

Entomologische Nachrichten

Herausgegeben in Gemeinschaftsarbeit zwischen dem Staatlichen Museum
für Tierkunde Dresden und dem Bezirksfachausschuß Entomologie Dresden
des Deutschen Kulturbundes

Band II

Dresden, am 28. Juni 1967

Nr. 6/7

Fang, Zucht und Präparation von Schlupfwespen

(Hymenoptera, Ichneumonidae)

J. OEHLKE, Eberswalde

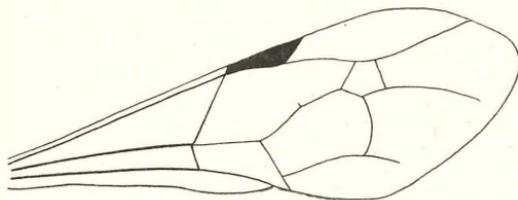
Die folgenden Ausführungen sollen dem Liebhaber, dem in der Praxis arbeitenden Entomologen, dem Spezialisten und auch dem andere Insektengruppen sammelnden Entomologen Anregungen, Hinweise und Erfahrungen vermitteln. Sie sind Ergebnis von Exkursionserfahrungen, die ich im Laufe von Jahren selbst gesammelt habe, die sich aus der Auswertung von Literatur ergaben und nicht zuletzt, die mich ältere, eng befreundete Kollegen gelehrt haben; diesen Meistern ihres Faches, insbesondere Dr. H. K. Townes (USA), G. Heinrich (USA) und Dr. J. Sedivý (CSSR), möchte ich dafür besonders Dank sagen. Sie sind aber auch Ergebnis meiner Tätigkeit als Determinator für zahlreiche angewandt arbeitende Entomologen, meiner Erfahrungen im internationalen Leihverkehr, in der Sammlungsverwaltung und entsprechen dem Wunsch einiger Kollegen, die sich gern mit diesen Insekten beschäftigen möchten.

Die Ichneumonidae (echte Schlupfwespen) sind eine Familie der parasitisch lebenden Hautflügler und stellen wohl überhaupt die artenreichste Insektenfamilie dar. Nach Schätzungen von Dr. H. K. TOWNES, dem besten Kenner dieser Gruppe, dürfte die Artenzahl in Europa kaum hinter der Ordnung der Käfer zurückstehen; für das gesamte paläarktische Gebiet kann man mit etwa 14 000, für die Erde überhaupt mit etwa 50 000 Arten rechnen. Aber die Vielfalt der Formen ist es nicht allein, die dieser Insektengruppe besondere Bedeutung zukommen läßt. Bedingt durch ihre obligate schmarotzende Lebensweise sind sie als natürliche Gegenspieler von schädlichen Insekten für den Menschen von Interesse. Leider wissen wir über ihre Biologie insgesamt noch zu wenig, um einigermaßen ihren Nutzen abschätzen zu können. Einige bisher erfolgte Einzeluntersuchungen können nur als solche betrachtet und nicht verallgemeinert werden. — Ein weites unbearbeitetes Gebiet für aussichtsreiche Tätigkeit —.

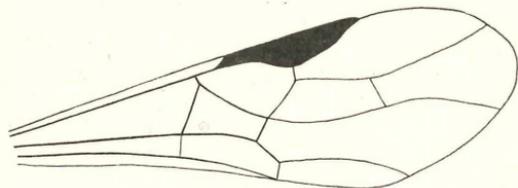
Der Formenreichtum der Ichneumoniden, die als eine phylogenetisch (entwicklungsgeschichtlich) junge Gruppe aufzufassen sind, äußert sich in einer geringen Differenzierung der Arten durch morphologische Merkmale, was die Bestimmung und Unterscheidbarkeit beträchtlich erschwert. Leichter bestimmbar und wertvoller sind daher solche Exemplare, die nicht durch Freilandfang, sondern durch Zucht aus einwandfrei bestimmten Wirten erhalten worden sind. Die dabei gewonnenen biologischen Daten sind von großer Bedeutung.

I. Der Fang

Voraussetzung für das Sammeln der Ichneumoniden ist das richtige Erkennen dieser Familie. Von den Blattwespen unterscheiden sie sich vor allem durch die bewegliche „Taille“ zwischen Brust und Abdomen und das reduzierte Flügelgeäder. Von den Stechwespen durch das Vorhandensein eines zweiten Schenkelringes und im weiblichen Geschlecht durch einen oft deutlich sichtbaren Legebohrer; der Körperbau ist grazil und das Abdomen schlanker und meist weniger auffällig gefärbt oder behaart. Die Fühler von Brack- und Schlupfwespen sind vielgliedriger mit fast stets mehr als 16 Segmenten; die Abdomenunterseite (Abdominalsternite) ist membranös und bildet bei toten Exemplaren Falten und Runzeln, die auch für die Bestimmung von Bedeutung sind. Etwas schwieriger ist die Unter-



1. Flügel einer Schlupfwespe



2. Flügel einer Brackwespe

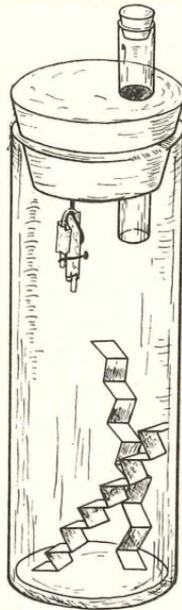
scheidung von anderen parasitischen Familien insbesondere den Brackwespen (*Braconidae*). Ein Hauptunterschied liegt in der Flügeladerung (Fig. 1 und 2). Die anderen parasitisch lebenden Legwespen haben ein weitgehend reduziertes Flügelgeäder. Im Freiland sind die Ichneumoniden besonders an ihrer großen Beweglichkeit, an den stets „trillernden“, langen Fühlern und an ihrem guten Flugvermögen (mit Ausnahmen) zu erkennen. Nur wenige Brackwespen erreichen in Europa die oft ansehnliche Größe von Ichneumoniden.

Neben den weiter unten aufgeführten Fangutensilien ist besonders den Tötungsgläsern Aufmerksamkeit zu schenken. Vorausgeschickt sei, daß jeder Sammler hier, wie auch bei der Zucht und Präparation, bestimmte Methoden je nach seinen Gewohnheiten und den gegebenen Verhältnissen bevorzugen wird, um so die günstigsten Resultate zu erzielen.

a) Töten mit Essigäther (Essigsäureäthylester)

Das an Größe und Form unterschiedliche Fangglas (Fig. 3) wird am besten unten mit mehreren Lagen Fließpapier ausgelegt und enthält daneben noch ziehharmonika-

artig gefaltete Streifen. Man kann stattdessen auch grobe Hartholzspäne oder trockene Holundermarkstückchen verwenden. Je nach Größe des Glases werden einige Tropfen Essigäther darauf gegeben.



Vorteil dieser Methode ist, daß die Tiere schnell (nach etwa 1 Stunde) präparierfähig sind und dies auch 2 bis 3 Tage bleiben. Nachteil, daß helle Farben leicht verdunkeln; Tiere, die mehrere Tage im Ester-Dampf verbleiben, leicht zerfallen und die Glaswände oft „schwitzen“. Letzteres bringt ein Verkleben der Flügel und der Behaarung mit sich; durch eine Umhüllung des Glases mit dickerem Stoff oder Papier läßt sich dies jedoch meist vermeiden.

b) Töten mit Schwefeldampf

Dazu werden die größeren, aber feuerfesten, sonst gleichgestalteten Fanggläser verwendet. Mit einer Insektennadel bringt man ein doppeltes etwa 3 cm langes Stück des leicht käuflichen Schwefeldadens zwischen Glasrohr und Glaswand am Stöpsel an. Das Fangglas wird nur unten mit einer einfachen Lage Fließpapier und gefalteten Papierstreifen gefüllt. Wenigstens einige Minuten vor der Benutzung wird der Schwefeldaden angezündet und das Glas sogleich verschlossen. Die Flamme erlischt, sobald der Sauerstoff verbraucht ist. Mit dem so präpariertem Glas können etwa 200 Schlupfwespen getötet werden, d. h. es reicht meist für einen ganzen Tagesfang.

