

H. MALICKY, Lunz, J. WARINGER, Wien & Á. UHERKOVICH, Pécs

Ein Beitrag zur Bionomie und Ökologie von *Platyphylax frauenfeldi* BRAUER, 1857 (Trichoptera, Limnephilidae) mit Beschreibung der Larve

Zusammenfassung Eine Zusammenfassung von Verbreitung und Entdeckungsgeschichte der Art wird gegeben; Freilandbeobachtungen, die ex ovo-Zuchtmethode und die Larve werden beschrieben.

Summary A contribution to bionomics and ecology of *Platyphylax frauenfeldi* BRAUER, 1857 (Trichoptera, Limnephilidae), with description of the larva. A survey on the known distribution of *Platyphylax frauenfeldi* is given. Field observations are reported, and larva and the ex ovo breeding method are described.

Einleitung

Platyphylax frauenfeldi (Abb. 1, Titelbild) gilt als eine der seltensten Köcherfliegen der europäischen Fauna. Obwohl die Tiere relativ groß und auffällig sind und nicht leicht übersehen werden können, sind insgesamt nur wenige Exemplare bekannt geworden. Schon MCLACHLAN (1874-80) bezeichnet sie als selten. Die der Beschreibung zugrunde liegenden Exemplare stammten „von der steirischen Grenze“ (BRAUER 1857); im Naturhistorischen Museum in Wien befindet sich ein Weibchen von der „Mur, 10.10.1856“ als Lectotypus, außerdem ein anderes Weibchen mit der Etikette „Austria“ ohne Datum, gesammelt von BRITTINGER, der hauptsächlich in der Gegend von Steyr tätig war, und das vermutlich auch zu den Typen zählt. Ein Exemplar wurde von BRAUER an MCLACHLAN gegeben (MCLACHLAN 1874-80: 144) und mußte sich im Britischen Museum in London befinden. Später hat Brauer inmitten der Stadt Wien am 23. 10. 1879 an der Mauer des Museums am Josefsplatz ein Männchen gesammelt, das sich auch im Wiener Museum befindet (MCLACHLAN 1874-80: xxxvi), und ein weiteres Männchen wurde in Wien am 20.11.1932 von H. ZERNY gefunden. In der Zoologischen Sammlung des Bayerischen Staates in München gibt es ein Männchen aus alter Zeit mit dem einzigen Hinweis „Sammlung HIENDELMAYR“. MCLACHLAN (l. c. x) berichtet von zwei Männchen mit der Etikette Marseille “the correctness of which locality I still doubt”; sie dürften sich im Museum of Comparative Zoology, Cambridge (Mass.) befinden. Ein Männchen aus dem Berner Oberland (Lectotypus von *P. pallescens* MCLACHLAN 1875, einem Synonym von *frauenfeldi*) und ein Weibchen von Bern („25. Oktober“) befinden sich im Naturhistorischen Museum in Genf (BOTOSANEANU & SCHMID 1973). Nach MCLACHLAN (1874-80, First additional supplement: 12) befindet sich ein Exemplar aus Neapel im Zürcher Museum. Die letzten Stücke außerhalb der Drau hat ADLMANNSEDER am 10.10.1956 am Ufer des Inn bei Reichersberg (Oberösterreich) gefangen (ADLMANNSEDER 1973). Vielleicht

gibt es noch in anderen alten Sammlungen Belegstücke, ansonsten dürfte dies alles sein, was früher bekannt wurde. Die neuen Funde aus Ungarn fassen UHERKOVICH & NÓGRÁDI (1997) zusammen; diese Autoren haben auch in den Jahren seither wiederholt Belegstücke in diesem Bereich gefunden. Ein Exemplar (vid. MALICKY) wurde in Kroatien an der Mur bei Muršćak (12.10.1999, leg. PEROVIĆ, coll. Hrvatski prirodoslovni muzej, Zagreb) gefunden, einem Ort, der von der Drau nur wenige Kilometer entfernt ist. Nachsuche des Erstautors im Oktober 2001 bei Radkersburg an der Mur und bei Frauenstein am Inn blieb ergebnislos.

Freilandbeobachtungen

Im Bereich des ungarischen Drau-Ufers und an einigen von ihm nicht weit entfernten Orten wurden in den Jahren seit 1975 an insgesamt 14 Orten ungefähr 170 Exemplare gefunden. Zum größten Teil stammen diese Nachweise aus Lichtfallenfängen vom unmittelbaren Uferbereich dieses Flusses. Bei der gemeinsamen Exkursion von H. MALICKY und Á. UHERKOVICH Ende Oktober 2000 bei Vízvár und Órtilos wurden alle Exemplare unmittelbar am Ufer gefangen; in Lichtfallen an Altwässern im Aubereich war kein einziges Stück. Die Art lebt also nach unseren Beobachtungen im Fluß selber und anscheinend nicht in Altwässern. Ob die Larve auch in kleineren Flüssen leben kann, ist nicht bekannt, aber vielleicht könnte gezielte Nachsuche nach Larven jetzt, da hier die Larve mit ihrem ziemlich typischen Sack beschrieben ist, diese Frage klären.

