

| | | | |
|---------------------|------|---------|-------------|
| Linzer biol. Beitr. | 55/1 | 387-402 | August 2023 |
|---------------------|------|---------|-------------|

Präparation mitteleuropäischer Wildbienen

Sebastian HOPFENMÜLLER & Antonia V. MAYR

Abstract: **Preparation of Central European wild bees.** The appropriate preparation of wild bees is an essential skill that one needs in order to deal with this species group more intensively. In this guide we give a short introduction to the most important steps of wild bee preparation. Some characters in the common identification keys for Central Europe are particularly important for individual species groups. Here we give an overview of the genera for which certain characters should be additionally considered during preparation. Also illustrated is the dissection of the male genitalia and terminal sternites.

Key words: Anthophila, Central Europe, insects, preparation, storing, taxonomy.

Einleitung

Wildbienen sind durch ihre Funktion als Bestäuber wichtige Schlüsselarten in vielen Ökosystemen (OLLERTON 2017). Deswegen sind Wildbienen neben anderen Tiergruppen inzwischen oft Gegenstand vieler Untersuchungen. Dabei müssen fast immer Tiere abgetötet und entnommen werden, da auch Experten nur einen gewissen Teil der Arten im Gelände ansprechen können. Bei Fallenfängen, aber auch bei Kescherfängen von unerfahrenen Bearbeitenden, fallen oft große Mengen von getöteten Tieren an. Diese Belege müssen für eine sichere Determination sachgemäß präpariert werden, was aber oft nicht entsprechend durchgeführt wird. Die sachgemäße Präparation, Etikettierung und Archivierung sollte jedoch als zwingend notwendiger Teil jeder Untersuchung oder Kartierung angesehen werden. Durch unsachgemäße Präparation kann die Bestimmung der Tiere deutlich erschwert werden und damit auch deutlich länger dauern. Hier geben wir eine kurze Einführung in die Präparation von Wildbienen und einen Überblick über relevante Merkmale, die bei der Präparation zur Bestimmung mit den Bestimmungsschlüsseln der Fauna Helvetica-Reihe (AMIET et al. 2001, 2004, 2010, 2014, 2017, 2020) und der „Illustrierten Bestimmungstabellen“ (DATHE et al. 2016, SCHEUCHL 2000, 2006, SCHMID-EGGER & SCHEUCHL 1997) wichtig sind. Erstmals wird hier die Präparation der Terminalia illustriert und ein Überblick über gattungsspezifische Merkmale für die Präparation gegeben. Weitere Hinweise zur Präparation finden sich in EBMER (2010) und in den Bestimmungsschlüsseln, in denen sich auch Abbildungen zur Benennung der Körperteile finden.

Das Fangen und Abtöten der Bienen

Wildbienen können auf verschiedene Art und Weise gefangen und getötet werden. Wohl am häufigsten angewandt ist der Sichtfang mit einem Kescher. Eine der gängigsten Methoden ist das anschließende Abtöten der Tiere in einem Fanggefäß mit Ethylacetat

(„Essigäther“). Eine andere gängige Methode ist das Abtöten durch Einfrieren, wenn die Möglichkeit dazu besteht. Jedoch sollte dabei beachtet werden, die Tiere nicht zu lange lebendig im Gefäß zu belassen, da insbesondere bei höheren Temperaturen und in der Sonne sich Fanggläschen schnell aufheizen und zum Hitzetod der Tiere führen können. Wir empfehlen in dem Fall das Mitführen einer Kühltasche, so können die Tiere ruhiggestellt und dann auch besser beobachtet werden.

