schließlich als wesentliche Details für den Erfolg der Handpaarung das Lebensalter der Falter, Umgebungstemperatur bei der Durchführung der Kopula und Tageszeit der Paarung. Weibchenfalter kann man unmittelbar nach dem Schlupf verwenden,

Männchenfalter sollten älter sein (z. B. Segelfalter etwa 1 Tag, Schwalbenschwanz 3–4 Tage, Apaturen 5–7 Tage). Höhere Umgebungstemperaturen begünstigen die Paarungsbereitschaft. Während sich *P. machaon* auch an kühlen, sonnenarmen Tagen paart (manchmal sogar noch abends!), müssen alle übrigen wärme liebenden Falter (das sind fast alle Tagfalter) im Flugbehälter oder Kleingewächshaus „aufgewärmt“ werden. Bei Temperaturen um 30 °C dürfte sich der gewünschte Erfolg einstellen. Günstigste Paarungszeit ist die Mittagsstunde.

Bei Mißerfolg sollte man nicht sofort aufgeben oder übermäßig lange probieren, sondern die geschilderten Bedingungen nochmals prüfen. Nach meinen eigenen Erfahrungen sind Temperatur, Alter und Ernährungszustand der Männchen sowie Tageszeit äußerst relevant für den gewünschten Erfolg.

3. Falterfütterung

Im Gegensatz zu den meisten Nachtfalterarten müssen Tagfalter zwischen Schlupf und Paarung sowie Paarung und Eiablage und während der Eiablage gefüttert werden. Meist ist dies durch eine durch Ausrollen des Rüssels und dessen Eintauchen in eine Nährlösung bewirkte Zwangsfütterung einfach möglich.

Beachtenswert ist, daß Falter, die in freier Natur andere Nahrungsquellen als Blüten aufsuchen, freiwillig in Gefangenschaft honigwassergetränkte Watte oder Schwämme aufsuchen (Schillerfalter, Eisevögel, Satyriden, *Lycaeniden*).

Schwalbenschwanz, Segelfalter oder Apollofalter bedürfen spezieller Blüten oder der Zwangsfütterung. Blüten können zusätzlich mit Honigwasser „beladen“ werden. Zur Häufigkeit der Fütterung und zur Konzentration der Lösung gibt es unterschiedliche Erfahrungen. Während FRIEDRICH (1975) eine Honig/Wasser-Lösung im Verhältnis 1:8–9 herstellt und 1–2mal täglich füttert (im Hochsommer auch gelegentlich bloß Wasser), empfiehlt WEIDEMANN (1983) folgendes Vorgehen:

- vor der Eiablage eine 5%ige Nährlösung (Honig/Wasser) einmal täglich,
- während der Eiablage eine 10%ige Nährlösung mehrfach täglich (2–3mal).

Ich habe grundsätzlich mit einer Honig/Wasser-Lösung 1:8 gefüttert: vor der Ablage einmal (auch die Männchenfalter!), während der Eiablage zweimal täglich. Dazu sind weitere gezielte Untersuchungen erforderlich, um die Effektivität der Zucht zu steigern.

4. Eiablage

Um in Gefangenschaft die Eiablage von Faltern zu erzielen, bedarf es einiger Erfahrung. Grundsätzlich begünstigen Temperaturen von 30 bis 33 °C und hohe Luftfeuchtigkeit nicht nur die Kopulationsbereitschaft, sondern die

Eiablage. Diese Bedingungen sind in Kleinstgewächshäusern, unter Zylindergläsern oder plastikbespannten Käfigen unter Anwesenheit der Futterpflanze (eingetopft) gut zu erreichen. Pralle Sonneneinstrahlung ist unbedingt zu vermeiden.

Hier sind besonders Freilandbeobachtungen umzusetzen, anhand derer man die Bedürfnisse der Tiere studieren kann.

