© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Entomologica Austriaca	17	67-82	Linz, 19.3.2010

Sammeln, Präparieren und Mikroskoptechnik von Wildbienen mit besonderer Berücksichtigung der Furchenbienen (Apoidea, Halictidae)

A.W. EBMER

A b s t r a c t : Collecting, preparation and microscopic methods of bees (Apoidea), especially Halictids, and other Hymenoptera - the present day form of an earlier publication by EBMER (1987). In connection with the publication of determination tables of the European halictid genera I gave a first account of collecting, preparation and microscopic technology of bees (EBMER 1987). Twenty years later a thorough revision of the former publication was necessary as new methods (also suitable for amateurs) emerged as well as hindrances by laws on nature conservation.

For the collection of bee biotopes time and methods of net capture remained the same as in my first publication, based on the nature of the organisms. The criminalisation of entomological activities by laws on nature conservation, which hardly regard the possibilities and limits of entomology, will be pointed out. As the only positive example for Austria the law on nature conservation or rather the nature conservation regulation of the state of Tyrol can be given, which actually considers entomological research.

Preparation methods are still relevant compared to then. But here I will repeat the paragraph as well as the illustration of SAKAGAMI et al. (1974), to whom I dedicate this publication. While the preparation of butterflies has always been a matter of course, collectors of bees have mostly neglected this domain. The indication of geographic coordinates on the specimen labels should be a matter of course since GPS navigation devices became affordable even for amateurs. I will give an account of my experiences concerning the abilities as well as the limitations of these devices in the field of Entomology, a barometric altimeter therefore is still necessary. It is appropriate also to indicate biotope affiliation and visited flowers on the label. Further information on the making of specimen labels is given, with special reference to acid-free paperboard.

Microscopic technology used for observation and photography has made enormous progress. For accurate work it is essential to use measuring facilities as well as soft light in order to protect the eyes.

K e y w o r d s : Hymenoptera, Apoidea, collecting, preparation, examination with the microscope.

Einleitung

Im allgemeinen Teil eines früheren Artikels über Bestimmungstabellen der Gattungen der europäischen Halictidae habe ich auch einen ausführlichen Abschnitt über das Sammeln, Präparieren und Mikroskoptechnik zum damaligen Stand veröffentlicht (EBMER

© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

1987). In den letzten zwanzig Jahren hat sich allerdings viel verändert: Das Sammeln von Insekten ist geradezu ein unanständiges Wort und durch die entomologische Forschung weithin nicht berücksichtigende Naturschutzgesetze kriminalisierte Tätigkeit geworden. Positiv verändert gegenüber damals haben sich neue und auch für den Amateur zugängliche und finanziell erschwingliche technische Methoden wie Messung der Koordinaten der Fundorte mit GPS-Geräten, Erstellen von Fundortetiketten mit Computern und leistungsfähigen Druckern, durch neue Glassorten und mit leistungsfähigen Rechnern ungemein verbesserte Optiken der Stereomikroskope.

Leider kaum verbessert hat sich die Mühe der Präparation durch die meisten Sammler: Bei Bestimmungssendungen sind die Hymenopteren noch immer nur mehr oder minder schlecht genadelt, nicht präpariert und hängen wie die Wasserleichen auf der Nadel. Präparieren ist kein Selbstzweck, sondern sauber präparierte Exemplare erleichtern ungemein die Determination und sind auch ein Zeichen der Kultur, wie wir Entomologen mit den Insekten als Lebewesen im Dienst der Wissenschaft umgehen. Bei Schmetterlingen ist eine saubere Präparation eine Selbstverständlichkeit, und im anderen Extrem wird deren Präparation fast wie ein Kult betrieben. Die Sammler von Hymenopteren mögen sich davon einiges als Vorbild nehmen. Dieser Beitrag ist aus meiner 45jähriger Erfahrung an Wildbienen geschrieben und ist diesen Insekten gewidmet. Doch ich meine, die Abschnitte Präparation und Mikroskoptechnik sind auch für andere aculeate Hymenopteren und Symphyta zutreffend, nur für die sogenannten Mikrohymenopteren sind andere Techniken nötig. Ich beschränke mich auf die Methoden der klassischen Taxonomie und weite nicht auf genetische Untersuchungen aus, deren Labortechnik für einen Amateur einige Nummern zu groß wäre.

Erstmals über Sammeln, Präparation und dazu noch Methoden faunistischer Erhebungen publizierten SAKAGAMI et al. (1974) für Schüler und Studenten in einer hierzulande wirklich unbekannten Zeitschrift auf Japanisch mit englischer Kurzfassung. Jedoch sind die Zeichnungen für richtiges oder falsches Präparieren auch ohne Kenntnis der Sprache so gut kenntlich, dass ich diese Bildtafel 10 von SAKAGAMI et al. 1974 mit ausdrücklicher Erlaubnis des Autors in meine Publikation von 1987 aufnehmen durfte. Ein neuerlicher Abdruck in dieser Publikation ist sicherlich im Sinne des Autors, der immer mit einer großen Liebe zur Natur und den Lebewesen diese den nachrückenden Generationen erschließen wollte. Es ist für mich auch ein Anlass, diese Publikation meinem langjährigen Freund und apidologischen Partner in Japan, Hokkaido-Universität von Sapporo, Prof. Dr. Shôichi F. Sakagami posthum zu widmen, der am 4. November 1996 plötzlich verstorben ist (TADAUCHI et al. 1998). Wir haben immerhin 25 Jahre intensiv an den Halictidae zusammen gearbeitet und viel gemeinsam publiziert.

In der neueren Literatur in Europa gab erstmals DATHE (1980: 212-213) Hinweise über Präparation und Messungen am Beispiel der Bienengattung *Hylaeus*. Einige Hinweise zum Sammeln und Präparation von Bienen gab nach meiner ausführlichen Publikation kurz AMIET (1996: 7-8), ausführlicher WESTRICH (1989: 444) und nur in wenigen Sätzen MÜLLER et al. (1997: 52), doch alle Autoren gaben zur Präparation keine Illustration.

Sammeln

Jeder wird seine eigenen Erfahrungen zum Sammeln machen müssen. Für den interessierten Amateur möchte ich hier nur einige Hinweise geben, die in vielen Punkten auch für andere Gruppen an aculeaten Hymenopteren gelten.

© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Biotope

Das Aufsuchen von Biotopen kann nicht gelehrt werden. Hier hilft nur eine Vertiefung in die Lebensräume der Bienen, wie sie MÜLLER et al. (1997: 17-32) kurz gefasst, aber mit Farbfotos illustriert publiziert haben. Sehr ausführlich mit vielen Farbfotos schildert WESTRICH (1989: 22-109) die Lebensräume der Bienen am Beispiel von Baden-Württemberg. Doch die ersten instruktiven Hinweise für Anfänger in der neueren Literatur zum Sammeln von Bienen in Mitteleuropa am Beispiel von Oberösterreich gaben HAMANN & KOLLER (1956) und HAMANN (1960): Grundsätzlich Plätze mit einem reichhaltigen Blütenangebot: Magerwiesen, selbst Straßenböschungen, trockene und südexponierte Waldränder, aufgelassene Sandgruben, Steinbrüche nur, wenn auch ausreichend Feinmaterial vorhanden, vor allem trockene Löss- und Lehmhänge sind im zersiedelten und überkultivierten Mitteleuropa noch immer die besten Plätze, um ein reicheres Artenspektrum anzutreffen. Hylophile Arten (Waldrandarten, Waldlichtungsarten) sind in der Paläarktis wenig vertreten und nur in floristisch artenreichen Wäldern mit offenen Strukturen oder in Waldsteppen zu finden. Von den Fichtenmonokulturen wenden sich alle Bienen "mit Grausen" ab, denn die sind eigentlich keine Wälder, sondern forstliche Mais-Äcker. Reine Feuchtbiotope sind für Halictidae wie alle Bodennister unter den Bienen unergiebig, weil sie für ihre Nistplätze trockene Böden benötigen. Im Gebirge sind unvergraste Hänge mit feinem grusartigem Schutt und vielen Blüten meist erfolgversprechend, aber auch hier gibt es oft auf schönsten Plätzen aus unerfindlichem Grund nichts zu finden.