Beide Abtötungsvarianten haben ihre Nachteile: Besonders bei der Anwendung von Ethylacetat ist auf eine entsprechende Dosierung zu achten (2-3 Tropfen für ein kleines Schnapdeckelglas). Vor allem bei einer Überdosierung kann es zum Verkleben der Haare und zu einem öligen Film auf der Körperoberfläche kommen (etwa durch erbrochenen Nektar), was das Bestimmen der Tiere deutlich erschweren kann. Des Weiteren sollte darauf geachtet werden, genügend Zellstoff im Tötungsglas zu verwenden und nicht zu viele Tiere gleichzeitig in einem Glas abzutöten. Andererseits, sollte um einen schnellen Erstickungstod herbeizuführen, vor allem bei größeren Tieren wie Hummeln, immer genügend Ethylacetat im Tötungsglas sein. Das Mittel ist leicht flüchtig und entweicht, insbesondere wenn das Fanggefäß öfter geöffnet wird.

Beim Einfrieren sind die Tiere normalerweise nicht durch erbrochenen Nektar oder Ethylacetat verklebt, jedoch sind eingefrorene Tiere nach dem Auftauen manchmal sehr starr und lassen sich schwieriger präparieren.

Bei anderen Fangmethoden wie Farbschalen oder Malaisefallen werden die Tiere bis zur Präparation üblicherweise in Alkohol aufbewahrt. Die Tiere müssen dann für die Präparation abgetrocknet und insbesondere die Haare mit einem feinen Pinsel aufgerichtet werden, damit diese bestimmungsrelevanten Merkmale nicht verdecken. Alkoholproben aus Fallenfängen verlieren jedoch oft viel ihrer Behaarung, können sich verfärben und sind (je nach Alkoholgehalt) oft sehr starr und spröde und damit auch schwieriger zu präparieren. Falls der Alkohol sich durch die Entfettung der Proben trüb geworden ist, sollte er ersetzt werden, da es beim Trocknen sonst zu Verklebungen mit den gelösten Stoffen kommen kann. Insbesondere bei Aufbewahrung in reinem Alkohol zerbrechen die Tiere beim Präparieren leicht. Hier hilft das Verdünnen des Alkohols mit Wasser und einer geringen Menge Essigessenz, um die Tiere wieder etwas beweglicher zu machen. Dafür sollte der Alkoholgehalt auf etwa 50 % reduziert werden und die Tiere darin noch ein bis mehrere Tage gelagert werden. Alternativ kann auch eine Mischung mit einem Verhältnis von 95 % reinem Ethanol oder Isopropanol (deutlich günstiger) und 5% Glycerin verwendet werden- dies hält die Tiere ebenfalls beweglich.

Um Tiere für spätere DNA-Analysen nicht unbrauchbar zu machen, ist auf ein schnelles Trocknen zu achten, sofern sie nicht in hochprozentigem Alkohol (mind. 70 %) aufbewahrt werden. Insbesondere beim Abtöten mit Ethylacetat sollten die Tiere nur kurz im Tötungsglas verbleiben und möglichst schnell getrocknet oder eingefroren werden.

Das Nadeln der Bienen

Je nachdem wie die Tiere abgetötet wurden, kann es bereits vor dem Nadeln nötig sein, zu trockene und unflexible Individuen aufzuweichen (siehe Kapitel „Das Aufweichen von trockenen Tieren“). Dies kann insbesondere bei lebend eingefrorenen Tieren und bei Alkoholmaterial der Fall sein.



Abb. 1: Einstechen der Nadel in ein mit der Hand fixiertes Tier.



Abb. 2: Links: Genadeltes Männchen mit fixierten Flügeln und herauspräpariertem und aufgeklebtem Genital. Rechts: Als Fotomodell präpariertes Tier, bei dem eine Minute von unten in das Bruststück gestochen wurde und oben nicht herauschaut. Die Flügel sind außerdem gespannt.



Abb. 3: Einstechen einer Minutie mit geriefter Pinzette in ein fixiertes Tier.



Abb. 4: Verschiedene Möglichkeiten sehr kleine Tiere zu präparieren (von links): genadelt mit Minutie, direkt an die Nadel geklebt, auf Karton geklebt.