Als Vorteile sind noch zu nennen: Kein Nachdunkeln heller Zeichnungen, das Glas bleibt innen stets trocken und die Behaarung besonders gut erhalten. Durch die im Körper der Tiere gebildete schwefelige Säure ist ein Präparieren nach wenigen Stunden und bis zu 3 Tagen möglich. Nach etwa zehnmaliger Benutzung muß jedoch das Glas gründlich gereinigt und das Papier erneuert werden, da sonst kleinste Schwefelteilchen die Tiere verschmutzen.

72 J. OEHLKE, Fang, Zucht und Präparation von Schlupfwespen

c) Töten mit Zyankali

Die Gläser sind fertig zu kaufen oder nach entsprechender Vorschrift mit Gips selbst herzustellen. Sie werden ohne Papier benutzt oder enthalten nur gefaltete Streifen. Der Vorteil besteht vor allem in der bis zu einem Jahr anhaltenden Giftwirkung und in ihrer sauberen Handhabung. Als Nachteil ist ihre Gefährlichkeit bei Bruch zu nennen. Außerdem müssen die Tiere vor der Präparation erst einen Tag in der feuchten Kammer aufgeweicht werden (siehe unter Präparation).

d) Töten mit Alkohol

Kleinere Pulverflaschen mit dichtem, einfachem Kork- (mit verflüssigtem Kerzenwachs einreiben) oder Glasverschluß oder hohe Röhrchen mit etwa 3 cm Ø sind gut geeignet. Benutzt wird 95prozentiger möglichst unvergällter Äthylalkohol (keinesfalls mit Kampfer vergällt), der etwa zwei Drittel der Flasche einnehmen soll. Die Tiere werden vom Netz direkt in den Alkohol gebracht und können dort gut bis zu einem ganzen Jahr verbleiben. Durch die den Tieren innewohnende Feuchtigkeit erreicht die Alkoholkonzentration 70 bis 80 Prozent. Neben diesem, besonders bei größeren Expeditionen zu schätzenden Vorteil, ist ein sehr schnelles und sauberes Arbeiten möglich (sofortiges Etikettieren, kein unnötiges Auslesen usw.).

Der Nachteil liegt besonders darin, daß ein besonderes Aufbereitungsverfahren vor der Präparation notwendig ist. An den Umgang mit dem mit Flüssigkeit versehenen Fangglas kann man sich schnell gewöhnen.

1. Fang mit dem Netz

Die einfachste und gebräuchlichste Form des Sammeln von Schlupfwespen ist der Einzelfang mit einem leichtem Netz. Es braucht den Durchmesser von 25 cm nicht zu überschreiten und sollte möglichst einen festen Bügel aus 6 mm Kupfer- oder Messingdraht haben. Die zusammenklappbaren käuflichen Schmetterlingsnetze sind meist ungeeignet, es sei denn sie sind besonders stabilisiert. Der Netzbügel darf nicht federnd und nicht zu schwer sein, um ein blitzschnelles Zuschlagen zuzulassen. Das möglichst aus feiner und weicher Perlon- oder Nylongaze bestehende Netz sollte eine Länge von etwa 60 cm haben, damit den fluggewandten Ichneumoniden das Entkommen erschwert wird. Ein solches stabiles Netz hat den Vorteil, daß man damit auch leichten Pflanzenbewuchs abkessern kann. Gern verwendet werden auch kleine, nur reichlich 10 cm Durchmesser messende kurze Netze, die bequem in jeder Anzugtasche untergebracht werden können. Mit etwas Geschick kann man sie besonders im Pflanzengestrüpp, an Bäumen und glatten Wänden erfolgreicher als große Netze anwenden.

Es erfordert viel Ruhe und Ausdauer, die relativ kleinen Insekten im Pflanzengewirr oder im Flug auszumachen; ein unruhiger oder erregter Sammler wird nur Zufallsfunde machen. In höheren Gras- und Krautflächen, zwischen Büschen u. ä. verhält man sich am besten so, daß man nach einigen Schritten stehen bleibt und genau seine Umgebung abmustert. Alle Ichneumoniden sind höchst erschütterungsempfindlich und flüchten blitzschnell ins Unterholz.

Ich lasse nun einige Hinweise folgen, welche der Schlupfwespensammler noch beachten sollte. Kleinere Täler die ringsum ansteigendes Gelände haben, sind oft ergiebig, da sich hier die Ichneumoniden besonders konzentrieren. Im Hochgebirge trifft man bei den letzten größeren Büschen,

bevor die Matten beginnen, häufig auf eine ebensolche Konzentration. Es ist vorteilhaft sich unter solche Büsche auf den Rücken zu legen, um so die Tiere besser erkennen zu können. Ältere Holzstapel, von Käferlarven zerfressene Stubben, windbrüchige und morsche Bäume, mit Kraut bewachsene, verwilderte Stellen auf Schutthalden und an Ufern u. ä. sollten stets besonders genau beobachtet werden. Manche kleinere Ichneumoniden sieht man bei warmer Witterung um besonders hervorgehobene größere Baumzweige, um besonders borkenreiche Bäume usw. tanzen und hat dabei Gelegenheit, zahlreiche Exemplare einer Art zu erlangen. Besonders ergiebige Fangplätze sind Büsche, Zweige oder krautartige Pflanzen (auch Schilf), die stark von Blattläusen befallen sind. Hierher kommen zahlreiche Arten, um den von den Blattläusen abgeschiedenen Honigtau als Nahrung aufzunehmen. Die Spinnen parasitierenden *Polysphinctinae* findet man hauptsächlich kurz vor und bei Beginn von warmem Sommerregen, einige *Tryphoninae* und *Scolobatinae* fängt man fast nur in der Dämmerung. Um den in Kiefernbeständen oft häufig fliegenden, aber äußerlich nicht leicht zu unterscheidenden *Cratichneumon nigritarius* (GRAV.), nicht unnötigerweise zu fangen, bedient man sich des Geruches. Die Art stößt einen stechenden Duft aus, der unverkennbar ist und das Tier kann sofort wieder freigelassen werden.

Nicht unerwähnt bleiben soll das spezielle und zielgerichtete Sammeln, wobei neben dem Fang besonders wertvolle biologische Beobachtungen gemacht werden können. So findet man z. B. die *Rhysella*-Arten in jüngeren Erlenanpflanzungen, die Arten der Gattung *Mitroboris* (*Ischnoceros* auct.) bei Weiden, einige *Scambus*-Arten an Distelköpfen und an Schilfbeständen.