Diese Strecke der Drau unterscheidet sich von den anderen großen Flüssen, wo die Art früher vorkam, wesentlich. Sie ist in diesem Bereich naturbelassen und nicht kanalisiert. Sie fließt nach wie vor – fast ein Wunder in Europa – in ihrem natürlichen Bett und ändert dieses nach wie vor und fortlaufend. Stellenweise gibt es sogar natürliche Steilufer. Vor etwa 200 Jahren ist von den Geometern die Grenze zwischen Ungarn und Kroatien festgelegt worden und im Gelände an den

Grenzsteinen erkennbar. Damals war das der Lauf der Drau; jetzt gibt es ein Flickwerk von Flächen beider Staaten am anderen Ufer: da hundert Meter Kroatien am Nordufer, dort fünfzig Meter Ungarn am Südufer, eine in Europa ungewöhnliche Situation. Warum *Platylax frauenfeldi* gerade in diesem unverbauten Flußbereich überlebt hat, ist unbekannt. Vermutlich liegt der Grund in einem komplizierten Funktionsnetz von Faktoren, von denen wir sowohl im einzelnen als auch im Zusammenwirken nichts wissen.

P. frauenfeldi ist, so wie die meisten Stenophylacini, ein typisches Herbsttier. Die Adulten findet man im Oktober und November, mit einem starken Maximum in den letzten Oktobertagen (UHERKOVICH & NÓGRÁDI 1997).

Die Zuchtmethode

Da die vom Erstautor verwendete Zuchtmethode nicht allgemein bekannt ist, benützen wir die Gelegenheit, sie hier zu publizieren. Mit ihr können die meisten Limnephilidae (mit Ausnahme der Drusinae und Apataniinae), aber auch Sericostomatidae und andere gezüchtet werden, egal ob es sich um Bewohner von stehenden oder fließenden Gewässern handelt. In Limnologenkreisen herrscht die Meinung vor, daß Fließwasser-Insekten im Labor nur in komplizierten Fließwasserrinnen gezüchtet werden können. Davon kann keine Rede sein. Die weitaus meisten Fließwasser-Insekten brauchen keine Strömung, aber gute Sauerstoff-Versorgung. Das ist das Wesentlichste.

Man kann mit dieser Methode natürlich auch die im Freiland gesammelten Larven durchzüchten. Wenn es aber darum geht, genau zu wissen, um welche Art es sich handelt, ist das Züchten von Freilandlarven, besonders von Limnephiliden, unverlässlich, außer, man hält die Larven einzeln. Bei der in Europa üblichen hohen Artenzahl findet man im Freiland fast immer ein Gemisch von Larven verschiedener Arten, die man im lebenden Zustand kaum mit Sicherheit bis zur Art bestimmen kann. Erst die schließlich geschlüpften Adulten kann man sicher bestimmen. Verlässlicher sind Zuchten aus dem Ei. Dabei kann man zwei Wege einschlagen. Entweder man sammelt Eiballen im Freiland und züchtet jeden Ballen separat in einem eigenen Behälter durch, wobei man einen Teil der Larven für die spätere Identifizierung konservieren kann; die Bestimmung erfolgt dann nach den geschlüpften Adulten. Die Eiballen findet man an feuchten Stellen des Bodens unter Steinen oder Holz am Ufer von Gewässern; man kann sie nicht näher bestimmen. Die meisten Limnephiliden legen nicht unter Wasser ab. Oder man fängt Weibchen und läßt sie in Gefangenschaft ablegen. Die Weibchen kann man entweder durch Lichtfang erbeuten oder bei Tag von der Ufervegetation abkättschern. Man sperrt jedes Weibchen einzeln in einen kleinen Behälter, z. B. in ein Polystyrol-Döschen und sorgt für

hohe Luftfeuchtigkeit durch das Beilegen von einigen triefnassen Blättern. In trockener Luft können die Tiere in wenigen Minuten sterben. Oft findet man schon nach wenigen Stunden ein Gelege im Behälter. Manche Arten brauchen dazu aber länger, weil sie mit noch nicht fertig entwickelten Ovarien schlüpfen. Man kann die Lebensdauer solcher Weibchen durch Fütterung mit kleinen Tropfen Zuckerwasser und dergleichen wesentlich verlängern. Das Verabreichen von nektarreichen Blüten dient zwar auch diesem Zweck, fördert aber Schimmelbildung, an der die Tiere rasch sterben können. Manche Weibchen „wollen“ aber nicht legen, obwohl sie offensichtlich reichlich mit reifen Eiern versehen sind. Da gibt es einen altbekannten Trick: man schneidet diesem Weibchen mit einer feinen, scharfen Schere den Kopf ab. Anthropomorphe Überlegungen sind dabei nicht am Platze. Nach aller Erfahrung können solche Insekten unter Umständen noch wochenlang ohne Kopf leben. Man achte aber darauf, den Kopf nicht abzureißen oder den Thorax zu beschädigen, denn das hätte den Tod des Tieres in wenigen Sekunden zur Folge. Kopflose Weibchen legen ihre Eier meist sehr willig ab. Welche physiologischen Mechanismen dabei ablaufen, wissen wir nicht. Möglicherweise werden irgendwelche von den Kopfganglien ausgehende Hemmungen ausgeschaltet.

Limnephiliden legen die Eier in Ballen ab, die von einer klebrigen Substanz zusammengehalten werden, die mit Wasser aufquillt und eine mehr oder weniger durchsichtige Gallerte bildet, nicht unähnlich einem sehr kleinen Froschlaich. Diese Eiballen bringt man in ein kleines Schälchen, das sehr flach mit Wasser versehen ist, und zwar am besten so flach, daß ein Teil des Eiballens darüber hinausragt. So ist sowohl für ausreichend Feuchtigkeit als auch für genug Sauerstoff gesorgt. Das Schälchen stellt man an einen kühlen Ort, ungefähr zwischen 5 und 10 Grad Celsius. Bei höherer Temperatur entwickeln sich die Larven rascher, haben aber hohe Mortalität. Je kühler sie stehen, desto länger dauert die Entwicklung. Nach einigen Wochen sieht man die sich entwickelnden Lärvcchen durch die Gallerte hindurchschimmern. Zuerst färben sich die Augen dunkel, und schließlich sieht man eine ausgefärbte, kleine Larve, die sich früher oder später durch die Gallerte hindurchbeißt und beginnt, einen Sack zu bauen.