Besonderer Wert für das Auffinden gerade der Halictidae (bei anderen Bienenfamilien weniger deutlich ausgeprägt) bildet die Kenntnis des Bodens: trockene und leichte Böden werden immer vor schweren und nassen bevorzugt, kalk- oder magnesiumhaltige Böden vor solchen aus Kristallin, Schiefer oder schweren Tonerden. Bei Kristallinuntergrund gibt es gute Besiedlung nur bei ausreichender Verwitterung der oberen Schichten und schon Spuren von Karbonaten im Gestein ergeben ein reicheres Artenspektrum. Ein Blick auf die geologische Karte eines Sammelgebietes kann vor Enttäuschungen bewahren. Dazu ein markantes Beispiel: In Österreich gelten die Sausal-Berge im Süden der Steiermark als ein beliebtes Sammelgebiet für Schmetterlinge. Vielfältiger Mischwald aus Eiche, Edelkastanie und Föhre geben interessante Biotope. Für Halictidae ist das Gebiet sehr unergiebig, denn geologisch herrscht Schiefer vor. Natürlich ist so ein Gebiet für Bienen, die in Pflanzensubstraten nisten, sehr interessant.

Jahres- und Tageszeit

Dass sonniges Wetter zum Beobachten, Fotografieren und Sammeln für heliophile Tiere wie die Apoidea notwendig ist, dürfte sich von selbst verstehen. Jedoch gibt es in Mitteleuropa trotz Sonne Wetterlagen, etwa trockener Ostwind, bei denen kein rechter Anflug aufkommt. Warmer Süd- bis Westwind ist von Vorteil und oft herrscht vor dem Aufzug einer Schlechtwetterfront bei schleierverhangener Sonne noch reger Anflug. Um beide Geschlechter von *Halictus* und *Lasioglossum* zu bekommen, gilt als günstigste Jahreszeit in Mitteleuropa, aber auch in den Gebirgen Südeuropas der Juli und August, also gegenüber anderen Bienengruppen eine relativ späte Zeit, für Rophitinae (Syn: Dufoureinae) der Juni. Die Masse der *Andrena*- und *Nomada*-Arten, aber auch die Osmiini sind vom Vorfrühling bis in den Mai anzutreffen, doch andere Megachilidae sind sowohl in Mittel-

© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

als auch Südeuropa Hochsommerarten. Für den Systematiker sind die Gebirge des Südens bei den Halictidae, aber auch bei manchen Colletidae, Andrenidae und Megachilidae von besonderem Interesse.

Den rechten Zeitpunkt für einen Gebirgszug im Süden zu finden, ist deswegen schwierig, weil auch dort und nicht nur in den Alpen die Länge des Winters und die Abschmelzzeit der Schneedecke in den einzelnen Jahren sehr stark schwanken. So war zum Beispiel der Chelmos (nördliche Peloponnes) in der Gipfelregion Anfang Juli 1974 nur mehr mit ganz geringen Schneeresten versehen, am 1. August 1976 gab es aber noch große Schneeflecke bis 1800m herab.

Ein erfolgreiches Beobachten und Sammeln hängt von so vielen Faktoren ab, dass ich trotz jahrzehntelanger Beschäftigung mit den Halictidae und anderen Bienen immer wieder Überraschungen erlebe, warum gerade an diesem Platz, bei diesem Wetter oder dieser Jahreszeit der Anflug besonders gut oder schlecht war. Jeder Entomologe wird vernünftigerweise zuerst einmal die artenärmere mitteleuropäische Fauna kennen lernen und hier Erfahrungen sammeln.

Gesetzliche Beschränkungen des Sammelns von Bienen

Auslöser für gesetzliche Beschränkungen des Sammelns waren vor allem jene kommerziellen Sammler großer und auffälliger Insekten, insbesondere Schmetterlingen und Käfern, die damit auf diversen Insektenbörsen Geschäfte machten. Der Rückgang zum Beispiel auffälliger Tagfalterarten in Mitteleuropa in den Jahren nach dem Zweiten Weltkrieg ist heute allgemein anerkannt den großflächigen Umstellungen in der Land- und Forstwirtschaft zuzuschreiben. Viele Tagfalter der artenreichen Wiesen mit ein- bis zweimaliger Mahd sind in den letzten Jahrzehnten verschwunden, weil diese Wiesen in artenarmes und überdüngtes Grünland oder in mittleren montanen Lagen in Dauerweiden umgewandelt wurden. Doch war und ist es allesamt leichter, diesen Rückgang auffälliger und in der Öffentlichkeit sehr positiv wahrgenommener Insekten "unersättlichen Sammlern" in die Schuhe zu schieben, wie der exzessive Artenschutz der österreichischen Naturschutzgesetze, bzw. deren Verordnungen dazu, am Beispiel Schmetterlinge besonders zeigt.

Beispiel Oberösterreich in Anlage 3 "Geschützte Tiere", bei den Schmetterlingen als Beispiel geschützt "Alle Arten an Edelfalter - Nymphalidae". Darunter fallen die überhaupt nicht gefährdeten Arten wie Kleiner Fuchs (*Aglais urticae*), Tagpfauenauge (*Inachis io*) oder jahrweise stark schwankende Wanderfalter (*Vanessa cardui*), alles Arten, die ein Einstieg zum Beobachten, Züchten und Präparieren für den entomologischen Nachwuchs wären; oder der immer seltene Große Fuchs (*Nymphalis polychloros*), niemand weiß, warum er er so selten ist; oder *Melitaea/Mellicta*-Arten, von denen viele nicht einmal der Spezialist im Freien sicher ansprechen kann und sie zur sauberen Determination unter dem Mikroskop mitnehmen muss. Das nur ein Beispiel an nur einer Schmetterlingfamilie, wie unsinnig pauschale Artenschutzbestimmungen sind.

Einzig die Naturschutzgesetze, bzw. die Verordnungen im Bundesland Tirol versuchen, die entomologische Forschung einzubinden. War in den früheren Fassungen die Mitnahme von bis zu drei Exemplaren pro Art an Schmetterlingen für die eigene Sammlung erlaubt, ausgenommen dem wirklich als Art geschützten Matterhornspinner *Holarctia cervini* (FALLOU 1864), so musste das wegen der FFH-Arten der Europäischen Union

© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

(Anlage 5 der Verordnung) geändert werden. Doch in der Verordnung §5(3)a ist immer noch von Rechts wegen die Möglichkeit des "Fangens ... geschützter Arten mit Ausnahme des Matterhornspinners in dem für diesen Zweck unbedingt notwendigen Forschungs- und Lehrzwecken durch naturwissenschaftliche Kräfte von Forschungsanstalten bzw. sonstigen Personen im Auftrag und unter Anleitung solcher Anstalten ..." der in Anlage 6 genannten geschützten Arten enthalten. Damit sichert sich das Bundesland Tirol mit den Fachleuten im Museum Ferdinandeum Innsbruck die Möglichkeit, entomologischen Nachwuchs unter Schülern und Studenten heranzuziehen, ohne die ganze Landesbürokratie für diverse Ausnahmegenehmigungen in Bewegung setzen zu müssen.

Der falsch verstandene Artenschutz führte in Deutschland vor Jahren sogar zum Verbot des Sammelns aller Wildbienen. Dabei haben namhafte Entomologen gutgläubig durch Erstellen "Roter Listen" mitgewirkt. Die Gefährdung einzelner Arten zu erforschen ist ja durchaus richtig. Gerade die Wildbienen sind gute Indikatoren für die Biodiversität und deren Gefährdung etwa durch Umwidmung von südexponierten Magerwiesen in Bauland. Doch diese "Roten Listen" führten zu Artenschutz von Arten, die im Gelände außer den wenigen Spezialisten ohnehin niemand findet oder gar im Freien kennen kann, denn auch die Spezialisten müssen die meisten Bienenarten für die sichere Determination unter dem Mikroskop mitnehmen. Solche Artenschutzgesetze helfen keiner einzigen Bienenart zum Überleben, sondern dienen nur Politikern als Alibiaktionen, Verwaltungsjuristen als Arbeitsplatzsicherung für die gnädige und bürokratische Erteilung von Sammelgenehmigungen und ahnungslosen Naturschützern für "Methode Käseglocke" über geschützte Gebiete: Wie sollen Schutzmaßnahmen in ihrer Wirkung oder Wirkungslosigkeit weiter beobachtet werden, wenn die Indikatoren dafür nicht mehr untersucht werden können und dürfen?