Während *P. machaon* bei mir selbst in kleinsten Plastikdosen (10 cm × 8 cm × 4 cm) ohne Futterpflanze bei lediglich hoher Temperatur und Luftfeuchtigkeit ablegte, ist das bei anderen Tagfalterarten schwieriger. Vertreter der Gattungen *Colias* bevorzugten nach eigenen Erfahrungen gazeumhüllte, eingetopfte Futterpflanzen, während eine Reihe Arten (Schecken- und Perlmutterfalter) in handelsüblichen Plastikdosen (15 cm × 10 cm × 8 cm) ebenfalls ablegen. Es kann hier unmöglich auf jede einzelne Art verwiesen werden. Bestehende Erfahrungen sind dem ausführlichen Literaturverzeichnis am Ende der Fortsetzungsserie zu entnehmen.

Mehrere nebeneinander befindliche Weibchen stimulieren sich bei der Eiablage. Manchmal auch Männchen oder Falter anderer Arten.

Zwei extreme Beispiele sollen zum Nachdenken und eigenen Beobachten anregen.

BRUER (1984), der sich ausführlich der Segelfalterzucht widmete, stellte weder bei der Handpaarung noch der Eiablage Probleme fest. In seinem Flugkasten (60 cm × 60 cm × 60 cm) legten gepaarte Weibchen noch am gleichen Tag bereits ab (50% der Eier nach max. 2 Tagen). Gewässerte Ablagezweige von Weißdorn, Schlehe und Pfirsich wurden beigegeben. Temperatur: 25–35 °C. Künstliche Beleuchtung (Quecksilberdampflampen, Leuchtstoffröhren mit weißem Licht). Falterfütterung mit 10%iger Lösung 2–3mal täglich während Eiablage. FRIEDRICH (1975) weist auf besondere „Kniffe“ hin, die Verweigerung der Eiablage von *I. podalirius* zu verhindern. Das intensive Studium einer Art löst solche Probleme oft und warnt, pauschale „Literaturhinweise“ zu ernst zu nehmen.

Freilandbeobachtungen sind auch in diesem Falle sehr dienlich gewesen, wie BRUER in seiner interessanten Arbeit nachweisen konnte. Ich selbst habe immer wieder *P. machaon* beim sogenannten „Hilltopping“ und bei der Eiablage zugehört und tue dies mit großem Gewinn bei all den Arten, wo es möglich ist.

Während beim submediterran lebenden Segelfalter, der weite Flüge unternimmt, die Baumregion im wesentlichen eine Rolle spielt, ist es bei *Lycaena helle*, dem kleinen Feuerfalter, die Krautzone sumptiger Wiesen. Entsprechend wird hier nur eine Kopula und Eiablage unter einer Zuchthaube mit eingetopfter Futterpflanze, das ganze in ein Wasserbad gestellt, zu erreichen sein (HASSELBACH 1985).

Bleibt als Fazit:

1. Bevor man Tagfalter züchten und nachzüchten möchte, sollte man sich bestimmte praktische und theoretische Kenntnisse aneignen (Paarung, Fütterung usw.).
2. Lebensräume der Falter genau beachten! Entweder in der Natur oder der Literatur studieren.
3. Pauschale, „sichere“ Angaben der Literatur immer wieder in Zweifel ziehen. Veröffentlichungen über einzelne Arten der letzten Jahre geben allen Anlaß dazu.

(Wird fortgesetzt)

Anschrift des Verfassers:

Dr. sc. med. Thomas Müller
Bruno-Baum-Straße 17
Gransee
DDR - 1430

BEOBSACHTUNGEN

42.

Beobachtungen zur möglichen passiven Verbreitung von Wassermollusken durch Wasserinsekten

DONATH (1986) berichtet über „Eine Beobachtung zur möglichen passiven Ausbreitung der Teich-Napfschnecke“. Auf einer Zeichnung ist dargestellt, daß auf der rechten Flügeldecke eines Gelbrandkäfers (*Dytiscus dimidiatus* BERGSTR.) 3 Exemplare der Teichnapfschnecke (*Acroloxus lacustris* L.) aufsitzen. Sicher behindern diese kleinen Tiere den Gelbrandkäfer in der Fortbewegung wenig. Ein Transport in ein anderes Gewässer dürfte kaum in Frage gestellt sein. Weiter weist DONATH (1986) auf eine Beobachtung von FICHTNER hin, der in Altenkirchen einmal einen *Dytiscus* fing, „dessen linke Vordertarsen in einer kleinen Muschel steckten“.