In diesem Stadium kann man sie noch in einer flachen Schale mit sehr wenig Wasser halten. Als Futter brauchen sie sehr feine organische Partikel. Wir verwenden dazu die Faeces größerer Larven. Entweder hat man größere Larven beliebiger Arten gleichzeitig in Zucht, oder man holt irgendwelche Limnephiliden- oder Sericostomatiden-Larven aus dem Freiland und hält sie im Aquarium, wie weiter unten beschrieben. Beim regelmäßigen Wasserwechsel gießt man das alte Wasser in einen Behälter ab, entfernt das grobe Pflanzenmaterial mit einem Sieb, rührt das Verbleibende auf und läßt das Feinmaterial in einem schmalen, hohen Glas absetzen.

Dieses Feinmaterial wäscht man noch zweimal mit frischem Wasser und kann es dann an die Junglarven verfüttern.

Die kleinen Larven wachsen rasch heran, und nach einigen Wochen kann man sie in die endgültigen Zuchtbehälter bringen. Als solche haben sich gewöhnliche rechteckige Aquarien bewährt, wie man sie im einschlägigen Fachhandel bekommt. Man kann sie aber auch selber aus Glasplatten und Silikon herstellen. Eine sehr handliche Größe haben die Aquarien von 7 Liter Inhalt (ungefähr 15 x 15 x 25 cm), die man zu einem Drittel (mehr ist nicht notwendig) mit frischem Wasser füllt. Dieses Wasser muß man dauernd mit Hilfe der üblichen Aquarien-Luftpumpen belüften, wobei mit einer einzigen Luftpumpe, je nach Bauart und Leistung, ohne weiteres acht oder mehr Aquarien belüftet werden können. Da die Ausströmer ungleichmäßig sind, braucht man bei jedem Aquarium eine regelbare Schlauchquetsche. Verteiler und PVC-Schläuche bekommt man im Fachhandel.

Den Boden eines solchen Aquariums bedeckt man mit einer dünnen Schicht Sand. Es empfiehlt sich, Sand geeigneter Korngröße am Ufer von Flüssen zu sammeln, gut zu trocken und vor der Verwendung zu erhitzen, damit man keine Raubinsekten oder Krankheiten einschleppt. Manchmal hat man bei den Zuchten den Eindruck, daß Wasser und Sand aus dem Herkunftsgebiet der Weibchen einen besseren Zuchterfolg versprechen, d. h. wenn das Weibchen aus einem Silikat-Bach stammt, mag Silikatsand und destilliertes Wasser (oder solches aus dem Ionenaustauscher) günstiger sein, für ein Weibchen aus einem Kalk-Bach Kalksand und kalkreiches Wasser. Das ist allerdings nur eine Vermutung, die aus der Praxis entstanden ist. Wer will, mag das seriös wissenschaftlich nachprüfen.

Als Futter gibt man Pflanzenmaterial verschiedener Herkunft. Normalerweise fressen die Larven ziemlich alles, was halbwegs weich ist und nicht zu schlecht schmeckt. Für Routine-Zuchten hat sich eingeweichtes Fallaub bewährt. Man sammelt im Herbst Fallaub, trocknet es sorgfältig (um allfällige Räuber oder Krankheiten zu vernichten) und weicht es in kleinen Portionen in Wasser unter dauernder Belüftung einige Wochen lang auf. Dann haben sich auf den Blättern genügend Mikroorganismen angesiedelt, die den Nährwert wesentlich erhöhen. Frisch eingeweichtes Laub besteht hauptsächlich aus Zellulose und Lignin und ist für Trichopterenlarven unverdaulich. Es ist nicht gleichgültig, welches Laub man sammelt. Als besonders günstig haben sich Grauerle (*Alnus incana*), Schwarz-erle (*Alnus glutinosa*) und Esche (*Fraxinus excelsior*) erwiesen. Laub von Salix- oder Populus-Arten ist weniger günstig, und Buchen- (*Fagus silvatica*) oder Eichenlaub (*Quercus* spp.) ist erst nach jahrelangem Einweichen halbwegs brauchbar. Eucalyptus- und Platanus-Laub ist unbrauchbar.

Dieses eingeweichte Fallaub entspricht weitgehend der Nahrung der Larven in den natürlichen Lebensräumen. Man macht aber bald die Erfahrung, daß sie anderes Pflanzenmaterial viel lieber fressen. Insbesondere sind frische Löwenzahn-Blätter (*Taraxacum officinale*), die man auch im Winter findet, ein sehr gutes Futter, das die Larven gierig verzehren und bei dem sie viel schneller wachsen als bei Fallaub-Kost. Dann produzieren sie aber auch sehr viel mehr Faeces, so daß man das Wasser viel öfter wechseln muß, am besten jeden Tag. Bei Fallaub-Fütterung genügt ein Wasserwechsel in ein oder zwei Wochen, bei wenigen oder kleinen Larven im Behälter auch noch seltener.

Steht ausreichend Sand und Pflanzenmaterial zur Verfügung, bauen die Larven ihre Säcke in artspezifischer Weise. Dabei zeigt sich, daß manche Arten sich streng an ein bestimmtes Baumaterial halten und es in besonderer Weise in den Sack einfügen (z. B. *Rhadicleptus alpestris* KOLENATI, *Limnephilus vittatus* FABRICIUS). Andere Arten mögen zwar gelegentlich ein bestimmtes Material verwenden und es in charakteristischer Weise anordnen, können aber auch ganz anders bauen (z. B. *Limnephilus rhombicus* L., *L. flavicornis* FABRICIUS). Insofern sind Bestimmungstabellen, die nach dem Sackbau gehen, unverlässlich. Beispielsweise ist *Anabolia nervosa* CURTIS in limnologischen Publikationen viel häufiger als in Wirklichkeit, denn der am Hinterende des Sackes besonders lang vorstehende Halm kommt bei sehr vielen Limnephilden vor, andererseits kann *A. nervosa* auch reine Sandsäcke bauen.