Gegen diesen unsinnigen Artenschutz in Deutschland, im Speziellen Bayerns, schreibt regelmäßig der Präsident der Münchner Entomologischen Gesellschaft, Prof. Dr. Ernst-Gerhard Burmeister im Nachrichtenblatt bayerischer Entomologen mehr oder minder erfolgreich an, zuletzt "Der aussterbende Insektensammler, kein Ende der Jagd" (BURMEISTER 2008). Besonders bedenklich ist damit die Ausschließung des entomologischen Nachwuchses, denn wie sollen Schüler oder Studenten, die noch keine wissenschaftlichen Publikationen vorweisen können, Sammelgenehmigungen bekommen? Und wenn es keine Entomologen im Bereich Taxonomie mehr gibt, gibt es niemanden, der geschützte Gebiete weiterhin auf ihre entomologische Biodiversität untersuchen kann.

Als in den 1980iger Jahren "Rote Listen" große Mode wurden und auch ich für Österreich diesbezüglich zur Mitwirkung bei den Bienen angesprochen wurde, habe ich mich immer standhaft geweigert, den Namen nur einer einzigen Biene als "schützenswert" zu nennen, um nicht zum unsinnigen Artenschutz beizutragen. Das hat sich wirklich gelohnt. Mir ist in 45 Jahren apidologischer Forschungstätigkeit kein einziger Fall bekannt geworden, dass eine Bienenart durch Sammler so dezimiert worden wäre, dass eine lokale Populationen ausgerottet wurde. Dazu sind wir Apidologen viel zu wenige und keine Sammler als solche, sondern allesamt wissenschaftlich verantwortlich tätig; weiters sind Bienen keine Verkaufsobjekte auf Insektenbörsen. Doch wir müssen "die Suppe auslöffeln, die Sammler auffälliger Insekten als Handelsobjekte eingebrockt haben", und unsere Tätigkeit in einzelnen Biotopen von selbsternannten "Naturschutz-Sheriffs" kriminalisieren lassen.

Ein Sonderfall in Österreich war das Bundesland Kärnten. Zwar wurde im Titel der

© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Publikation auch der Begriff "Rote Listen gefährdeter Tiere Kärntens" verwendet, aber ich habe die Einladung zur Mitarbeit nur angenommen, die Bienen dieses Bundeslandes zu bearbeiten, weil nach diesen Zielsetzungen keine einzige Biene als Art geschützt würde. Vielmehr wurde die Biotopzugehörigkeit der einzelnen Arten nach Möglichkeit gegeben, um eventuell einzelne Biotope unter Schutz zu stellen (EBMER 1999: 239-266).

Ergänzen möchte ich noch dazu meine langjährige Erfahrung in Südeuropa, insbesondere in Griechenland: Die um vieles artenreichere mediterrane Bienenwelt ist in den letzten Jahrzehnten besonders gefährdet durch massiven Herbizideinsatz in der Landwirtschaft, vor allem in den Ölbaumgärten. Nur mehr selten sind naturnahe und damit blumenreiche Ölbaumkulturen zu finden und damit viele Arten an Bienen. In den montanen Regionen ist die Überweidung mit Schafen und Ziegen teilweise katastrophal: montane Matten werden zur Steinwüste niedergefressen, die Insektenfauna auf Reste dezimiert bis wirklich lokal ausgerottet.

Sammeltechnik

Auch für die Sammelausrüstung und Technik wird jeder seine Erfahrungen machen müssen; hier nur einige Anregungen für den Anfänger:

Der Durchmesser des Netzbügels wird sich je nach persönlicher Vorliebe auf 20-30 cm belaufen. Das Netz muss aus weißem Stoff bestehen, damit nach dem Drüberschlagen die Hymenopteren ins Netz auffliegen. Dieser Stoff muss sehr fein und dicht sein, damit kleine Arten nicht durchschlüpfen können, und wegen des Verfangens an Dornen möglichst reissfest. Am besten haben sich Stoffe aus Kunstfaser bewährt, die so dicht sind, dass auch ganz kleine Hymenopteren wie Chalcididae gesammelt werden können. Zu beachten ist, dass diese Stoffe möglichst matt, ohne glänzende Appretur versehen, damit das Sonnenlicht am Stoff möglichst wenig reflektiert und die Insekten auf der anderen Seite gut zu sehen sind. Die Umfassung des Netzbügels soll aus deutlich festerer Kunstfaser bestehen, weil durch das Zuschlagen hier der Verschleiss besonders hoch ist. Aus praktischen Gründen kann ich nur zu den bei entomologischen Fachfirmen angebotenen zusammenlegbaren Netzbügeln raten. Die Länge der Netzstange ist wieder aus der persönlichen Erfahrung zu gewinnen, etwa 50-100 cm. Für die Weidenblüte im Frühling sind lange teleskopartig ausziehbare Stangen aus Aluminium sinnvoll, wie sie von Reinigungsfirmen angeboten werden. Beim Abstreifen von Blüten kommen oft viele Exemplare auf einmal ins Netz. Damit diese nicht entkommen, können mit vorsichtigem Druck auf den Thorax die Tiere so weit bewegungsunfähig gemacht werden, dass sie nicht mehr entfliehen und ins Tötungsglas gebracht werden können. Stiche der Weibchen sind nicht zu bagatellisieren, denn es können damit Sensibilisierungen für Allergien eintreten. Wer einzelne Exemplare lebend für Fotografien mitnehmen will: das Transportglas innerhalb des Netzes immer so halten, dass der Boden des Glases Richtung Sonne zeigt - die heliophilen Bienen fliegen so schnell ins Glas und es kann verschlossen werden. Von Exhaustoren rate ich dringend ab. Niemand weiß, welche Keime sich auf einzelnen Insekten befinden und so am sichersten in den menschlichen Atemwegen landen.

Als Tötungsmittel rate ich einzig zu Essigsäureethylester ("Essigäther"), von Cyankali rate ich ab. Es ist bekannt, dass Cyankali die Gelbfärbung von Faltenwespen auf rot ändert und damit manche Determinationsirrtümer ausgelöst hat. Auch die Gelbfärbung der Männchen der Halictidae (Ende des Clypeus, Fühler, Beine), vor allem aber die ausgedehnt gelb gefärbten Anthidiini und Nomadinae können von gelb auf rot verfärbt

© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

werden. Daraus folgen bei den Halictidae zwar kaum Irrtümer bei der Determination, aber Cyankali hat noch einen anderen, weit schwerwiegenderen Nachteil: die Tiere verkrampfen sich im Sterben derart, dass sie beim Aufweichen und bei der Präparation Schwierigkeiten bereiten. Der Hauptnachteil des Essigäthers ist, dass die Tiere nass werden können und die Behaarung verklebt. Gerade der Anfänger neigt dazu, zuviel Flüssigkeit ins Glas zu geben. Deswegen rate ich auch ab, das Filterpapier im Inneren des Tötungsglases mit Essigäther zu befeuchten. Ich verwende Glasgefäße von ca 5-6 cm Durchmesser und ca 9-10 cm Höhe (Verpackung von Kindernährmitteln) mit einem durchbohrten Korkstöpsel. Die Bohrung ist mit Watte angefüllt, oben mit einem ganz kleinen Kork verschlossen und unten eine mehrfache Stofflage, die durch Nägel im großen Korkstöpsel befestigt ist. Nur wenige Tupfer mit Essigäther auf die Mitte der Stoffauflage und dahinter die Watte in der Bohrung genügen! Ins Glas selbst kommen feine Zellstofflagen aus zerlegten Papiertaschentüchern, die auftretende Kondensfeuchtigkeit möglichst aufsaugt und die Tiere vor dem gegenseitigen Beschädigen bewahrt. Wer große Bienen wie Hummeln oder Anthophoridae sammelt, möge beachten, dass diese im Tötungsglas meist viel Nektar erbrechen und damit andere kleinere Bienen im Glas verkleben und beschmieren. Ganz besonders abzuraten ist, Hymenopteren zusammen mit Schmetterlingen ins selbe Tötungsglas zu geben. Solche Hymenopteren sind dann mit einer Unmenge Schmetterlingschuppen beklebt, und die Reinigung solcher Exemplare unter dem Mikroskop ist eine unnötige und zeitraubende Arbeit. Abgetötete Exemplare gebe man in kleine Röhrchen oder in Schachteln zwischen Zellstoff aus zerlegten Papiertaschentüchern.