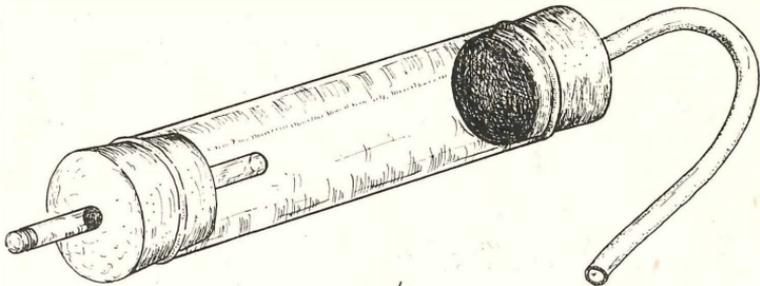
Nachdem man ein Exemplar auf diese Weise im Netz hat, so wird es von außen mit zwei Fingern ergriffen, mit der anderen Hand wird das Tötungsglas im Netz so herangebracht, daß das Tier mit dem Kopf voran durch das Röhrchen schlüpfen kann. Nur wenige Arten mit einer kurzen, kräftigen Legeröhre vermögen durch das Netz hindurch die feste Haut der Finger zu durchdringen. Hauptsächlich sind dies größere Arten der Unterfamilie *Ophioninae*, *Ephialtinae*, *Gelinae* und *Ichneumoninae*. Der kurze, brennende Schmerz des Stiches hält jedoch nicht lange an. Solche Arten kann man in eine Ecke des Netzes treiben und die Glasröhre darüberstülpen.

2. Kescherfang (Streifen)

Zum Abstreifen von dichten Pflanzenbeständen wie Gras- und Krautflächen, von Blütenstauden (insbesondere aller Doldenblütler) wird ein Kescher (auch Käscher) benutzt. Der Bügel soll am besten aus einem stabilen, eventuell zusammenklappbaren Reifen bestehen von etwa 30 cm Durchmesser. Die Form kann auch halbkreisförmig sein, wobei mit der geraden Fläche gestreift wird. Der Streifsack wird an im Bügel vorhandene Löcher, am besten mit weichem Kupfer- oder Aluminiumdraht fest-

gebunden. Die Länge des aus festem Stoff bestehenden Streifsackes darf nicht zu kurz gewählt werden, da die Ichneumoniden sonst leicht entweichen. Die an der Wand hochkletternden Tiere kann man nacheinander von außen mit dem Netzstoff ergreifen oder auch mit den Fingern herausfangen, bei größeren Mengen bedient man sich zweckmäßigerweise auch eines Marmeladenglases, das den gesamten Netzinhalt aufnimmt und tötet dann erst ab.

Bei kühler (nicht kalter) Witterung, insbesondere in den Morgen- und Abendstunden, ist diese Methode erfolgreich. Bei höheren Temperaturen sind die Ichneumoniden zu aktiv und schnell um lohnende Ergebnisse zu



4

erzielen. Gute Kescherfänge kann man auch nach kurzen Regenschauern machen, da viele am Boden lebende Arten dann zum Trocknen auf Grashalme u. ä. klettern.

3. Sammeln mit dem Klopftrichter oder -schirm

Dieses zum Sammeln von Raupen und Käfern gebräuchliche Verfahren bringt auch manch gute Schlupfwespe. Auf Grund ihrer großen Flüchtigkeit kann es nur in den frühen Morgenstunden angewandt werden, wo die Tiere noch relativ unbeweglich sind.

4. Bodensuche

Um kurzgeflügelte oder ungeflügelte (brachyptere) Schlupfwespen zu sammeln, bedient man sich neben dem Kescher und dem Klopfschirm besonders der Bodensuche. An Böschungen kleiner Bäche, im dichtbewachsenen Unterwuchs, zwischen Schilf, kurz, überall dort, wo eine dickere und feuchte Schicht moderner Pflanzenteile liegt, wird diese vorsichtig ausgebreitet und das Leben in ihr genau beobachtet. Die auch darin lebenden Ameisen (*Formicidae*) kann man leicht an den geknieten Fühlern und den Knoten oder Schuppen zwischen Brust und Abdomen von den gesuchten Schlupfwespen unterscheiden. Von Vorteil ist dabei der sog. Exhaustor

(Fig. 4), mit dem die Tiere aufgesaugt und erst zu Hause getötet werden. Eine weitere hierher gehörende Methode ist das Sieben, das gleichzeitig schon als eine Art Fallenfang bewertet werden kann und zum nächsten Kapitel überleitet. Man bedient sich hierbei eines gewöhnlichen Käfersiebes mit etwa 3 bis 4 mm Maschenweite. Die oben genannten modernen Pflanzenteile werden durchgeseiht und das Gesiebe an Ort und Stelle auf einem weißen Tuch durchgesehen oder zu Hause in einen Auslaufkasten getan. Das Verfahren hat den Vorteil, daß man auch an schneefreien Wintertagen sammeln kann.

5. Fang durch Fallen

a) Falle nach MALAISE oder TOWNES

Die Falle dient dem Fang von fliegenden Insekten und kann auch bei quantitativen Untersuchungen Anwendung finden. Sie wurde von MALAISE (1937) entwickelt und zuletzt von TOWNES (1962) nach neuesten Gesichtspunkten beschrieben. Sie besteht aus vier, in der Mitte hochkantig zusammengefügten Stoffflächen, mit einem pyramidenförmigen Dach. Die Spitze des Daches ist offen und führt in ein Gefäß mit einem Tötungsmittel (Fig. 5). Das Fallenprinzip besteht darin, daß die Insekten, die die



seitlichen Flächen anfliegen, das Hindernis oben zu umgehen suchen und so zu dem Tötungsglas gelangen, Die Falle kann je nach den eigenen Möglichkeiten verändert, feststehend oder transportabel gebaut werden. Die genauen Angaben entnehme man aus der Literatur.

Die günstigsten Standorte sind viel beflogene Stellen wie warme kleine Täler, Seeufer oder enge Waldschneisen.

Eine die ganze Saison über aufgestellte Falle bringt nach Angaben von TOWNES aus dem südlichen Michigan etwa 6000 Ichneumoniden, das sind etwa 5 Prozent des Gesamtfanges und entspricht etwa dem Sammelergebnis eines durchschnittlichen Sammlers. Neben Schmetterlingen und anderen Hautflüglern nehmen die Fliegen etwa die Hälfte der Fallenausbeute ein.

Zur Abtötung der Insekten wurde Alkohol, Essigäther und Zyankali empfohlen. Nach einem Hinweis von Dr. L. MOCZAR/Budapest verwende ich jetzt mit bestem Erfolg einfaches Global (Mottenschutzmittel: Paradi-chlorbenzol).

b) Fensterfang

Ein guter Sammler wird es nie unterlassen, günstig gelegene Fenster zeitweilig oder ständig offener Räume nach Ausbeute abzusuchen. HAUPT hat 1954 darüber ausführlich berichtet. Beste Erfolge habe ich u. a. in verglasten Wartehäuschen, in Bergbauden und in alten Schuppen erzielt, deren Fenster in Südwest-Richtung lagen.

c) Autokescher

Das Verfahren ist mit Erfolg bisher von Käfersammlern angewendet worden. Der Umfang des rechteckigen Netzes beträgt etwa 3 m bei einer Länge von fast 2 m. Der hintere Teil ist auswechselbar. Das Netz wird mit Hilfe von Bambusstangen auf ein Auto montiert; mit diesem fährt man in mäßigem Tempo in Waldschneisen oder an Waldrändern entlang. Für den Fang von Hymenopteren gibt es bisher keine Erfahrungen. Vermutlich kann diese Methode, zur richtigen Zeit angewandt, ausgezeichnete Ergebnisse bringen.