Nicht unwichtig für den Verlauf einer Zucht ist die Beleuchtung. Unter Langtagbedingungen entwickeln sich viele Arten viel schneller als im Freiland über den Winter. Wenn man sich viel Arbeit ersparen und eine Zucht möglichst rasch zu Ende bringen will, empfiehlt es sich, den Zuchtraum jeden Tag möglichst lang zu beleuchten (20 Stunden Licht pro Tag sind nicht zu viel) und die Larven mit frischen Taraxacum-Blättern zu füttern. So können die Adulten der *Chaetopteryx*-Arten und anderer Herbsttiere schon im März oder Mai schlüpfen.

Die Wassertemperatur in den Aquarien spielt eine große Rolle. Für die meisten Arten sind normale Kellertemperaturen ausreichend, also im Bereich zwischen 5 und 15°C. Höhere Temperaturen haben höhere Verluste zur Folge. Für die wenigen wirklich kaltstenothermen Arten wird man vermutlich eine besondere Kühlanlage brauchen. Uns ist es z. B. nicht gelungen, Zuchten von *Acrophylax zerberus* BRAUER durchzubringen. Aber die meisten Arten, die in der Literatur als „kaltstenotherm“ bezeichnet werden, insbesondere verschiedene Quellbewohner, wachsen bei den gleichen Temperaturen genauso gut wie die anderen Arten.

Bei manchen Arten hat man das Problem des Kannibalismus: die Larven fressen einander auf. Bei den meisten Arten hält sich dies in Grenzen, so daß man von einem Gelege von etwa 200 Eiern schließlich vielleicht

30 oder 50 Adulte bekommt, wobei die Verluste aus anderen Gründen mit eingerechnet sind. Einzelne Arten sind aber extreme Kannibalen, so daß nichts anderes übrigbleibt, als jede einzelne Larve in einem getrennten Behälter zu züchten. Besonders aufgefallen ist in dieser Hinsicht *Limnephilus fuscinervis* ZETTERSTEDT.

Manche Larven sind gelegentlich oder dauernd besonders „wanderlustig“, d. h. sie klettern im Aquarium an den Wänden hoch, vor allem, wenn diese durch Kalkablagerungen rau geworden sind, fallen hinaus und gehen verloren. Manche Arten tun das auch im Freiland; man kann z. B. Larven von *Potamophylax nigricornis* PICTET und *P. pallidus* KLAPÁLEK oft an moosbewachsenen Felsen viele Zentimeter außerhalb des Wassers beobachten, wo sie mehr zu fressen finden als im Wasser. Zur Verhinderung solcher Wanderungen versieht man das Aquarium mit einem mit einem Metallgitter versehenen Deckel. Gitter aus Textil oder Plastik werden manchmal durchgebissen.

Zum regelmäßigen Wasserwechsel gieße man das Wasser mitsamt den darin befindlichen Larven und Pflanzenteilen aus, lasse aber den Sand im Behälter. Das gelingt leicht nach einiger Übung. Der Sand wird in gleicher Weise mit frischem Wasser gewaschen, die unbrauchbaren Pflanzenreste werden mit der Pinzette entfernt, und die Larven wieder zurückgesetzt und mit frischem Futter versehen. Damit nicht versehentlich Larven mit ausgeschüttet werden, gieße man das Wasser nicht direkt in den Ausguß, sondern zuerst in einen großen Behälter, z. B. eine Plastikwanne von heller Farbe, und kontrolliere nachher sorgfältig auf allfällig verlorene Larven. Der helle Boden erleichtert ihr Erkennen.

Zur Verpuppung spinnen die Larven den Sack irgendwo am Boden oder an größeren Steinchen fest, verschließen auch beide Sacköffnungen mit größeren Sandkörnern. In diesem Zustand sind sie dem Kannibalismus ihrer Genossen besonders ausgesetzt; man bringe sie also, wenn möglich, in einen Behälter ohne Larven. Das Puppenstadium dauert nie sehr lang, in der Regel etwa 2-3 Wochen. Zum Schlüpfen beißen die schlüpfreifen Puppen ein Loch in die Verschlussmembran des Sackes und schwimmen zur Oberfläche, bis sie auf eine feste Unterlage treffen. Auf dieser schlüpfen sie aus und lassen die Exuvie zurück. Das kann an der rauhen Glaswand sein, aber sicherheitshalber stelle man einen rauhen Stein o. dgl., der aus dem Wasser herausragt, in das Aquarium mit schlüpfreifen Puppen. Die Puppen mancher Arten, vor allem solcher, die in ganz kleinen Quellen leben, haben das Schwimmen verlernt und ertrinken. Das war z. B. bei *Potamophylax haidukorum* MALICKY sehr auffällig. In solchen Fällen lasse man nur sehr wenig Wasser im Aquarium und lege mehrere Steine hinein.