Handfang mit Netz ist eindeutig vorzuziehen, denn damit kann Verhalten und vor allem Blütenbesuch festgestellt werden. Sammeln in Farbschalen lehne ich ab: Es werden damit undifferenziert Massen an Exemplaren getötet, durch die verwendeten Flüssigkeiten wird die bei vielen Bienenfamilien taxonomisch wichtige Behaarung beschädigt bis zerstört sowie das Körperfett wird herausgelöst und damit ist späteres Präparieren der Genitalien der Männchen kaum mehr möglich. Unerlässlich ist es, alle Daten in ein handliches Exkursionsbuch zu notieren - siehe dazu der Abschnitt über Fundortetiketten.

Am Abend eines Sammeltages müssen die gesammelten Exemplare für den Transport verpackt werden. Wenn genügend Platz und Zeit, können die Tiere gleich genadelt und in Transportschachteln gegeben werden. Bei Flugreisen ist nur wenig Platz im Gepäck und die Tiere werden in gutschließenden Kunststoffdosen am besten zwischen Lagen aus Zellstoff gelegt, mit ein wenig Naphthalin oder Thymol als Schutz gegen Schimmel. Die fasernde Baumwollwatte hat in der Entomologie nichts verloren. Beim Herausnehmen der Tiere bleiben die Beine mit den Klauen in der Baumwollwatte hängen und brechen ab. Zu jeder Lage von Tieren zwischen dem Zellstoff kommt ein provisorischer Fundortzettel. Die Deckel der Transportdosen müssen sehr gut schließen, denn in vielen Quartieren im Süden streunen Ameisen, insbesondere *Monomorium* herum, die sich nicht nur an den Touristenproviant heranmachen, sondern auch an die gesammelten Tiere. Blechdosen wären an sich gegen Transportbeschädigungen besser, erwecken aber das Misstrauen bei den Röntgenkontrollen auf den Flughäfen, so dass Dosen aus durchsichtigem Kunststoff in jedem Fall besser sind.

© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Präparation

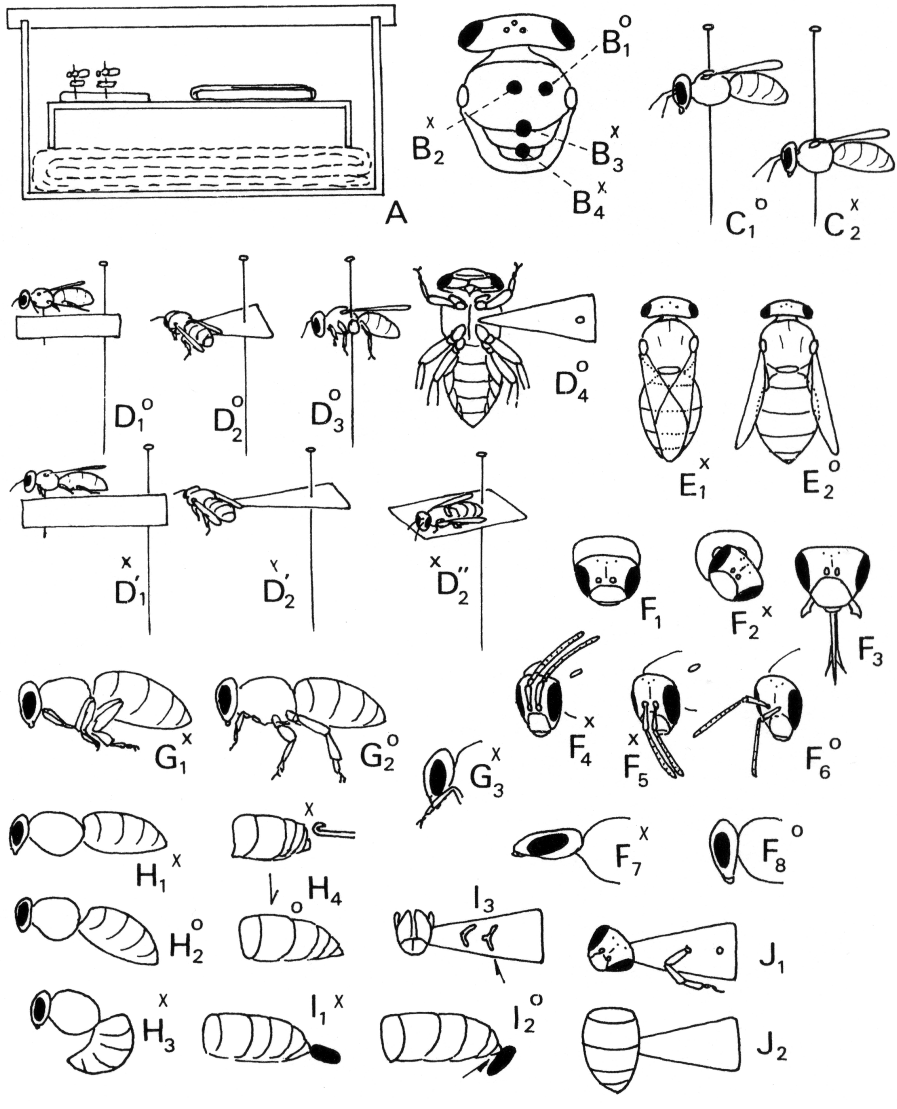

Abb. nach SAKAGAMI et al. (1974: 21): Richtige (o) und falsche (x) Präparation: (**A**) Aufweichen trockener Exemplare in Weichdose. (**B**) Nadeln rechts der Mitte im Thorax. (**C**) Höhe der Nadelung. (**D**) Verwendung von Plättchen zwischen Nadel und Insekt. (**E**) Flügelstellung. (**F**) Stellung von Kopf und Fühlern. (**G**) Stellung der Beine. (**H**) Stellung des Hinterleibs. (**I**) Stellung des Genitals nach der Präparation. (**J**) Ankleben abgebrochener Körperteile.

Zum Lernen des Präparierens helfen Aufsammlungen am eigenen Wohnort, denn dabei können die gefangenen Exemplare gleich frisch aufgearbeitet werden. Die auf Reisen gesammelten Exemplare müssen erst aufgeweicht werden. Es werden zwar Chemikalien

© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

angeboten, die die toten Insekten auf längere Zeit weich halten und besonders bei Käfern verwendet werden. Wegen der Verklebung der Behaarung rate ich von dieser Methode unbedingt ab. Je nach Menge der aufzuweichenden Exemplare kann eine Plastikschachtel oder ein kleines Glasaquarium verwendet werden, in das unten einige Zentimeter lauwarmes Wasser eingefüllt wird. Die aufzuweichenden Bienen werden in kleinen Plastikschachterln auf einen Styroporblock gelegt (nicht direkt auf das Styropor als Vorsorge vor Durchnässung), dazu ein wenig Naphthalin gegen Schimmelbildung. Zugedeckt wird der Behälter mit einer Holzplatte. Glas oder Plastik sind dazu nicht geeignet, weil sich darauf Kondenswassertropfen bilden, die auf die aufzuweichenden Exemplare herabfallen und sie durchnässen. Nach 6-12 Stunden wird das Wasser gewechselt, und nach weiteren 6-12 Stunden sind die Tiere zur Präparation weich genug. Je nach Austrocknung der Exemplare ist einige Erfahrung für gezieltes Aufweichen zu sammeln.