d) Köderfang

Als eine Art Fallenfang könnte man auch das Ausbringen von „Ködern“ nennen. Diese bestehen für den Schlupfwespensammler in größeren, stark von Käfern oder Holzwespenlarven befallenen Holzstücken, die konzentriert an geeigneten Stellen zusammengetragen werden. Auch das Anbringen von mit zahlreichen Löchern versehenen Holzstücken (siehe auch unter Zucht), die dann von Sandwespen und Bienen bewohnt werden, führt zur Anreicherung von Parasiten. Diese Stellen werden entweder regelmäßig besucht und die anfliegenden Schlupfwespen sogleich weggefangen oder die „Köderstücke“ werden zur Zucht eingetragen.

e) Lichtfang

In den letzten Jahren wurde zunehmend auch auf die das Licht anfliegenden Hymenopteren geachtet. Im wesentlichen handelt es sich dabei um Ichneumoniden, die wahrscheinlich nicht nur in der Dämmerung, sondern auch nachts auf Wirtssuche sind. Möglich ist auch, daß ruhende Schlupfwespen durch bestimmte Lichtstrahlen angelockt werden. Die Ergebnisse sind zuweilen recht lohnend, zumal auf diese Weise Arten erhalten werden, die sonst nur selten ins Netz gehen. Nach der Literatur und mir vorliegendem umfangreichem Material sind Arten der Unterfamilie *Ophioninae* vorrangig vertreten, danach folgen *Tryphoninae* und *Scolobatinae*, von fast allen anderen Unterfamilien sind ebenfalls schon Vertreter erbeutet worden.

Verwendet werden die bei den Schmetterlingssammlern gebräuchlichen Mischlichtlampen. Geeignete selbsttätige Fangvorrichtungen, wobei die Tiere in Alkohol oder ähnlichem sogleich abgetötet werden, sind besonders zu empfehlen.

6. Sammeln im Winter

Als letzte Sammelmethode, die besonderer Erfahrungen bedarf, sei das Sammeln an schneefreien Wintertagen genannt. Von ganzen taxonomischen Kategorien überwintern die befruchteten Ichneumoniden-Weibchen, um erst im folgenden Frühjahr auf Wirtssuche zu gehen. Oft sitzen sie, zu ganzen Haufen vereinigt, in ihren Winterquartieren. Hauptsächlich wurden bisher Vertreter der Unterfamilie *Ichneumoninae*, in selteneren Fällen der *Porizontinae* gesammelt. Oft hat jede Art, zuweilen in Abhängigkeit vom Biotop, ihre bevorzugten Überwinterungsstellen. Manche Arten überwintern auch gemeinsam. Bisher bekannte Überwinterungsquartiere sind u. a. folgende: unter dichtem Moospolster am Boden, besonders aber an Steinen und Holz, unter Steinen und an gelockerter Rinde von Stubben und totem Holz, in Bohrlöchern von Holzinsekten, besonders tief dringen einige Arten in das „Mehl“ zerfallenen Holzes ein (bis 25 cm!). Gute Erfolge bringt auch das Ausschütteln oder Zerpflücken von büschelartigem Gras, wie Binse (*Juncus*) und Reitgras (*Calamagrostis*). Nach meinen Erfahrungen werden feuchtere Stellen bevorzugt. Auch das Sammeln im Hochgebirge bringt wertvolle Ergebnisse.

Dr. S. MOMOI (nach einer Mitteilung von TOWNES) befestigte in Japan im Spätsommer Strohbindel an geeigneten Baumstümpfen. Mit gutem Erfolg wurden diese dann im Winter auf überwinternde Ichneumoniden untersucht.

II. Die Zucht

Das Züchten von Schlupfwespen ist nicht nur unumgänglich, um ihre Biologie oder ihre Wirte kennenzulernen, sondern auch zur Klärung taxonomischer Fragen. Der ausgeprägte Geschlechtsdimorphismus erschwert das

Erkennen der Zusammengehörigkeit der Geschlechter. Die zahlreichen Männchen mit gelb gefärbten Tergiten aus der Unterfamilie *Ichneumoninae* werden nur durch Zucht richtig den besser unterscheidbaren Weibchen zugeordnet werden können. Erst kürzlich hat HINZ so Klarheit in die Gattung *Exeophanes* bringen können. Unumgänglich ist auch die Zucht zur Klärung von Variationsbreiten und von Formen (wie z. B. in der Gattung *Gelis*), wo geflügelte und ungeflügelte Exemplare vorkommen. In einigen Gruppen zeichnet sich außerdem schon ab, daß Arten ohne Wirtsangabe nicht mit Sicherheit richtig determiniert werden können.

Alle biologische Daten sind sorgfältig zu sammeln. Kokons und Reste des Wirtes sind, wie unter dem Punkt „Etikettierung“ näher ausgeführt, zu behandeln.

1. Eintragen von Entwicklungsstadien des Wirtes

Voraussetzung sind nicht nur umfangreiche Wirtskennntnisse, sondern auch exaktes Wissen um die Biologie des Wirtes. Nur wer beste Kenntnisse über die gesamten Gliederfüßer (Arthropoden) hat, wird sich erfolgreich mit Schlupfwespen beschäftigen können, da fast alle Insektenordnungen von ihnen parasitiert werden.

Um mit größerer Wahrscheinlichkeit parasitierte Wirtsstadien einzutragen, wird ein Schlupfwespen-Züchter besonders dort sammeln, wo der Wirt häufiger auftritt. Zu beachten ist, daß es unter den Ichneumoniden eine Gruppe gibt, die die Wirtslarven mit ihren Eiern belegen (Larvenparasiten) und oft noch die Larven verlassen, bevor diese zur Verpuppung schreiten und eine andere Gruppe, die nur Puppen belegen und aus diesen schlüpfen Puppenparasiten (von den Spinnenparasiten soll vorerst abgesehen werden). Am einfachsten lassen sich daher solche Wirte sammeln, bei denen beide Entwicklungsstadien in einer kleineren Einheit lokalisiert sind, so z. B. alle Gallen, insbesondere die größeren Gallen an Eichen, an kleinen Espen, an jungen Kiefern, am Schilf und allen krautartigen Gewächsen; die mehr oder weniger mißgebildeten Fichtenzapfen; abgefallene Eicheln, Bucheckern und Haselnüsse; Blütenköpfe von Disteln, Flockenblumen (*Centaurea*) und anderen Korbbütlern; überwinterte, abgestorbene Stengel kraut- und strauchartiger Pflanzen; aber auch abgebrochene Äste von Bäumen, morsche und wurmstichige Holzstücke und Wurzeln.

Beim Sammeln von Raupen, Käfer- und Blattwespenlarven achte man besonders auf solche Exemplare, die durch besondere Freßlust oder Mattigkeit oder durch sonstiges ungewöhnliches Gebaren von ihren Artgenossen abweichen. Zuweilen kann man schon ohne Hilfsmittel das Ei, die innen befindliche oder außen anhaftende Larve des Parasiten erkennen. Die von *Agriotypus armatus* im Wasser parasitierten Köcherfliegenlarven tragen ein von außen sichtbares, wenige Zentimeter langes horniges Band.