Besonders wichtig beim Nadeln der Wildbienen ist es, keine wichtigen Bestimmungsmerkmale zu zerstören oder zu verdecken. Das zu präparierende Tier kann auf eine Styroporplatte gelegt, oder in der Hand fixiert werden um die Nadel einzustechen (Abb. 1). Die Nadel darf nicht mittig durch den Thorax gehen, sondern soll seitlich (üblicherweise rechts) in das Mesonotum gesteckt werden, damit die Struktur in der Mitte sichtbar bleibt. Die Position des Tieres auf der Nadel sollte so gewählt werden, dass die Nadel noch gut angefasst werden kann und dennoch mehrere Etiketten unter dem Tier Platz haben. Etwa ein Zentimeter der Nadel sollte oben aus dem Tier noch heraus schauen. Dafür bietet sich die Benutzung eines Nadeltreppchens an, damit die Tiere immer auf der gleichen Höhe auf der Nadel stecken (vgl. Abb. 9). Eine Schaumstoffplatte mit einer Stärke von 23-25 mm ist ebenfalls empfehlenswert, um die Tiere korrekt zu stellen (Abb. 2, siehe Kapitel „Das Ausrichten der Bienen“).

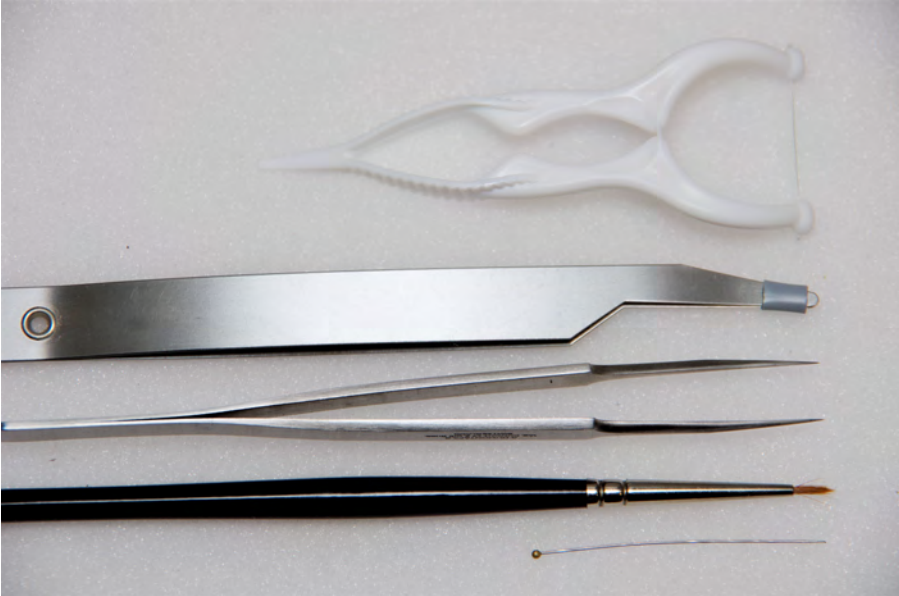


Abb. 5: Präparationswerkzeug: Fixierhilfe (floss pick), Federstahlpinzette, spitze Präparierpinzette, Pinsel und Insektennadel mit umgebogener Spitze.



Abb. 6: Körperstellung einer präparierten Wildbiene mit den in Tabelle 1 angegebenen Nummern für wichtige Merkmale bei der Präparation.

Tab. 1: Allgemeine Hinweise für die Präparation

1. Nadel seitlich in das Rückenschild (Mesonotum) einstechen
2. Fühler, insbesondere der Schaft, stehen vom Gesicht ab
3. Kopf blickt nach vorne
4. Beine sind leicht vom Körper abgespreizt
5. Flügel stehen so zur Seite, dass der Hinterleib nicht verdeckt ist
6. Hinterleib ist leicht nach unten geneigt, dass Propodeum und Sternite gut sichtbar sind
7. Hinterleibssegmente sind nicht ineinander geschoben
8. Sammelbürste (Scopa) ist zumindest auf einer Seite nicht durch Pollen verdeckt oder verklebt