Bei den Nadeln rate ich zu den hellen aus rostfreiem Stahl. Diese haben zwar den Nachteil, dass der Stahl weicher ist und Nadeln der Stärke 000 sich zu stark biegen, und sie sind auch teurer, aber die schwarzen Nadeln sind trotz ihres Anstriches mit Rostschutzlack nicht rostsicher. Bei einem späteren Aufweichen von Exemplaren, etwa zu einer Genitaluntersuchung, kann sich Rost sehr unangenehm bemerkbar machen. Als Nadelstärke rate ich 1 oder 2 für die größeren Arten, Stärke 0 bei den mittleren Arten von 8-10 mm Körpergröße, und Stärke 00 für die kleinen Arten. Vom Nadeln mit Minutien rate ich ab. Damit ist die Genitalpräparation der Männchen schwieriger und die Bauchseite nicht sofort untersuchbar. Bei den Halictidae sind auch bei den kleinsten Arten der *L. politum*-Gruppe Nadeln der Stärke 00 ausreichend.

Die Nadel ist auf einer Seite des Mesonotums durchzustechen (B1). Natürlich bekomme ich bei Bestimmungssendungen meistens zentral (B2) genadelte Stücke und habe in meinen Bestimmungstabellen bewusst auf Merkmale im Zentrum des Mesonotums verzichtet. Eine Nadelung (B3, B4) durch das Scutellum, vor allem aber durch das Propodeum zerstört für die Determination wichtige Teile. Das Tier ist so auf die Nadel zu stecken (C1), dass oben ein Drittel der Nadellänge heraussieht. Die Präparation auf Minutien (D1) und die dabei verwendeten Klötzchen aus Pflanzenmark sind nicht zu empfehlen; sie beginnen sich an der Nadel zu drehen und verursachen zusätzliche Klebearbeit. Sehr kleine Arten können auch auf Kartonspitzen (D2, D4) oder lateral an der Nadel aufgeklebt (D3) werden. Diese Form der Präparation ist zwar in Europa nicht recht üblich, aber es bleibt dabei immer eine Mesopleurenhälfte für die Determination untersuchbar und das Mesonotum wird nicht beschädigt.

Beim nun genadeltenen Exemplar wird darauf geachtet, dass der Hinterleib nicht zu sehr eingezogen ist und er wird gegebenenfalls in natürliche Stellung gebracht (H4). Die Mundteile brauchen nur in Sonderfällen präpariert werden, das ist besonders bei der Gattung *Dufourea* anzuraten. Bei den Männchen der *H. tetrazonius*-Gruppe erleichtert die Öffnung der Mandibeln die spätere Determination; ähnlich ist die Öffnung der Mandibeln bei den Osmiini anzuraten. Bei den Männchen wird die Genitalkapsel sinnvollerweise nur unter dem Mikroskop herauspräpariert. Mit einer extrem spitzen Pinzette – siehe später unter Werkzeug – werden Endtergit und Endsternit geöffnet und die Genitalkapsel kann bei einiger Übung sofort herausgezogen werden. Zusätzlich ist eine Nadel in einem Griffel mit einem feinem Häckchen ein Hilfe, die Genitalkapsel herauszuziehen. Bei den meisten Apoidea genügt es, die Genitalkapsel soweit herauszuziehen, dass die Gonostyli gut sichtbar sind; nur bei *Andrena* muss oft auch die Basis der

© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Gonocoxiten sichtbar sein. Die Kapsel kann am Tier hängen bleiben. Ist aber beim Präparieren die Kapsel, meist bei Exemplaren älterer Aufsammlungen, so weit herausgegangen, dass sie beim Trocknen nicht mehr fest genug am Körper hängen bleiben würde und damit verloren ginge, so ist sie auf einem kleinen Karton aufzukleben (I2, I3). Das Aufkleben aber nach I3 halte ich nicht für ganz zweckmäßig. Ich klebe die Kapsel senkrecht nach oben stehend an der Gonobasis fest. Damit kann auch die Unterseite und vor allem die ventrale Gonostylusmembran gut untersucht werden. Dasselbe Ankleben an der Basis rate ich bei den Sterniten 7 und 8 der Rophitinae (Syn: Dufoureinae). Jedes Einbetten von Genitalteilen in Kanadabalsam oder ähnlichem Material zwischen Glas ist unzweckmäßig, denn eingebettete Organe werden gequetscht und in der Form verändert und sind nur mehr von zwei Seiten untersuchbar. Ebenfalls ist das Einlegen in diverse Aufhellflüssigkeiten abzulehnen, denn diese verharzen im Lauf der Jahre und machen das Präparat unbrauchbar.

Das genadelte und gegebenenfalls genitalpräparierte Exemplar wird nun in den Spannklotz gesteckt. Flache Styroporklötze sind praktisch und billig. Beim Einstecken in den Spannklotz ist zu achten, dass der Kopf in senkrechter Stellung bleibt (F8o) und nicht nach vorne gestreckt wird (F7x). Bei langköpfigen Arten wird mit der Pinzette ein kleines Lock in den Block gedrückt, damit der Kopf in senkrechter Lage bleibt. Es hat sich bewährt, das genadelte Tier auf den Klotz bis zum "Anschlag" zu stecken, und dann die Nadel ein klein wenig zurück zu ziehen. Damit hat der Kopf meist Platz für eine senkrechte Haltung. Ebenfalls ist der Hinterleib in leicht hängende Stellung zu bringen (H2o). Wird der Hinterleib nach oben gepresst (H1o), ist das Propodeum zur Determination meist zu wenig sichtbar.; ein nach unten hängender Hinterleib (H3x) ist ebenfalls zur Determination unpraktisch. Der Kopf soll natürlich gerade stehen (F1), nicht verdreht (F2x). Nun werden die Fühler und Beine gerichtet. F6o zeigt die richtige Fühlerstellung, damit die Gesichtsskulptur zur Untersuchung frei bleibt. Die Beine sind ebenfalls so zu richten (G2o), dass Mesopleuren und Wangen der Untersuchung zugänglich bleiben. Meistens bleiben die Beine am rauhen Styropor gleich in der Haltung, die man ihnen mit der Pinzette gibt, ansonsten wird mit Minutien fixiert. Zuletzt werden die Flügel in leicht nach außen geneigter Stellung (E2o) zwischen zwei Minutien oder Nadeln fixiert, damit die Tergite gut sichtbar bleiben. Zum Aufrichten der Flügel bewährt sich meistens, mit einer spitzen Pinzette beiderseits der Nadel leicht auf den Thorax zu drücken - die Flügel richten sich dann meist in natürliche Stellung auf -, und mit der zweiten Pinzette werden die Minutien zum Fixieren der Nadel gesteckt. Brechen Teile ab, können sie bei einiger Übung unter dem Mikroskop wieder angeklebt werden; ansonsten werden diese Teile auf Plättchen geklebt (J1, J2). Die Trocknung muss wegen der Gefahr von Schädlingsbefall im absolut verschlossenen Schrank geschehen und dauert je nach Größe der Exemplare und Luftfeuchtigkeit zwei bis sechs Wochen.

Zum Reinigen von verschmutzten Chitinstrukturen, etwa durch erbrochenen Nektar, empfehle ich Dichlormethan – CH_2Cl_2: ein ca. 1mm dickes und 5 mm langes Röllchen aus Papiertaschentücher-Zellstoff, mit spitzer Pinzette unter dem Mikroskop in die Flüssigkeit getaucht und sorgfältig über die verschmutzte Stelle gestrichen, reinigt unglaublich. Selbst anliegende Behaarung kann dadurch gereinigt werden. Rasch arbeiten, denn die Flüssigkeit hat einen Siedepunkt von 40° und verdunstet sehr schnell. Natürlich gut lüften, aber minder giftig. Xylol, dass mir früher als Reinigungsmittel genannt wurde, reinigt viel weniger wirksam und ist viel giftiger.

© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Die alten Mittel wie Naphthalin oder Mirbanöl sind nur ein ganz schwacher Schutz gegen Schadinsekten, nützen kaum gegen den Museumskäfer und verstinken nur das Haus oder die Wohnung. Bewährt haben sich Lindanpräparate, die aber meistens nicht mehr erhältlich sind und in der Wohnung gefährlich. Bei den Chemikalien als prophylaktische Mittel gegen Schadinsekten ist gegenwärtig alles so sehr in Fluss, dass einzelne Präparate in entomologischen Publikationen nicht mehr genannt werden können. Bei Bestimmungssendungen ist es ratsam und für den Entomologen sehr gesundheitsschonend, die Behälter zum Abtöten von Schadinsekten mindestens eine Nacht in die Gefriertruhe mit mindestens - 18° zu geben.

Fundortetiketten - nötige und wünschenswerte Angaben

Ein entomologisches Sammelobjekt ist bekanntlich nur mit Etikett mit Fundort und Sammeldatum wissenschaftlich brauchbar und das steht in jedem entomologischen Lehrbuch. Staat oder Land, auch abgekürzt mit den internationalen Autokennzeichen, Provinz/Region, und kleine Orte mit Angabe von Kilometer und Himmelsrichtung von jenen größeren Orten, die in heutigen Standard-Atlanten (Times Atlas) verzeichnet sind, sowie Höhenangabe und Datum. Das war der Standard bis Mitte der 1990iger-Jahre.

Im Zeitalter von finanziell erschwinglichen GPS-Geräten wäre die Angabe der Koordinaten auf dem Fundortetikett eine Selbstverständlichkeit. Leider wird auf diesem Gebiet von manchen Sammlern noch immer "entomologische Steinzeit" produziert. Im Winter 1995/96 sind die Preise für GPS-Geräte in Österreich auffällig auf ein erschwingliches Niveau gefallen, und seit dem Frühling 1996 sind bei meinen Aufsammlungen die Angabe der Koordinaten eine Selbstverständlichkeit. Es ist empfehlenswert, die Koordinaten nach dem klassischen 360°-System in der Unterteilung von 60 Minuten und 60 Sekunden zu geben! Sowohl die sehr genauen Landkarten 1:50.000 des Bundesamtes für Eich- und Vermessungswesen in Wien (und Analoges gilt für die genauen Landkarten der Schweiz und Deutschlands und neuerdings weiterer Länder in der Europäischen Union) als auch die Internationalen Fliegerkarten (Tactical Pilotage Chart, herausgegeben von Defense Mapping Ageny Aerospace Center, St. Luis, Missouri) 1: 500.000, unverzichtbar für Funddaten etwa aus Zentral- und Ostasien, folgen dem klassischen 1 Grad zu 60-Minuten-System. Eine Angabe der Minuten in Komma-Grad auf Fundortetiketten ist für die Suche oder Übertragung in Landkarten kontraproduktiv und verwirrend. Die Schreibweise von Grad, Minuten und Sekunden braucht nicht mit Ringerl, Stricherl und Doppelstricherl geschehen - die dient nur zur Sekkatur der Schüler. Der Times-Atlas gibt die Schreibweise sehr einfach mit Punkt zwischen Grad und Minuten (und entsprechend Sekunden), nur rate ich, der schnelleren Lesbarkeit die Himmelsrichtung voranzustellen, zum Beispiel N48.18.39 E14.14.31 die Koordinaten meines Gartens. Keine Himmelsrichtung vor Grad/Minuten anzugeben, ist ganz großer Unfug, denn im Bereich Türkei und Syrien, um ein Beispiel aus der Westpaläarktis zu nennen, treffen die Zahlen nördliche Breite und östliche Länge zusammen.

Die Positionsberechnung wird mit amerikanischen Militärsatelliten durchgeführt, bei denen für den zivilen Bereich eine immer wechselnde Verfälschung der Signale vorgenommen wurde, die bei Höhenangaben bis $\pm$ 180m betragen konnte - so von mir bei genauen Geländekoten gemessen während des Kosovo-Krieges und der Bombardierung Belgrads. Nach Medienberichten soll seit 2. Mai 2000 für den zivilen Bereich die Verfälschung beendet worden sein, so dass mit guten GPS-Handgeräten eine Genauigkeit auf

© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

± 10m auch in der Höhe gegeben wäre. Ich habe jedoch beobachtet, dass während des Luftkrieges über dem Iraq die Höhenangaben wieder massiv verfälscht waren.

Aus praktischen Gründen empfehle ich nach wie vor, für die rasche Messung der Höhe einen barometrischen Höhenmesser zu verwenden, sofern er immer an sicheren Referenzpunkten nachjustiert wird. Einmal ist die Höhe sofort abzulesen; es braucht nicht das GPS-Gerät eingeschaltet werden und dann heißt es warten, bis die Anzeige kommt. Vor allem im Wald, selbst in Lichtungen, an steilen Hängen und Schluchten, sind oft viel zu wenig Satellitensignale in ausreichend geometrischer Stellung vom Gerät erreichbar, um Koordinaten oder gar die Höhe angezeigt zu bekommen. Das GPS-System ist vor allem für die See- und Luftfahrt entwickelt, gut für Wüsten und Steppen mit weitem Horizont, aber im schluchtenreichen Gebirge und dichten Wald hat das System seine Grenzen. Aus langjähriger Erfahrung im Bereich der montanen und hochmontanen Entomologie, des Wanderns ohne Markierungen und Wege auch und vor allem in Griechenland, kann ich nur warnen, seine Orientierungsmöglichkeit im weglosen Gelände allein auf das GPS stützen zu wollen. Stabiles Wetter mit guter Sicht, möglichst genaue Landkarte, viel Erfahrung in Orientierung (und damit nur in seltenen Extremfällen Benützung des Kompass) und vor allem barometrischer Höhenmesser sind nach wie vor unverzichtbar.

Speziell für Bienen ist es wertvoll, auf dem Fundortetikett auch die Biotopzugehörigkeit anzugeben, natürlich nur in großen Zügen und ohne aufwendige pflanzensoziologische Untersuchung. Ich wähle dazu gerne die Höhenzonen in Bezug leicht kenntlicher Bäume, die auch in Südeuropa für das Vorkommen der einzelnen Arten recht aussagekräftig sind, wie *Olea*-Zone, *Quercus*-Zone, ... *Cupressus*-Zone auf Kreta bis zur *Astragalus*-Zone im Gebirge.

Einerseits sehr wertvoll sind die Angaben über Blütenbesuch auf den Fundortetiketten, doch müssen diese kritisch gesichtet und differenziert werden in beobachtetes Pollensammeln oder nur in Besuch von Blüten für die eigene Nahrungsversorgung. WESTRICH (1989: 264-391, hier Liste der Pollenquellen, sowie Pollenuntersuchungen auf den Seiten 446-450) hat für eine differenzierte Beobachtung sehr deutliche Worte publiziert, sowie eine kurze Information bei MÜLLER et. al. (1997: 42-45).

Form und Herstellung der Fundortetiketten

Für die Größe der Etiketten gibt es keine Regeln. Sind sie zu groß, brauchen sie zuviel Platz in der Sammlungsschachtel, sind sie zu klein, haben zu wenig Informationen Platz oder die Schrift wird bei der fotografischen Verkleinerung zu klein. Ich habe fotografisch angefertigte Etiketten gesehen, die so extrem verkleinerte Schrift aufweisen, dass die Texte eindeutig nur unter dem Mikroskop zu lesen sind. Wer solches als Sammler herstellt, pflanzt nur die Spezialisten, denen er seine Tiere zur Determination sendet. Bei fünfzeiligem Text bleibt bei einer Etikettenbreite von 8 mm die Schrift noch in einer Höhe von rund 4Punkt gut leserlich.