Das Sammeln von Puppenstadien ist oft bedeutend schwieriger. Plan-

mäßige Bodensuchen, wobei die Erde bis 20 cm tief umgegraben und durchsucht werden muß, sind in der Forstpraxis bereits Pflicht und bringen auch dem Schlupfwespensammler im Herbst und Frühjahr gute Ergebnisse (Schmetterlingspuppen, Blatt- und Schlupfwespenkokons). Das sog. Puppenkratzen erfolgt am Fuße geeigneter Bäume, wo sich die Larven dicht am Stamm eine gelockerte Stelle zur Verpuppung gesucht haben. In den Wintermonaten können größere Holzstücke auseinandergespalten und nach Puppenstadien holzbewohnender Insekten durchsucht werden. Das letzte Larvenstadium und die Puppe der Farnblattwespe (*Strongylogaster*) findet man oft reichlich mit Parasiten befallen unter der dicken Borke farnbewachsener Kiefernbestände. Die im Herbst einzutragenden Nester von Faltenwespen und Hummeln werden am besten nachts abgenommen oder ausgegraben und gleich in ein Einweckglas oder ähnliches getan. Zur Zucht der Parasiten von sozialen Grabwespen und Bienen bedient man sich vorteilhaft folgender Methode (MERISUO, 1946 und WOLF, 1965): Im Frühjahr werden trockene mit Löchern versehene Buchenholzklotzchen von etwa 25 cm Länge und je 5 cm Breite und Höhe an geeignete Stellen ausgebracht. Die sauber gebohrten Löcher sollen einen Durchmesser von 1 bis 10 mm haben und eine Tiefe von 20 bis 40 mm nicht überschreiten. Diese werden gern als Nester angenommen. Im Herbst trägt man die Holzklotzchen zur Weiterzucht ein.

Zur gleichen Jahreszeit sammelt man auch von Borke, Gräsern, Kräutern, Moos, Hauswänden usw. die Eipakete von Spinnen (auch von Pseudoskorpionen), worin als primäre Parasiten u. a. die selteneren Schlupfwespenarten der Gattung *Tromatobia*, *Zaglyptus* und *Clistopyga* leben.

Zur Zucht von Schlupfwespen der Ichneumonidentribus *Polysphinctini* werden Spinnen z. B. der Gattungen *Tetragnatha*, *Chiracanthium*, *Ara-neus*, *Cyclosa*, *Meta*, *Dictyna* und *Microneta* gesammelt. Oft kann man schon an Ort und Stelle mit einer Lupe die ektoparasitisch lebende Larve des Schmarotzers am Hinterleibsanfang erkennen.

Zum Schluß sei noch erwähnt, daß auch Netzflüglerlarven parasitiert werden.

2. Zuchtmethoden

Die eigentliche Zucht richtet sich nach den Zuchtmethoden der jeweiligen Wirte. Nur einige spezielle Gesichtspunkte sollen hier berücksichtigt werden.

Um möglichst alle Parasiten einer Wirtsart zu erhalten, ist es notwendig, den Wirt in größerer Anzahl von verschiedenen Lokalitäten einzutragen. Um Verwechslungen und Zweideutigkeiten der Wirtsidentität völlig auszuschließen, ist es jedoch notwendig, zumindest kurz vor dem Schlüpfen der Parasiten, Einzelzuchten durchzuführen. Gut geeignet dafür ist der von FAHRINGER (1925) empfohlene „Zuchtkasten für Isolierzwecke“. Er besteht aus einem Holzkasten mit abnehmbarem Deckel, Vorder- und

Rückenteil, eines davon verglast. Im Kasten befindet sich eine Zink- oder Plastikwanne, die mit feuchtem Sand gefüllt wird und etwa ein Drittel der Höhe des Kastens einnehmen soll. In das Sandbad kommen die einzelnen mit Gaze und Gummiring verschlossenen Zuchtbehälter (am besten Glasröhrchen mit einer Öffnung). Größere Zuchtobjekte werden in Standzylindern oder Plastiktüten aufbewahrt, wobei beigelegte Kiefernzwiege für die nötige Luftfeuchtigkeit sorgen. Mit Wasser sollte man in allen Fällen sehr vorsichtig umgehen, da alle parasitierten Wirte sehr anfällig gegenüber Schimmelbildung und Fäulnis sind. So genügt es z. B., daß parasitierte Köcherfliegenlarven in feuchtem Moos und nach der Verpuppung sogar trocken gehalten werden.

Besondere Probleme ergeben sich bei Blattwespen, u. a. schreibt der erfahrene Züchter HINZ (1961a) darüber:

„Zuchten von Blattwespen sind immer schwierig und verlustreich. Eine ideale Zuchtmethode kenne ich nicht. Ich glaube, daß man durch besonders sorgfältige Behandlung der Tiere zwar den eigenen Zeitaufwand stark erhöht, ohne das Ergebnis in gleichem Maße zu verbessern. In der Regel infizieren sich die Larven gegenseitig, deshalb erhält man die besten Ergebnisse, wenn man die Tiere einzeln hält. Dies Verfahren ist aber bei Parasitenzuchten wenig rationell. Ich sammle in der Regel erwachsene Tiere, besetze ein 3-Liter-Einmachglas mit etwa 20 Larven und wechsele täglich das Futter. Bei vielen Arten kann man die Gläser mit Glasplatten bedecken, bei anderen muß man das Futter in Wasser stellen und die Gläser mit Gaze verschließen, im einzelnen kann das nur die (meist schlechte) Erfahrung lehren. Nach einer Anregung von C h a m b e r s lasse ich die erwachsenen Larven nach der letzten Häutung in 1-Liter-Industrieflaschen (Einmachflaschen) kriechen, die zu ein Drittel mit Sand gefüllt sind, den ich mir frisch aus den tieferen Schichten einer Sandgrube hole und gleich einfülle. Auf den Sand lege ich oben etwas frisches Torfmoos, um den Larven das Verkriechen zu erleichtern. In eine solche Flasche kommen 20 bis 40 Larven, je nach der Größe der Art. Die Flaschen werden mit den dazu passenden Blechdeckeln verschlossen, ohne den Gummiring. Dann stelle ich sie in einen ungeheizten Raum, am besten in den Keller. Während der Wintermonate öffne ich einmal im Monat die Flaschen für einen Tag. Bei dieser Gelegenheit entferne ich auch unter Umständen einzelne verpilzte Larven, wenn man sie ohne Mühe erreichen kann. In den ersten Jahren brachte ich die Zuchten etwa im Januar ins geheizte Zimmer. Der Grund war weniger Ungeduld als der Wunsch, die Zuchten vor Beginn der neuen Larvensaison abschließen zu können. Es zeigte sich jedoch, daß bei diesem Treiben die Ausfälle wesentlich erhöht werden.

Auch Einzeltiere kann man ähnlich behandeln: Präparatgläschen von 70×20 mm Größe mit möglichst flachem Boden werden zu zwei Dritteln mit dem oben beschriebenen frischen Sand gefüllt, die erwachsenen Larven hineingetan und das Gläschen mit einem Korkstopfen verschlossen. Die Gläschen werden dann in gleicher Weise aufbewahrt wie die Flaschen, allerdings zwischendurch nicht geöffnet. Ich halte diese Methode keineswegs für ideal: sie ist jedoch nicht schlechter als die vorher von mir erprobten — vielleicht sogar besser.

Ihr wesentlicher Vorteil besteht in dem geringen Zeitaufwand, den die Betreuung der Zuchten, vor allem im Winter, verlangt.“

Nach ADAM (1967), der die Larven eingebeutelnt oder im Zuchtgitter unter Freilandbedingungen hielt, wird dem letzten Larvenstadium zur Verpuppung ein Gemisch von Sand, Torf und Nadelspreu angeboten. Nach Verfertigung der Kokons werden diese ausgelesen und zur Winterruhe oder

mehrfährigen Diapause unter freilandähnlichen Bedingungen folgendermaßen aufbewahrt:

Einweckgläser werden mit feinmaschiger Gaze überspannt und bis dicht darunter (etwa 1 cm) mit Wasser gefüllt. In die Mitte der Gaze wird der Kokon gelegt und darüber eine Petri- oder Plastikschale gestülpt, deren Durchmesser höchstens zwei Drittel des Einweckglases beträgt, so daß ein Gazerand freibleibt, der eine entsprechende Belüftung der Kokons gewährleistet. Letztes Verfahren kann ich auch für alle anderen Zuchten sehr empfehlen.