Zuchtbeobachtungen an *Platyphylax frauenfeldi*

Die für die Zucht verwendeten Weibchen wurden Ende Oktober 2000 bei Örtilos durch Lichtfang erbeutet. Die Eiablage erfolgte auf die oben beschriebene Weise in kleinen Polystyrol-Döschen, wobei die Weibchen spontan und reichlich legten; besondere Tricks, sie zur Ablage zu bringen, waren nicht nötig. Von über 20 Weibchen erhielten wir 10 große und mehrere kleine Eiballen; die letzteren von Individuen, die offenbar schon einige Tage alt waren und einen Teil schon früher abgelegt hatten. Die Gelege wurden wie oben beschrieben behandelt. Bei konstanter Temperatur von 11°C erschienen die Augenpunkte nach einem Monat. Innerhalb eines Geleges erfolgte die Entwicklung gleichmäßig, aber die Larven verließen die Gallerte nicht gleichzeitig, sondern allmählich im Lauf von mehr als zwei Wochen. Im Gegensatz zu den meisten anderen Limnephiliden, die wir beobachtet haben, sind die Erstlarvchen auffallend zart und hinfällig. Beim Schlüpfen sind sie ganz zart und durchsichtig, nur die Augen und die Mandibeln sind dunkel. Die Kopfkapsel und andere Sklerite färben sich erst mehrere Tage nach dem Schlüpfen dunkler. Die Larven laufen mehrere Tage herum und bauen erst dann einen Sack und beginnen zu fressen. Das steht in auffälligem Gegensatz zu vielen anderen Limnephiliden, die mit einem Schlag die Gallerte verlassen, schon voll ausgefärbt sind und sofort mit dem Sackbau beginnen. Das für Erstlarven normalerweise verwendete Futter (Faeces für größeren Larven, in diesem Fall von *Sericostoma flavicorne* SCHNEIDER) nahmen sie nicht an, auch nicht die üblichen eingeweichten Blätter von Alnus, Acer oder Salix. Hingegen schabten sie den Aufwuchs von eingeweichtem Linden-Fallaub (*Tilia* sp.), das stark von einem schwarzen Pilz befallen war. Aus diesem schwarzen Material bauten sie auch ihre kleinen Säcke, für die sie auch Fontinalis-Blättchen und deren Aufwuchs verwendeten. Der zarte Aufwuchs von Fontinalis und Hydrurus foetidus, bestehend aus irgendwelchen Algen, erwies sich als brauchbares Futter für die ganz jungen Larven. Was sie im Freiland fressen, ist unbekannt. Einige Gelege waren zur Gänze von Pilzen befallen, und auch viele kleine Larven starben an Pilzbefall. Von den Ende Oktober gelegten Eiern waren einzelne Larven Mitte Dezember schon im 2. Stadium, aber die letzten Larven schlüpften erst Mitte Jänner. Anfang Jänner wurden die ersten Larven in die Aquarien übertragen; einige von ihnen bauten dann schon Sandkörner in die Säcke ein. Zu dieser Zeit wurden die meisten Tiere schon mit eingeweichten Lindenblättern gefüttert, an denen sie Schabefraß verursachten. Ende Jänner waren alle Larven in den Aquarien; zu dieser Zeit betrug die Temperatur 7°C.

Ende Feber hatten die meisten Säcke eine Länge von 6-10 mm, einzelne waren schon 17 mm lang. Gefüttert wurde mit eingeweichten Linden- und Erlenblättern, wobei sie die ersteren bevorzugten. Es wurde auch *Fon-tinalis antipyretica* gereicht, das vorher unter dem Mikroskop von Raubinsekten (vor allem jungen *Rhyacophila*-Larven) gesäubert werden mußte. Es wurde aber nicht angenommen. Im Lauf des März und April wuchsen alle Larven zu ziemlich einheitlicher Größe heran, stagnierten dann aber. Mitte Mai waren fast alle Säcke 13-15 mm lang. Zu dieser Zeit fraßen sie hauptsächlich eingeweichte Erlenblätter, nachdem die Lindenblätter ausgegangen waren. Eingeweichte Blätter von Bergahorn (*Alnus pseudoplatanus*), Eberesche (*Sorbus aria*) und Bergulme (*Ulmus glabra*) wurden nur wenig benagt, Buchenblätter (*Fagus sylvatica*) wurden abgeleht.

Ab Mitte Mai wurden die Larven mit frischen *Taraxacum*-Blättern gefüttert. Das bewirkte ein rasches Wachstum, so daß die Säcke schon eine Woche später 17-21 mm lang waren. Anfang Juni waren alle im 5. Stadium, Mitte Juni hatten sich schon einige zur Verpuppung am Gefäßboden oder an Pflanzenteilen ange-spinnen. Die Wassertemperatur betrug im Juni und Juli ungefähr 15°C. Der genaue Verpuppungszeitpunkt ist nicht bekannt, aber die ersten Adulten schlüpften um den 10. Juli herum, das letzte Weibchen am 5. August. Mitte Juli lebten nur noch einzelne erwachsene Larven, die konserviert wurden. Vor allem im Präpuppenstadium kam immer wieder Kannibalismus vor.

Während des ganzen Zuchtverlaufs wurden die Larven unter Langtagbedingungen gehalten. Das war vermutlich der Grund, daß alle viel früher als im Freiland schlüpften; die normale Flugzeit im Freiland ist der Oktober. Es wurde jedoch nicht genau darauf geachtet, die Tageslänge konstant zu halten. Das Licht im Zucht-raum wurde irgendwann morgens eingeschaltet und gegen 22 oder 23 Uhr ausgeschaltet.