Ich möchte dieser Thematik weitere Beobachtungen hinzufügen: Am 20. 9. 1973 fing ich in einem weicherartigen Gewässer bei Liebenberg, Kreis Gransee, 1 Exemplar *Colymbetes fuscus* L., bei dem das linke mittlere Bein bis hinter der Schienenspitze in einer Muschel steckte. Ein Weibchen von *Cybister lateralmarginalis* fing ich am 19. 9. 1974 im selben Gewässer. Bei ihm steckten vom linken Vorderbein die Krallen und ein Teil des letzten Tarsengliedes in einer Muschel. In beiden Fällen handelt es sich um *Sphaerium corneum* L. Beigefügtes Foto läßt erkennen, daß zumindest *Colymbetes fuscus* (wahrscheinlich aber auch *Cybister lateralmarginalis*), durch die Muschel stark in der Bewegung behindert wurde. Beide Käfer wären wohl kaum in der Lage gewesen, mit diesem Ballast das Gewässer zu verlassen. Nur eine

Ortsveränderung innerhalb des betreffenden Gewässers ist denkbar.

Herr SCHAEFLEIN, Neutraubling, schenkte mir einen *Laccobius biguttatus* GERH. (S.-Kärnten, Zell-Pfarre, E7.—A.8.63 SCHAEFLEIN leg.), der an seinem rechten Hinterbein eine Erbsenmuschel (*Pisidium* sp.) mit sich herumschleppte. Die Größe der Muschel übertrifft die des Käfers.

Ähnlich gelagert sind zwei weitere Beobachtungen: Einer am 6. 6. 1982 am Müritzufer bei Boek gesammelten Exuvie von *Onychogomphus forcipatus* L. haftete eine wenige mm große Wandermuschel (*Dreissena polymorpha* PALL.) an. Herr BEUTLER, Beeskow, der die Determination meiner Libellen-Exuvien vorgenommen hatte, schrieb mir daraufhin (briefl. 1984), daß auch er gleiches bei einer Exuvie von *Gomphus vulgatissimus* L., die er an der Spree gesammelt hatte, nachweisen konnte. Auch hierbei war nur ein Ortswechsel innerhalb des Gewässers möglich. Da aber diese Muscheln als Transportmittel Libellenlarven ausgewählt hatten, die zum Zwecke des Schlüpfens der Imagines das Wasser verlassen müssen, fanden sie sogar den Tod.

Literatur

DONATH, H. (1986): Eine Beobachtung zur möglichen passiven Ausbreitung der Teich-Napfschnecke (*Acroloxus lacustris* L.). — Biol. Studien Luckau 15, 83–84.

Anschrift des Verfassers:

Günter Stöckel
Rudower Straße 22
Neustrelitz
DDR - 2080

43.

Anomalie im Genitalapparat einer Federmotte (Lep., Pterophoridae)

Die Federmotten *Platyptilia ochrodactyla* DENIS & SCHIFFERMÜLLER und *P. pallidactyla* HAWORTH lassen sich an den Flügeln nicht mit Sicherheit trennen. Da beide Arten häufig gefangen werden ist es vorteilhaft, daß sie an der abgeschuppten Abdomenspitze leicht zu unterscheiden sind. Bei der Durchsicht der Sammlung von CURT BEER fiel dabei ein Männchen von *P. pallidactyla* HAW. durch anomale Valven auf. Das Genitalpräparat (4. Umschlagseite, oben) zeigt an beiden Valven eine Einbuchtung des Cucullus, und der Costalrand ist gebogen. Uncus und Anellus sind normal ausgebildet. Zum Vergleich ist das Präparat eines normalen Tieres beigegeben (4. Umschlagseite, unten).

Anschrift des Verfassers:

Reinhard Sutter
Mühlenweg 1, Fach 682
Bitterfeld
DDR - 4400

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Entomologische Nachrichten und Berichte](#)

Jahr/Year: 1987

Band/Volume: [31](#)

Autor(en)/Author(s): diverse

Artikel/Article: [Zuchtberichte. 275-279](#)