Zur Zucht der Parasiten des Bockkäfers *Saperda populnea* schreibt HINZ (1961 b):

„Die Gallen sammelt man im Frühjahr, am besten im März und April. Die Larven der *Ephialtes*-Arten haben dann immer schon ihr Wirtstier verzehrt (Ektoparasit), die Tachinenlarven (Endoparasiten) haben allerdings noch nicht immer die Wirtslarve verlassen. Um die Parasiten zu erhalten, spalte ich die Äste an Ort und Stelle und nehme nur die mit, die eine Parasitenlarve oder -puppe enthalten. Sie sind im allgemeinen nicht häufig, können jedoch lokal zahlreicher als die verbliebenen Wirtslarven sein. Daheim werden die Tiere herausgenommen und in kurze Glasrohrstücke getan, die ich beiderseits mit etwas Verbandmull verschließe. Die Röhrchen werden in einer Petrischale auf Filterpapier gelegt und dieses hin und wieder schwach angefeuchtet. Die *Ephialtes*-Larven spinnen in der Regel das Glasrohr innen pergamentartig aus. Die Imagines schlüpfen je nach Entwicklungszustand und Raumtemperatur in etwa 14 Tagen. Man darf nicht vergessen, rechtzeitig die Mullpfropfen zu entfernen, da die geschlüpften Tiere sonst im Glasrohr verkrüppeln können. Man läßt die Tiere noch einige Tage am Leben, bis die Ausfärbung vor allem des Mesosternums erfolgt ist. Im Freien schlüpfen die Imagines Mitte Mai.“

Zur Zucht von Parasiten kleiner Wirte, z. B. der Larven des Apfelblütenstechers (*Anthonomus pomorum*) empfiehlt KÉLER (1926) folgende Methode: Ein Korkring mit einem Innendurchmesser von 1 cm und 0,5 cm Höhe wird auf eine Seite eines Objektträgers geklebt (Büroleim). Die obere Öffnung wird mit einem in der Mikroskopie gebräuchlichen Deckglas abgedeckt. Damit dies nicht verrutscht und zur Erzeugung der nötigen Feuchtigkeit werden vorher auf dieses einige Tröpfchen Honig gegeben. Die andere Seite des Objektträgers kann für Notizen dienen; die Entwicklung der Parasiten kann so gut beobachtet werden.

Bei eingetragenen Spinneneiern achte man darauf, daß diese häufig kontrolliert werden. Die ausgeschlüpften Spinnen vernichten die Schmarotzer.

HORSTMANN (1964) machte die Beobachtung, daß Parasitenlarven (*Perithous divinator*), die bei den in Brombeerstengeln lebenden Grabwespenlarven schmarotzen, nicht ständig am Wirt saugen, sondern auch in der Nestzelle umherwandern. Die Larven dürfen also daraus nicht entfernt werden.

3. Zucht ex ovo

Die Zucht von Schlupfwespen aus dem Ei ist auf Grund des hohen Schwierigkeitsgrades bisher nicht häufig durchgeführt worden. Zahlreiche Beobachtungen und Versuche sind zuvor notwendig, um dem befruchteten Schlupfwespenweibchen den richtigen Wirt im richtigen Stadium anzubieten. Leicht züchtbare Ersatzwirte werden zwar zuweilen angenommen, sind aber auch oft in der Lage, das Ei des Parasiten abzukapseln und so zu vernichten. Befruchtete Weibchen können mit Hilfe von Bienenhonig, Rohrzuckerlösung oder Blattlaushonig oft monatelang am Leben gehalten werden. Wesentlich dabei ist eine allmorgendliche Gabe von Wasser in feinsten Tröpfchen (Tau), die besser nur zeitweilig durch einen mit Wasser getränkten Wattebausch ersetzt wird. Der Einfluß von Licht, Temperatur und Luftfeuchtigkeit auf die Bereitschaft zur Eiablage scheint gering zu sein. Die Wahrnehmung des Wirtes erfolgt teils durch den Geruchs-, teils durch den Tastsinn. Man beachte, daß nicht zu viele Eiablagen in ein Wirtstier erfolgen, da sich die Parasiten bei ihrer Entwicklung meist gegenseitig hemmen.

Ein lohnendes Objekt für künftige Zuchten ist das Ansetzen der überwinterten befruchteten Weibchen aus der Unterfamilie *Ichneumoninae* an den richtigen Wirt. Eine Klärung der Zusammengehörigkeit von Männchen und Weibchen ist dringend erforderlich.

Bei der Aufzucht von Hyperparasiten vervielfachen sich die Schwierigkeiten. In erster Linie versuche man Ersatzwirte (potentielle Wirte) anzubieten. Geeignete Objekte dafür sind z. B.: *Apanteles* in Raupen von *Pieris* (Kohlweißling), *Venturia canescens* in *Sitotroga cerealella* (Getreidemotte), *Opius* oder *Phygadeuon* in Larven und Puppen von *Pegomyia* (Rübenfliege).

III. Präparation

„Gut präpariert und etikettiert — ist halb determiniert“: dieser Ausspruch sagt bereits alles und gilt ganz besonders für den Sammler von Schlupfwespen. Wer zahlreiche Einsendungen bekommt, weiß, wie berechtigt die vielen Klagen der Spezialisten sind. Ihnen kann, neben der mühevollen Determination, nicht noch die Präparation oder ein Umpräparieren zugemutet werden.

1. Das Nadeln

Hymenopteren werden grundsätzlich genadelt und zwar so, daß der Einstich auf der rechten Hälfte des Mesonotums erfolgt und die Nadel zwischen den rechten Vorder- und Mittelhüften (Coxen) heraustritt. Ein Drittel der Nadel soll oberhalb des Tieres sein, wenigstens aber so viel, daß man bequem anfassen kann. Bis auf wenige Ausnahmen verwende man bei Schlupfwespen die Nadeln der Größe 0 bis 1. Exemplare unter 4 mm

Körperlänge werden mit Minutien entweder von oben durchstochen oder noch kleinere mit der in Leim getauchten feinen Spitze von unten etwa nur zu zwei Drittel eingestochen. Bei ersteren kann man auch Markklötzchen verwenden, bei letzterer Methode nur kleine Pappblättchen (Klebeblättchen), die zuvor mit der Minutie von unten durchbohrt werden. Zum Nadeln der Markklötzchen und Pappblättchen verwende man Nadeln der Größe 4 und 5. Das Nadeln der kleinen Tiere sollte ein Anfänger auf alle Fälle unter dem Binokular oder einer größeren Lupe vornehmen. Nach dem Nadeln werden mit einer Federstahlpinzette die Beine nach unten gezogen. Sie knicken dann wieder etwas ein und kommen so meist in die richtige Lage unter den Körper. Sie dürfen auf keinen Fall seitlich abgespreizt sein. Die Flügel sollen schräg nach oben abstehen, so daß die Seiten und der hintere Teil des Thorax gut sichtbar sind. Falten und übereinandergelegte Vorder- und Hinterflügel sind zu vermeiden. Die Lage der Flügel stellt sich oft von allein ein, besonders dann, wenn man mit Hilfe einer Pinzette oder der Fingerspitzen die Flügelwurzeln etwas drückt und die Muskelstarre dadurch auflöst. Zum Schluß werden die Fühler etwas parallel zu den Vorderflügelrändern ausgebreitet oder bei größeren Männchen über den Thorax gelegt. Bei Schlupfwespen mit langem Bohrer muß dieser in der ersten Zeit gerade nach hinten gelegt und gestützt werden. Die äußerste Bohrerspitze soll möglichst von den Bohrerklappen befreit sein.