Die ersten Säcke, die die Larven im ersten Stadium bauten, waren, wie bei *Limnephiliden* üblich, sehr unregelmäßig und aus feinen Pflanzenteilen zusammengesetzt. Bald aber setzte sich ein einheitlicher Köcherbau durch, wobei die Oberfläche flach mit kleinen Stücken Fallaub belegt wurde (Abb. 2, 4. Umschlagseite). Diese Stücke wurden in eine einheitliche Größe zurechtgebissen. Dazwischen wurden nur wenige kleine Sandkörner eingebaut. Erst vor der Verpuppung wurden das Vorder- und Hinterende mit Sandkörnern belegt. Dieser einheitliche, sehr konstante Baustil läßt annehmen, daß er genetisch fixiert und auch im Freiland immer in dieser Weise realisiert ist. Grashalme, Zweige, Steinchen, Rindenstücke und frische Blätter (z. B. die gerne verzehrten von *Taraxacum*) wurden nicht zum Sackbau verwendet, Sand nur in geringen Mengen.

Bei der Zucht fiel auf, daß sich die größeren Larven auffallend fest an Zweige oder Blätter anklammerten, ganz im Gegensatz zu vielen anderen *Limnephiliden*-larven, die sich oft bei geringer Störung fallen lassen.

Die Larve von *Platyphylax frauenfeldi* : Beschreibung des fünften Larvenstadiums

Untersuchtes Material: 3 Larven im 5. Stadium, ex ovo gezüchtet.

Körperlänge: 18,2-19,4 mm; Kopfkapselbreite: 1,6-1,7 mm. Der Köcher ist leicht gebogen, konisch und besteht aus glatt aneinander stoßenden Detrituspartikeln, meist Blattfragmenten (Abb. 2, 4. Umschlagseite). Köcherlänge 19,1-22,0 mm.

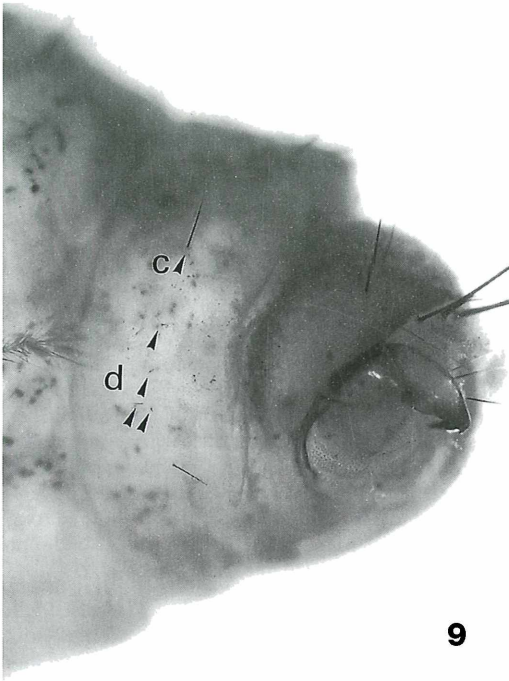
Kopfkapsel und sämtliche thorakalen und abdominalen Sklerite licht- bis mittelbraun, Muskelansatzstellen mittel- bis dunkelbraun (Abb. 4, 4. Umschlagseite). Kopfdörnchen bedecken den Großteil der dorsalen Kopfkapsel-Oberseite (Abb. 4, Pfeile; 4. Umschlagseite). Proximale Hälfte der Mandibel schwarz, distale Abschnitte aufgeheilt; Schneidkante mit Zähnnchen besetzt.

Pronotum mit Querrinne im Vorderdrittel (Abb. 3, Pfeil; 4. Umschlagseite). Anteromediane Metanotumsklerite schmal, ihr Medianabstand ist deutlich größer als ihre Erstreckung in der Körperlängsachse: der Quotient „Medianabstand“ / „Abstand Skleritvorderkante-Sklerithinterkante“ beträgt 1,9-2,5 (Abb. 5 a, 4. Umschlagseite). Borsten zwischen den posteromedianen Metanotumskleriten fehlen (Abb. 5, Pfeil; 4. Umschlagseite). Vorder- und Hinterflächen der Femora ohne zusätzliche Flächenborsten (z. B. Abb. 6) und mit nur einer Proximodorsalborste am Hinterfemur (Abb. 6, Pfeil).

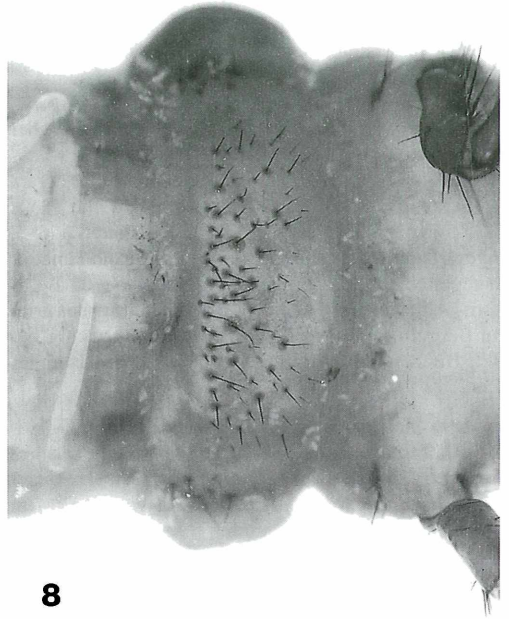
Laterale Protuberanz im hinteren Abschnitt mit undeutlichem großen Sklerit ohne Borsten, aber mit Loch (Abb. 7, Pfeil); manchmal ist dieser Sklerit in zwei kleine Sklerite mit jeweils einem Loch zerteilt. Eine Borstengruppe hinter der dorsalen Protuberanz fehlt (Abb. 5 b, 4. Umschlagseite). Erstes Abdominalsternum mit ≥ 60 Borsten; Basalsklerite immer vereinzelt und nicht miteinander verschmelzend (Abb. 8).