Für die Dauerhaftigkeit der Präparate sollten nur Nadeln aus rostfreiem Stahl verwendet werden. Die Dicke der zu verwendenden Nadel ist abhängig von der Größe des Tieres bzw. der Breite des Mesonotums. Gängig ist die Verwendung der Stärken 00, 0 und 1. EBMER (2010) rät die Verwendung der Stärke 0 bei Tieren von 8-10 mm Körpergröße, bei kleineren Tieren die Stärke 00 und bei größeren Tieren die Stärke 1. Während größere Tiere auch mit Stärke 0 genadelt werden können, sollten Tiere unter 8 mm aber immer mit Stärke 00 genadelt werden, um nicht zu viel vom Mesonotum zu zerstören. Von der Verwendung der Stärke 000 ist aus unserer Sicht abzuraten, da sich diese Nadeln zu stark biegen und dadurch beim Stecken leicht Körperteile abbrechen können.

Das Nadeln von Bienen mit Minutien wird von vielen Experten abgelehnt (EBMER 2010, MICHEZ et al. 2019), von einigen aber auch befürwortet (FALK 2016, Schwenninger mündl.). Da Minutien sehr dünn sind, werden dadurch insbesondere bei kleinen Tieren kaum Merkmale (auf dem Mesonotum) zerstört, was insbesondere bei den kleinen Sandbienen der Untergattung *Micrandrena* wichtig ist. Die Tiere können auch so präpariert werden, dass die Minutie nur von unten im Körper steckt und nicht durch das Mesonotum geht (Abb. 2). Dies ist für die Makrofotografie von präparierten Tieren von Vorteil, da somit keine Nadel das Bild stört und das gesamte Mesonotum bei Aufsicht auf das Tier zu sehen ist. Das Nadeln und Präparieren mit Minutien ist allerdings etwas anspruchsvoller und auch beim Bestimmen unter dem Binokular ist die Handhabung etwas komplizierter. Das Einstechen der Minutie erfolgt mit einer gerieften Pinzette (Abb. 3), während das Tier auf einer Schaumstoffplatte fixiert wird. Getrocknete Tiere werden dann auf einen kleinen Schaumstoffstreifen gesteckt und dieser auf einer Nadel (z.B. Stärke 1) fixiert (Abb. 4).

Das Kleben der Tiere auf Kartonstreifen oder direkt an die Nadel (Abb. 4) ist eine weitere Methode, bei der keine Nadel in das Tier gesteckt wird. Diese Methode kann insbesondere bei sehr kleinen Tieren angewendet werden, wird aber wenig praktiziert. Der Nachteil dieser Methode ist, dass Körperteile verklebt oder nicht mehr sichtbar sein können. Es darf auf jeden Fall nur wasserlöslicher Insektenleim verwendet werden, damit verklebte oder nicht sichtbare Körperteile zumindest wieder freigelegt werden können.