2. Das Kleben

Sehr kleine Ichneumoniden (kleinste Hautflügler fast stets) werden zuweilen geklebt. Eine mögliche Form ist die quere Seitenlage auf einer Klebeblättchenspitze.

AUBERT (1961) empfiehlt die Hälfte des Klebeblättchens nach oben umzunknicken und durch einen schnell erstarrenden Klebstoff festzuhalten. Das Tier wird nun an die äußerste Spitze des Dreiecks von außen mit der linken Seite festgeklebt. Die Vorteile des Verfahrens erweisen sich besonders während der Determination durch Vergleich. Als letztes sei die Methode einiger amerikanischer Kollegen erwähnt, die kleine Tiere mit der linken Seite direkt in Zweidrittelhöhe der Nadel ankleben (TOWNES verwendet dazu in Alkohol löslichen weißen Schellack).

Als Klebemittel benütze man sonst nur wasserlöslichen Pflanzen- oder Fischleim.

3. Mikroskopische Präparate

Unter den Schlupfwespen werden nur die kleinsten, in Insekteneiern schmarotzenden Arten (keine Ichneumoniden!) ganz eingebettet. Präparate werden bei größeren Arten aber dann notwendig, wenn die Genitalarmaturen bei der Bestimmung gebraucht werden. Zur Präparation der Subgenitalplatte, der Genitalklappen (Valven) und des Penis von Ichneumonidenmännchen wird die Hinterleibspitze meist einschließlich des

7. Tergites abgebrochen und in 10prozentige Kalilauge getan. Auf Grund der starken Chitinisierung ist ein kurzes Erhitzen erforderlich. Danach wird das 7. Tergit entfernt, die restliche Abdomenspitze auseinandergelöst und die Teile nach den üblichen Methoden in Berlese, Kanadabalsam oder Euparal eingebettet.

4. Besondere Aufbereitungsmethoden (Aufweichen)

Mit Essigäther, Paradichlorbenzol oder Schwefelfaden getötete Schlupfwespen können schon nach 1 bis 1,5 Stunden präpariert werden und sind noch einige Tage lang weich. Durch Zyankali getötete müssen etwa einen Tag lang in der Weichglocke, besser noch in einem Essigätherdunst liegen, um präparationsfähig zu werden. Der mit sterilem Seesand gefüllten Weichglocke werden einige Stücke Paradichlorbenzol (Globol) beigelegt, um Schimmelbildung zu vermeiden.

Zur längeren Aufbewahrung der mit oben genannten Mitteln getöteten Schlupfwespen werden am besten luftdurchlässige Glasröhrchen oder Zellstofflagen benutzt.

Besonderes Geschick erfordert die Aufbereitung von Alkoholmaterial. Hierbei werden die in etwa 70prozentigem Alkohol aufbewahrten Tiere je nach Größe vor der Präparation einige Sekunden bis Minuten in etwa 96prozentigen unvergällten Alkohol (Primasprit) gegeben. Nach diesem werden die Schlupfwespen unter eine wärmende Schreibtischlampe o. ä. auf saugfähiges Papier gelegt, schnell getrocknet und sogleich genadelt und präpariert. Bei diesem Verfahren kommt keinerlei Ver- oder Ankleben der Behaarung zustande.

Nach dem Herausnehmen aus dem 70prozentigem Alkohol werden kleinere Exemplare mit dem Rücken auf saugfähiges festes Papier (kein Filterpapier!) gelegt. Mit Hilfe einer rundlich abgebogenen feinen Nadel werden die Flügel in die richtige Lage gebracht und glatt gestrichen. Erst nach dem Richten von Fühlern und Beinen werden sie in dieser Lage getrocknet und danach genadelt.

Um Gelenke kurzfristig und nur für kurze Zeit, zum Zwecke der Determination, zum Ausrichten usw. zu erweichen, bedient man sich des nachfolgend genannten und in der angegebenen Reihenfolge gemischten Reagens „Barbara“ (die Lösung darf nicht trüb werden)*:

- 53 ml 96prozentigen reinen Alkohol
- 19 ml Essigsäureäthylester (Aethylacetat)
- 7 ml Benzol
- 49 ml Aqua dest.

Mittels einer Federstahlpinzette werden ein oder mehrere Tropfen an das

* Nach einem Hinweis von Dr. TOWNES kann eine schlechte Mischbarkeit der Flüssigkeiten durch zu niedrige Temperaturen hervorgerufen werden; es empfiehlt sich in diesem Falle ein leichtes Erwärmen derselben. Benzol ist nur in reiner Form zu verwenden.

entsprechende Gelenk (Flügelwurzel, Beine, Kopf) gebracht. In meist weniger als einer Minute sind die Teile ohne Gefahr zu bewegen oder zu verschieben.

IV. Hinweise zur Etikettierung, Aufbewahrung, zum Versand und zur Determination

1. Die Etikettierung

Der korrekten Beschriftung der einzelnen Exemplare ist größte Aufmerksamkeit zu schenken. Höchst seltene, aber nicht etikettierte Arten sind praktisch wertlos. Folgende Gesichtspunkte spielen dabei eine Rolle: Entsprechend dem ästhetischen Empfinden und einer leichteren Handhabung sollten die Etiketten die Größe von 22×10 mm nicht überschreiten. Der Wichtigkeit nach trägt die oberste Zeile den Namen des Landes, eines größeren Teilgebietes oder einer bekannten geographischen Kategorie. Darauf folgen der genaue Fundort und eventuell die Fundumstände (z. B. „Zucht ex Eicheln“ oder „auf Umbelliferen“), auch Höhenangaben sind sehr wichtig. Datum und Sammlername können die letzte Zeile einnehmen oder auch quer stehen. Gedruckten Etiketten ist stets der Vorrang zu geben; photographisch hergestellte wirken sich ungünstig auf die Nadeln aus. Auf einem zweiten Etikett wird bei Zuchten der genaue Wirtsname vermerkt, eine Nummer kann auf Tagebuchnotizen verweisen. Beim Determinations-Etikett soll neben dem Namen des Bestimmers auch das Datum (Monat, Jahr) vermerkt werden.

Bei gezüchteten Exemplaren sollen Kokons, getrocknete Wirtslarven u. a. daruntergesteckt oder geklebt werden. Solches Material ist von großer Bedeutung. Form und Farbe der Parasitenkokons, Larvenhäute in Wirtskokons oder Reste eines Primär- oder Nebenparasiten lassen wertvollste biologische Rückschlüsse zu.

2. Die Sammlung

Man benutzt die üblichen Insektenkästen. Das Format sollte für die kleineren Hymenopteren 30×40 cm betragen. Insofern sie noch nicht determiniert sind, stecke man die Schlupfwespen nach Unterfamilien zusammen. Bei Sortierarbeiten ist es notwendig, viel mehr als woanders, die Steckpinzette zu benutzen. Zur Begiftung verwende man am besten Präparate mit der Wirkstoffbasis Lindan (HCH).