Die Seitenlinie reicht vom Vorderrand des dritten bis zum Hinterrand des achten Abdominalsegments. Die Einzelkiemen stehen in der Dorsalreihe vom zweiten (präsegmental) bis zum siebten Segment (präsegmental), in der Lateralreihe vom zweiten (dorsolateral präsegmental) bis zum fünften Segment (dorsolateral präsegmental) und in der Ventralreihe vom zweiten (präsegmental) bis zum siebten Segment (präsegmental).

Neuntes Abdominaldorsum mit einer großen (Abb. 9 c) und einer Gruppe kleiner, teilweise winziger, Posterolateralborsten (Abb. 9 d). Neuntes Abdominaltergit mit zwei C-Borsten; bei einer der untersuchten Larven war eine der beiden C-Borsten durch eine stark verkürzte Borste ersetzt.



9



8



7



6

Abgrenzung von ähnlichen Arten

Bei Benützung des Bestimmungsschlüssels von WARINGER & GRAF (1997, 2000) wird die Larve von *Platyphylax frauenfeldi* (5. Stadium) entweder bei Antithese 30 (Abschnitt Limnephilidae, Seite 160) oder bei Antithese 35 (Abschnitt Limnephilidae, Seite 166) ausgeschlüsselt, je nachdem, wie der posteriore Sklerit an der Lateralprotuberanz am ersten Abdominalsegment ausgebildet ist. Basierend auf den drei untersuchten Larven kann dieser Sklerit entweder in zwei kleinere, lochtragende Sklerite aufgetrennt sein oder als großes, einheitliches Schildchen mit Loch vorliegen (z. B. Abb. 7, Pfeil). Im ersten Fall wird *P. frauenfeldi* zusammen mit *Stenophylax vibex* CURTIS ausgeschlüsselt. Die Abgrenzung von *P. frauenfeldi* erfolgt hierbei durch das Vorhandensein von großflächig ausgebildeten Kopfdörnchen, die sich über weite Teile der Parietalia und des Frontoclypeus erstrecken (Abb. 4, Pfeile; 4. Umschlagseite); bei *Stenophylax*-Larven sind diese Kopfdörnchen hingegen auf zwei kleine Bereiche hinter den Augen beschränkt (WALLACE, WALLACE & PHILIPSON, 1990; vergleiche auch WARINGER & GRAF 1997, Abb. 53 auf Seite 161). Im zweiten Fall wird *P. frauenfeldi* gemeinsam mit *Potamophylax rotundipennis* BRAUER, *P. cingulatus* STEPHENS, *P. luctuosus* PILLER & MITTERPACHER und *P. latipennis* CURTIS ausgeschlüsselt. Hier erfolgt die Abgrenzung von *P. frauenfeldi* durch das Fehlen einer Borstenreihe zwischen den posteromedianen Metanotum-Skleriten (Abb. 5, Pfeil, 4. Umschlagseite); diese Borsten sind bei reifen Larven der vier oben erwähnten *Potamophylax*-Arten immer vorhanden (vergleiche z. B. WARINGER & GRAF 1997, Abb. 63 auf Seite 167). Sollte schließlich bei der Bestimmung die Gruppe sehr kleiner Posterolateralborsten am neunten Abdominalsegment (Abb. 9 d) übersehen worden sein, wird *P. frauenfeldi* gemeinsam mit *Chaetopteryx villosa* FABRICIUS und *C. fusca* BRAUER ausgeschlüsselt. Auch hierbei kann *P. frauenfeldi* leicht am Fehlen von Borsten zwischen den posteromedianen Metanotum-Skleriten (Abb. 5, Pfeil; 4. Umschlagseite) erkannt werden; bei *C. fusca* und *C. villosa* sind zumindest einige solcher Borsten ausgebildet (z. B. WARINGER & GRAF 1997, Abb. 83 auf Seite 177).

Bedrohung und Schutz von *P. frauenfeldi*

Die Seltenheit der Art hat man auf den Umstand zurückführen wollen, daß die Imagines sehr spät im Jahr (Oktober-November) fliegen und daher selten gesammelt werden. Aber das kann nicht der einzige Grund sein, denn andere Arten, die ebenfalls zu dieser Zeit unterwegs sind, wie *Chaetopteryx fusca*, *C. villosa* oder *Halesus tessellatus*, werden regelmäßig und in großer Zahl gefunden. Da fast alle bekannten Exemplare in der Nähe von großen Flüssen (Donau, Mur, Enns, Rhône, Aare, Inn, Drau) gefangen worden sind, war die Annahme naheliegend, daß es sich um einen stenöken Potamal-Bewohner handeln müsse – was sich jetzt, da wir mehr wissen, auch bestätigt hat. Freilich: den genauen Grund, warum die Art nur in großen Flüssen lebt und nicht auch in kleinen Bächen, kennen wir nicht.

Wir müssen zur Kenntnis nehmen, daß *Platyphylax frauenfeldi* früher weit verbreitet war, jetzt aber nur mehr eine starke Restpopulation in der unteren Drau hat. Die schon vor 120 Jahren von McLACHLAN (1874-80) festgestellte Seltenheit der Art war wohl schon damals ein Resultat der Flußverbauungen, und die wenigen Stücke in den alten Sammlungen waren schon damals die letzten Reste der verschwindenden Populationen.