In meiner nun 55jähriger entomologischer Tätigkeit habe ich alle Methoden der Herstellung, bzw. Beschriftung der Etiketten praktiziert. Als Schüler und Student mangels anderer Möglichkeit fein und sorgfältig mit Zeichenfeder und Tusche oder Tinte geschrieben, dann mit einem Handdruckapparat mit Lettern und Druckerschwärze - wahrlich eine mühsame und zeitraubende Arbeit. Ab 1975 schrieb ich die Texte mit Schreibmaschine (ab 1984 mit elektrischer Schreibmaschine in Proportionalschrift, als Computer noch

© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

jämmerliche Nadeldrucker hatten) und ließ die Texte fotografisch verkleinern. Bald nahm ich diese Arbeit selbst völlig in die Hand, vom Entwickeln des Films bis zu den Abzügen, mit optimaler Wässerung und chemischem Klärbad die Fixierer abzubauen, um eine größtmögliche Archivfestigkeit zu erreichen. Die erreichte Kantenschärfe und der Kontrast lässt diese Etiketten noch fast besser lesen als die heute mit PC hergestellten. Mit Kopierer und Computer-Drucker habe ich in den 1990iger Jahren sehr lange experimentiert, um wenigstens annähernd so gut leserliche Etiketten wie auf fotografischem Weg zu erreichen. Ganz wichtig ist säurefreier Karton und dahinter ein zuverlässiger Lieferant, der auch die Zuverlässigkeit der Hersteller kennt. Natürlich ist nichts ewig auf dieser Welt, aber auf säurefreien Karton wird viel zu wenig bezüglich Haltbarkeit der Etiketten geachtet. Eine klare Schrift (Helvetica, Arial) ohne Serifen ist für die Lesbarkeit bei starker Verkleinerung unabdingbar – ich verwende nun eine Schrifthöhe von 4Punkt und Zeilenabstand 0,9.

Mikroskoptechnik

Unabdingbare Voraussetzung für eine exakte Arbeit bei allen Hymenopteren ist ein gutes Stereomikroskop mit Messeinrichtung. Auf den Einwand, frühere Autoren seien auch mit Lupen ausgekommen, kann ich nur antworten, dass dafür auch die Beschreibungen entsprechend waren. Wegen der Anschaffung eines Stereomikroskopes ist leider der Zugang zu den Hymenopteren für Schüler und Studenten erschwert. Doch gibt es heute preisgünstige und durchaus akzeptable japanische Geräte, aber ein Messplättchen im Okular wäre auch bei günstigen Geräten sehr wichtig.

Um sich bestimmte Bilder von den Arten und deren taxonomischen Teile einzuprägen, soll immer mit demselben Gerät und bestimmten Vergrößerungsstufen gearbeitet werden. Geräte mit stufenloser Vergrößerung (Zoom-Linsen) sind nur zu empfehlen, wenn bestimmte Vergrößerungen einrasten, an die man sich zum Einprägen der Merkmale der Arten halten soll. Geeichte Messokulare gehören heute zum Standard aller Marken. In EBMER (1987: 111-112) habe ich ausführlich mit meinen Erfahrungen mit einem Reichert-Mikroskop vom Greenough-Typ und später mit einem Zeiss-Mikroskop vom Fernrohr-Typ berichtet; bei diesem Typ sind Zeichenapparate einsetzbar, und beide Geräte verwende ich noch heute, das erste und kleine bei Reisen und das zweite für Zeichnungen. Doch die Entwicklung der Mikroskope ging durch neue Glassorten und Berechnungsmethoden weiter. Seit 1999 verwende ich das Leica MZ12$_5$ mit einer stufenlosen Vergrößerung von 8x bis 100x bei Objektiv Plan Apo 1,0x und Okularen 10x, wobei sehr wichtig das Einrasten bei fixen Vergrößerungen zu- oder abschaltbar ist. Dazu drei Okulare 10x, eines ohne Messplättchen, eines mit Messteilung 12mm und damit zum Messen der Proportionen von Gesicht oder Fühlerglieder, und eines mit Messteilung 5mm und damit bei 100x eine Messstrecke gleich 5µm, ideal zum Messen der Punktierung. Ein Okular ist sofort gewechselt und die Messplättchen sind im verschraubten Okular sicher vor Staub.

Sehr wichtig ist es, sich bei der Arbeit mit dem Mikroskop an eine bestimmte konstante Beleuchtung zu gewöhnen mit einem möglichst weichen und flächigem Licht. Die heutigen Energiesparlampen oder sehr kleine Leuchstoffröhren geben ein weiches und trotzdem leicht gerichtetes Licht. Lichtleiter, direkt oder ringförmig, haben ein viel zu grelles und parallel gerichtetes Licht und ermüden viel zu schnell die Augen - ich kann davon nur dringend abraten. Eine weiche, flächige, nicht punktförmige Beleuchtung ist für die

© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Fotografie einzelner, mehr oder minder konvex gekrümmter Strukturteile wie Mesonotum, Tergite, Scheitel, Clypeus usw. unabdingbar. Die von mir publizierten Fotos entstehen nach wie vor mit dem Fotomikroskop Zeiss-Tessovar, das leider nicht mehr gebaut wird. Die Produzenten der Stereomikroskope behaupten zwar, dass ihre Geräte so gut sind, um mit Fototubus im Strahlenteiler und entsprechender Kameragehäuse, ob mit Film oder mit elektronischer Bildaufzeichnung, ausgezeichnete Fotos erstellen zu können. Ich habe aber noch keine so gute Fotos gesehen, wie sie mir mit dem Zeiss-Tessovar gelingen, das ausschließlich für fotografische Zwecke gerechnet ist. Strukturfotos muss sich der Spezialist selbst anfertigen, denn nur der weiß aus langer Erfahrung, auf welches taxonomische Detail die Beleuchtung und die Schärfe gelegt werden muss, um optimal für Publikationen oder für die eigene Fotokartei die Information aufzunehmen. Die lichtmikroskopisch fotografierten Bienen müssen so aussehen, wie sie dann jeder Entomologe in seinem eigenen Mikroskop bei entsprechendem Winkel der Beleuchtung sehen kann und so die Art erkennt.

Elektronenmikroskopisch aufgenommene Fotos sind nur bei bestimmten Strukturen wie Gonostyli oder Sternite brauchbar. Weil für solche taxonomische Merkmale gute Zeichnungen oft viel aufschlussreicher für die Illustrierung einer Neubeschreibung oder Determinationswerke sind, sind im Verhältnis dazu die hohen Kosten für elektronenmikroskopische Fotos mehr als fragwürdig. Skulpturen wie Punkte und deren verschieden gestaltete Zwischenräume, unabdingbar für die Determination vieler Bienenarten, werden durch elektronenmikroskopische Aufnahmen völlig anders wieder gegeben als die Tiere und deren Details dann unter dem Stereomikroskop aussehen und sind für die Determination schlicht und einfach unbrauchbar, auch wenn solche Fotos "bestechend" scharf aussehen. Ein weiterer Nachteil dieses Systems ist, die Exemplare elektrisch leitfähig zu machen, und kann daher für Typen nicht eingesetzt werden.

Weil aus optischen Gründen die Tiefenschärfe bei lichtmikroskopischen Fotos sehr gering ist, möchte ich auf das neue Verfahren mit AutoMontage® hinweisen, bei dem das Objekt in mehreren Schichten fotografiert wird und ein Rechenprogramm diese Bilder zu einem verbindet. In der Apidologie wurde diese Möglichkeit der Gewinnung einer größeren Tiefenschärfe jüngst im Senckenberg Deutsches Entomologisches Institut Müncheberg eingesetzt (DATHE 2006). Doch auch bei diesem Fotosystem ist entscheidend die Güte der Optik für Auflösung und Kontrast und die Kunst der richtigen Beleuchtung, dass die taxonomisch wichtigen Teile prägnant dargestellt werden. Wesentlich ist der Druck auf Hochglanzpapier; Fotos kommen auf solchem Papier brillanter heraus als auf satiniertem Papier.