3. Der Versand

Benutzt werden feste Holz- oder Pappschachteln, die von Holzwolle umgeben in größeren Kartons verpackt werden. Ein Hinweis auf den zerbrechlichen Inhalt ist vorteilhaft. Alle größeren Schlupfwespen, besonders die mit langem Bohrer, müssen mit Insektennadeln gesichert werden.

Zum Versand von lebendem Material verwende man größere Plastik-

schachteln, die neben etwas Bienenhonig auch einen feuchten, fest befestigten Wattebausch enthalten.

4. Hinweise zur Determination

Der derzeitige Wirrwarr in Taxonomie und Nomenklatur der Ichneumoniden erschwert eine Determination ungemein. Das Bestimmungswerk von SCHMIEDEKNECHT: *Opuscula Ichneumologia*, 1–5 & Suppl. 1 Blankenburg i. Thür. 3570 & 1875 pp.; 1902–1936, kann nur noch unter Vorbehalt bei den Art-Kategorien Verwendung finden. Besonders für sein Werk von 1907 (2. Auflage 1930): *Die Hymenopteren Nord- und Mitteleuropas*, Jena, 1062 pp., gilt dies, da es größtenteils nur auf die Gattungen verweist. Größere zusammenfassende Arbeiten gibt es für unser Faunengebiet z. Z. leider nicht. Für einzelne Gruppen sind Bearbeitungen erfolgt, nur ein Spezialist kann hierüber Auskunft erteilen. Eine auch für Europa weitgehend brauchbare englische Bestimmungstabelle bis zu den Gattungen ist erschienen von TOWNES, H., MOMOI, S. & TOWNES, M., 1965 in: *A Catalogue and Reclassification of the Eastern Palaearctic Ichneumonidae*. The American Entomological Institute, 5950 Warren Road, Ann Arbor, Mich., USA.

Literatur

- ADAM, H.: Beitrag zur Lebensweise und Aufzucht von Blattwespen. Ent. Nachr. 1967 (i. Druck). — AUBERT, J. F. Techniques de préparation des Ichneumonides facilitant leur étude systématique. *Entomophaga*, **6**, Nr. 2, 103–108; 1961. — BAUER, E.: Mitteilungen der Sammelstelle für Schmarotzerbestimmung des V. D. E. V. *Ent. Anz.*, **11**, Nr. 19, 180–183; 1931. — BISCHOFF, H.: Massenfang von Insekten und Naturschutz. *Beitr. Naturdenkmalpflege*, **10**, H. 2, 65–90; 1924. — FAHRINGER, J. & HEIKERTINGER, F. Züchtung von Hymenopteren. *Handb. biol. Arbeitsmethoden*, Teil 1, 2. Hälfte, Heft 2, 459–484; 1926. — HAUPT, H.: Hymenopteren – Jagden. *Ent. Jahrb.*, 1916; 1–18. — Fensterfänge bemerkenswerter Ichneumoniden. *Dtsch. ent. Ztschr., N. F.*, **1**, 99–116. — HEDWIG, K.: Über die Präparation von Ichneumoniden. *Arb. phys. angew. Ent.*, **6**, Nr. 3, 309–310; 1939. — HELLEN, W.: Hymenopterenfang am Licht. *Naturl. Ent.*, **33**, 103 bis 109; 1953. — HINZ, R.: Lebensweise und Zucht der Raupen von *Tapinostola hellmanni*. *Ent. Ztschr. Stuttgart*, **66**, 257–258; 1956. — Über Blattwespenparasiten (Hym. u. Dipt.). *Mitt. Schweiz. Ent. Ges.*, **34**, 1–29; 1961. — Zur Systematik und Ökologie der Ichneumoniden. *Dtsch. Ent. Ztschr.*, **8**, 34, 250–257; 1961. — HORSTMANN, K.: Zur Biologie der holzanbohrenden Schlupfwespe *Perithous divinator* Rossi (Hym., Ichn.). *Faun. Mitt. Norddeutschl.*, **2**, 193–196; 1964. — KARSCH, F. Zur Ethologie der Ichneumonidengattung *Polysphincta* Grav. *Ent. Nachr.*, **24**, 348–350, 1898. — KÉLER, S.: A Good Type of Gage for Rearing Parasites. *Journ. econ. Ent.*, **19**, 866–867; 1926. — KRIECHBAUMER: Die Jagd und Zucht der Hymenopteren. II. und III. Teil. *Ent. Nachr.*, **1**, Nr. 20, 21, 162–163, 166–169;

1875. — Frühlingsbeschäftigung für den Insektensammler, besonders den Hymenopterologen. Ent. Nachr., **13**, Nr. 5, 65—67, 1887. — LEHMANN, W. Hymenopteren am Licht. Ent. Nachr., Nr. 6, 69—72; 1963. — LEHMANN, W. & BECH, R.: Praktische Erfahrungen beim Fang verschiedener Insekten mit einer Lichtfalle. Ent. Ber., H. 3, 1—8; 1965. — MERISUO, A. K.: Praktische Winke für den Hymenopterensammler. Ann. Ent. Fenn., **12**, H. 2, 52—57; 1946. — PERKINS, J. F. The Collecting Trip. The Amateur Entomologist, **7**, Nr. 40, 140—146; 1943. — ROSSKOTHEN, P.: Beitrag zur Präparation kleinerer Insekten. — TOWNES, H.: Design for a malaise trap. Proc. Ent. Soc. Wash., **64**, Nr. 4, 253—262; 1962. — WILDECK, I. & SCHIEFERDECKER, H.: Beitrag zum Lebendfang von Insekten mittels einer automatischen Lichtfalle. Ent. Nachr., **2**, Nr. 1, 1—7; 1967. — WOLF, H.: Hilfsmittel zur Beobachtung und zum Fang von Grabwespen und Bienen. Mitt. Dtsch. Ent. Ges., **24**, H. 4, 66—67; 1965.

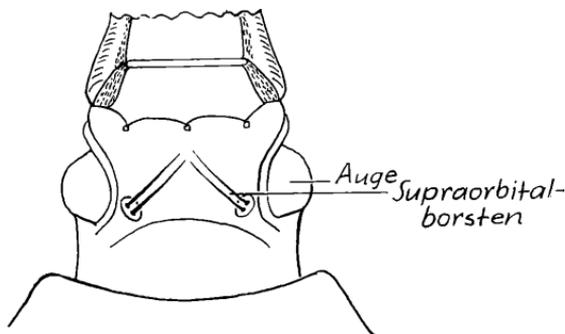
Anschrift des Verfassers: Dr. Joachim Oehlke, Deutsches Entomologisches Institut, 13 Eberswalde, Schicklerstraße 5

Ein aberranter *Harpalus* (*Pseudophonus*) *pubescens* Müller

G. MIELKE, Berlin

Hierdurch möchte ich die Entomologen von einem interessanten Käferfund in Kenntnis setzen. Am 24. 7. 1965 fand ich in Letschin (Oderbruch) einige Exemplare der, auf sandigem Gelände bei uns häufigen Laufkäferart, *Pseudophonus pubescens* MÜLLER.

Ein Tier (♀) weicht durch den Besitz von jederseits 2 (zwei) Supraorbitalborsten auffällig von normal ausgebildeten Stücken der Art ab. Alle übr-



Kopf von *Harpalus pubescens* var.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

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

Jahr/Year: 1967

Band/Volume: [11](#)

Autor(en)/Author(s): Oehlke Joachim

Artikel/Article: [Fang, Zucht und Präparation von Schlupfwespen 69-87](#)