Wenn es irgendwo eine stabile Population einer Tierart gibt, ist es naheliegend, an ihrem Lebensraum möglichst wenig zu ändern. Ist der Bestand klein, so wird man tunlichst auch die Individuen schützen, also Abschußverbot für Vögel und größere Säugetiere. Von behördlicher Seite wird dieses Verfahren, wie wir aus leidvoller Erfahrung wissen, auch auf Insekten übertragen, wobei Sammelverbote erlassen werden, auf die Erhaltung der Lebensräume aber nicht geachtet wird. Sammelverbote von Insekten sind bei Behörden beliebt, aber weitgehend nutzlos. Freilich steht auch die Frauenfeld-Köcherfliege in Ungarn unter strengem Schutz. Wer sie ohne Erlaubnis sammelt, muß, wenn er erwischt wird, pro Stück 50.000 Forint zahlen. Aber wer sollte ein solches Insekt sammeln? Die wenigen Wissenschaftler, die es untersuchen wollen, tun das mit offizieller Erlaubnis. Für andere Leute gibt es keinen Anreiz. *Platyphylax frauenfeldi* ist weder in der Sammlung besonders attraktiv noch sehr leicht zu fangen, noch hat sie einen Handelswert auf Insektenbörsen. In den letzten 20 Jahren sind entlang der Drau insgesamt ungefähr 170 Stück gefangen worden, und zwar alle legal. Das entspricht ungefähr acht Stück pro Jahr bei einem Gesamtbestand der Population von einer geschätzten Größenordnung von hunderttausenden Individuen. Ähnliche Überlegungen gelten für so gut wie alle Insekten mit ganz wenigen Ausnahmen. Das Sammeln einzelner Exemplare ist bei einer derart großen Population bedeutungslos. Wohl aber kann die gesamte Population innerhalb weniger Jahre total zusammenbrechen,

Abb. 6-9: *Platyphylax frauenfeldi*, fünftes Larvenstadium. 6: rechtes Hinterbein (Vorderfläche); Pfeil: Proximodorsalborste. 7: erstes Abdominalsegment, Seitenansicht; Pfeil: Sklerit im hinteren Abschnitt der lateralen Protuberanz. 8: erstes Abdominalsternum von ventral. 9: Abdomenspitze, linke Lateralansicht; c: große Posterolateralborste; d: Gruppe von kleinen Posterolateralborsten.

wenn in ihrem Bereich beispielsweise ein Wasserkraftwerk mit Schwellbetrieb gebaut wird, wie es jetzt in Kroatien geplant ist. Als warnendes Beispiel diene *Hydropsyche tobiasi* MALICKY.

Hydropsyche tobiasi war vor hundert Jahren im mittleren Rhein zwischen Mainz und Köln offenbar häufig, denn die alten Sammlungen aus dieser Zeit enthalten lange Serien von Belegstücken. Die letzten bekannten Exemplare wurden 1938 gefunden (TOBIAS 1999), seither gibt es keine Funde mehr, und intensive gezielte Nachsuche mit modernen Methoden blieben erfolglos (MALICKY 1980). *Hydropsyche tobiasi* ist ausgestorben, d. h. sie ist nicht nur regional verschwunden, sondern sie existiert weltweit nicht mehr. Man findet sie nur mehr in Sammlungen so wie die Dronte, den Auerochsen oder die Wandertaube. Sie ist eine der ganz wenigen Insektenarten auf der Erde, die nachweislich ausgestorben sind.

Literatur

- ADLMANNSEDER, A. (1973): Insektenfunde an einigen oberösterreichischen Fließgewässern unter besonderer Berücksichtigung der Trichopteren und Ephemeropteren sowie einige Bemerkungen über ihre Biozönose. – Jahrbuch des Oberösterreichischen Musealvereines 118: 227-246.
- BOTOSANEANU, L. & SCHMID, F. (1973): Les Trichoptères du Muséum d'Histoire naturelle de Genève (situation en 1970-1971). – Revue Suisse de Zoologie 80: 221-256.
- BRAUER, F. (1857): Neuroptera austriaca. Die im Erzherzogthum Oesterreich bis jetzt aufgefundenen Neuropteren nach der analytischen Methode zusammengestellt, nebst einer kurzen Charakteristik aller europäischen Neuropteren-Gattungen. – Wien: Carl Gerold, 74 S.
- MALICKY, H. (1980): Lichtfallenuntersuchungen über die Köcherfliegen (Insecta, Trichoptera) des Rheins. – Mainzer Naturwissenschaftliches Archiv 18: 71-76.
- McLACHLAN, R. (1874-80): A monographic revision and Synopsis of the Trichoptera of the European fauna. – Reprint., Clasesey 1968.
- TOBIAS, W. (1999): Köcherfliegen-Neufunde vom unteren Main in Hessen (Trichoptera). – Entomologische Zeitschrift (Essen) 109: 49-55.
- UHERKOVICH, Á. & NÓGRÁDI, S. (1997): *Platyphylax frauenfeldi* BRAUER, 1857 (Trichoptera, Limnephilidae) in Hungary. – Braueria 24: 13-14.
- WALLACE, I. D., WALLACE, B. & PHILIPSON, G. N. (1990): A key to the case-bearing caddis larvae of Britain and Ireland. – Freshwater Biological Association, Scientific Publication 51, 237 S.
- WARINGER, J. & GRAF, W. (1997): Atlas der österreichischen Köcherfliegenlarven unter Einschluß der angrenzenden Gebiete. – Facultas Universitätsverlag, Wien, 286 S.
- WARINGER, J. & GRAF, W. (2000): Ergänzungen und Berichtigungen zum „Atlas der österreichischen Köcherfliegenlarven unter Einschluß der angrenzenden Gebiete“. Beilage zum I. unveränderten Nachdruck. – Facultas Universitätsverlag, Wien, 19 S.

Manuskripteingang: 16.4.2002

Anschriften der Verfasser
Prof. Dr. Hans Malicky
Sonnengasse 13
A – 3293 Lunz am See

Prof. Dr. Johann Waringer
Institut für Ökologie und Naturschutz der Universität
Wien
Althanstraße 14
A – 1090 Wien

Dr. Ákos Uherkovich
Natural History Department
Janus Pannonius Museum
P. O. Box 347
H – 7601 Pécs