Für das weitere technische Material verweise ich auf die einschlägigen entomologischen Fachgeschäfte, mit einer Ausnahme, der Pinzetten; dort wird nicht immer Brauchbares angeboten. Für die Genitalpräparation haben sich am besten jene Pinzetten bewährt, die als Arbeitsgeräte für Uhrmacher angeboten werden. In Linz werden solche der Junker SA aus der Schweiz verkauft. Die feinste Pinzette der Ziffer 5 ist so spitz wie zwei Nadeln. Zum Anfassen und Ankleben von abgebrochenen Körperteilen der Insekten ist eine Pinzette aus Uhrfederstahl zweckmäßig, damit diese Teile durch das Anfassen mit steifen Pinzetten nicht zerdrückt werden.

© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Danksagung

Für die Anregung einer Neubearbeitung meiner Publikation von 1987 danke ich Frau Dr. Elisabeth Geiser, Geschäftsführung der Österreichischen Entomologischen Gesellschaft; für die Übersetzung des Abstracts danke ich der Schriftleiterin der Entomologica Austriaca, Frau Mag. Franziska Anderle; für die Ausdrucke der Naturschutzgesetze und Verordnungen der Bundesländer Oberösterreich und Tirol auf aktuellem Stand danke ich Herrn Mag. Fritz Gusenleitner, Biologiezentrum Linz.

Zusammenfassung

Im Zusammenhang der Publikation von Bestimmungstabellen der Gattungen der europäischen Halictidae habe ich erstmals ausführlich über Sammeln, Präparieren und Mikroskoptechnik für Bienen berichtet (EBMER 1987). Nach über zwanzig Jahren war eine gründliche Überarbeitung des damals Publizierten nötig, denn es sind seither neue und auch für den Amateur mögliche Techniken dazu gekommen, aber auch Erschwernisse durch Naturschutzgesetze.

Für das Sammeln von Bienen sind die Biotope, Zeiten und Netzfangtechnik gegenüber meiner ersten Publikation gleich geblieben, weil in der Natur der Lebewesen begründet. Auf die Kriminalisierung entomologischer Tätigkeit durch Naturschutzgesetze, die die Möglichkeiten und Grenzen der Entomologie kaum bis gar nicht beachten, wird deutlich hingewiesen. Als einziges positives Beispiel ist in Österreich das Naturschutzgesetz, beziehungsweise die Verordnung dazu des Bundeslandes Tirol anzuführen, das die entomologische Forschung wirklich berücksichtigt.

Die Präparationstechnik ist gegenüber damals genauso aufrecht. Doch ich wiederhole hier diesen Abschnitt samt der Illustrierung von SAKAGAMI et. al. (1974), dem ich diese Publikation widme. Ist die Präparation von Schmetterlingen seit je eine Selbstverständlichkeit, so lassen die meisten Sammler von Bienen in diesem Bereich nach wie vor sehr zu wünschen übrig. Bei den Angaben auf den Fundortetiketten wäre die Angabe von Koordinaten eine Selbstverständlichkeit, seit GPS-Geräte auch für den Amateur finanziell erschwinglich wurden. Meine Erfahrungen, was diese Geräte für den Bereich in der Entomologie können und was nicht, werden geschildert und daher ist ein barometrischer Höhenmesser nach wie vor nötig. Die Biotopzugehörigkeit und Blütenbesuch wäre sinnvollerweise ebenfalls auf den Fundortetiketten anzugeben. Weitere Informationen über die Herstellung der Fundortetiketten werden gegeben und vor allem auf säurefreien Karton hingewiesen.

Die Mikroskoptechnik zur Beobachtung und Fotografie hat enorme Fortschritte gemacht. Entscheidend für exakte Arbeit ist die Verwendung von Messeinrichtungen, sowie weiches Licht als Schonung der Augen.

Literatur

AMIET F. (1996): Insecta Helvetica 12 Hymenoptera, Apidae, 1. Teil. Allgemeiner Teil, Gattungsschlüssel, die Gattungen *Apis*, *Bombus* und *Psithyrus*. — 98 S. Neuchâtel (Schweizerische Entomologische Gesellschaft).

BURMEISTER E.-G. (2008): Der aussterbende Insektensammler, kein Ende der Jagd. — Nachrichtenblatt der bayerischen Entomologen **57**: 101-102.

DATHE H.H. (1980): Die Arten der Gattung *Hylaeus* F. in Europa (Hymenoptera: Apoidea, Colletidae). — Mitteilungen des zoologischen Museums Berlin **56**: 207-294.

DATHE H.H. (2006): Studien zur Systematik und Taxonomie der Gattung *Hylaeus* F. (5). Revision der *Hylaeus-conformis*-Gruppe (Apidae, Colletidae). — Beiträge zur Entomologie **56**: 75-103.

© Österr. Ent. Ges. [ÖEG]/Austria; download unter www.biologiezentrum.at

EBMER A.W. (1987): Die europäischen Arten der Gattungen *Halictus* LATREILLE 1804 und *Lasioglossum* CURTIS 1833 mit illustrierten Bestimmungstabellen (Insecta: Hymenoptera: Apoidea: Halictidae: Halictinae). 1. Allgemeiner Teil, Tabelle der Gattungen. — Senckenbergia biologica **68**: 59-148.

EBMER A.W. (1999): Rote Liste der Bienen Kärntens (Insecta: Hymenoptera: Apoidea). — In: ROTTENBURG T., WIESER C., MILDNER P. & W.E. HOLZINGER: Rote Liste gefährdeter Tiere Kärntens. Naturschutz in Kärnten **15**: 239-266; Klagenfurt (Amt der Kärntner Landesregierung).

HAMANN H.H.F. (1960): Der Mönchgraben vor dem Bau der Autobahn. — Naturkundliches Jahrbuch der Stadt Linz **1960**: 113-244.

HAMANN H.H.F. & F. KOLLER (1956): Die Wildbienen der Linzer Umgebung und ihre Flugpflanzen. — Naturkundliches Jahrbuch der Stadt Linz **1956**: 327-361.

MÜLLER A., KREBS A. & F. AMIET (1997): Bienen. Mitteleuropäische Gattungen, Lebensweisen, Beobachtung. — 384 S. Augsburg (Naturbuch Verlag).

SAKAGAMI S.F., FUKUDA H. & H. KAWANO (1974): Biofaunistic surveys of wild bees. Problems and methods, with results taken at Mt. Moiwa, Sapporo. — Seibutsu Kyozai **9**: 1-60, Hokkaido Education Univ., Hakidate Branch, Hakodate (in Japanisch, mit englischer Zusammenfassung).

TADAUCHI O., ITO M., KOJIMA J. & M. TODA (1998): Species and subspecies described by the late Professor Dr. Sh. F. Sakagami (Insecta: Hymenoptera). — Natural History Bulletin of Ibaraki University **2**: 229-246.

WESTRICH P. (1989): Die Wildbienen Baden-Württembergs. 2 Bde., 972 S. Stuttgart (Ulmer).

Verordnung der Oö. Landesregierung über den Schutz wildwachsender Pflanzen und Pilze sowie freilebender Tiere (Oö. Artenschutzverordnung). — Landesgesetzblatt Nr. 73/2003, mit den Änderungen LGBl. Nr. 85/2003, Nr. 148/2003, Nr. 74/2007, Nr. 65/2008.

Tiroler Naturschutzgesetz 2005. — Landesgesetzblatt Nr. 26/2005.

Verordnung der Landesregierung vom 18. April 2006 über geschützte Pflanzenarten, geschützte Tierarten und geschützte Vogelarten (Tiroler Naturschutzverordnung 2006). — Landesgesetzblatt Nr. 39/2006.

Anschrift des Verfassers: P. Andreas W. EBMER
Kirchenstraße 9
A-4048 Puchenau, Austria

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Entomologica Austriaca

Jahr/Year: 2010

Band/Volume: 0017

Autor(en)/Author(s): Ebmer Andreas Werner

Artikel/Article: Sammeln, Präparieren und Mikroskoptechnik von Wildbienen mit besonderer Berücksichtigung der Furchenbienen (Apoidea, Halictidae). 67-82