Das Ausrichten der Bienen

Um genadelte Bienen korrekt bestimmen zu können, sollten die noch beweglichen Tiere beim Trocknen in eine bestimmte Körperstellung gebracht werden, in der sie dann aushärten. Diese Stellung entspricht etwa der eines lebenden Tieres in sitzender Ruhestellung, außer, dass die Flügel zur Seite stehen, damit sie den Hinterleib nicht verdecken. Der Kopf blickt also gerade nach vorne, ohne nach hinten geneigt zu sein, ebenso steht der Fühlerschaft nach vorne ab und liegt nicht am Kopf an, um keine Merkmale zu verdecken. Die Beine sollten etwas vom Thorax weggestreckt sein, da angewinkelte Beine relevante Merkmale verdecken können. Die Flügel stehen zur Seite ab und sind ineinander verhakt, um nicht übereinander zu stehen und einen freien Blick auf Thorax und Abdomen zu ermöglichen. Zum Verhaken wird der Vorderflügel mit einer Federstahlpinzette über den Hinterflügel gestrichen, damit sich die kleinen Haken am Vorderrand des Hinterflügels am Hinterrand des Vorderflügels einhacken. Falls die Flügel nicht von allein zur Seite stehen bleiben, können sie mit Nadeln fixiert (Abb. 2) oder zum Trocknen hinter die Beine geklemmt werden. Das Abdomen sollte leicht nach unten geneigt sein, so dass ca. ein Winkel von 30° zwischen Thorax und Abdomen entsteht (Abb. 6), um den Blick auf das Propodeum und gleichzeitig die Sternite nicht einzuschränken. Diese sollten, ebenso wie die Tergite, nicht ineinandergeschoben sein. Im Zweifelsfall sollte das Abdomen etwas auseinandergezogen werden, damit die Sternite und Tergite voll sichtbar sind. Dies kann teilweise auch durch schnelles Drehen der Nadel zwischen den Fingern erreicht werden, damit die Fliehkraft das genadelte Tier auseinanderzieht. In Tabelle 1 und Abb. 6 sind die wichtigsten Hinweise zur richtigen Körperstellung bei der Präparation kurz zusammengefasst.

Insbesondere bei Proben aus Alkohol sollte verklebte Behaarung (besonders bei stark behaarten Tieren wie Hummeln) mit einem feinen Pinsel wieder aufgerichtet werden. Dies sollte in noch leicht feuchtem Zustand der Präparate passieren, da die Haare sonst leicht abbrechen können.

Einige Merkmale sollten bei der Präparation für einzelne Gattungen zusätzlich betrachtet werden, Tabelle 2 gibt dazu einen Überblick. Bei den Weibchen einiger Gattungen sollten die Mandibeln gut sichtbar sein, da etwa die Anzahl oder Form der Mandibelzähne erkannt werden müssen. Insbesondere der *Hylaeus*-Bestimmungsschlüssel von DATHE et al. (2016) ist für die Weibchen nur bei Sichtbarkeit dieses Merkmals verwendbar. Bei den Gattungen *Megachile* und *Osmia* wird vereinzelt in den Bestimmungsschlüsseln nach den Mandibeln gefragt (daher in Tab. 1 in Klammern). Das Pygidium ist bei den Weibchen der Gattungen *Andrena* und *Anthophora* wichtig und bei *Sphecodes* essenziell. Daher sollte bei *Sphecodes* stets das letzte Tergit etwas herausgezogen werden, falls das Pygidium nicht gut sichtbar ist. Bei den Weibchen der Gattung *Lasioglossum* und beiden Geschlechtern der Gattung *Nomada* sind außerdem die Sporne bzw. die Bedornung an den Hintertibien wichtige Merkmale, die bei *Lasioglossum* durch Pollen verdeckt sein kann.

Besonders wichtig ist bei den Männchen vieler Gattungen das Freilegen der Genitalien und ein freier Blick auf die Sternite (Tab. 1). Das Tier kann dazu in den Fingern gehalten oder mit dem Rücken auf einen Schaumstoffstreifen gelegt und dort fixiert werden (Abb. 7). Das Genital wird dann mit einer Präpariernadel (Abb. 5) oder Insektennadel mit kleinem Widerhacken (umgebogener Spitze) aus dem Hinterleib gezogen, was insbesondere bei kleineren Tieren immer unter dem Binokular gemacht werden sollte.



Abb. 7: Fixiertes männliches Tier (*Andrena traxaci*-Gruppe), bei dem mit einer sehr feinen und spitzen Pinzette das Genital und letztes Sternit herauspräpariert werden.



Abb. 8: Herauspräparierte und aufgeklebte Terminalia (Sternite 6-8 und Genital) von *Panurginus herzi*.



Abb. 9: Mit einem Nadeltrittchen können das präparierte Tier, Karton mit aufgeklebten Körperteilen, Fundort- und Bestimmungsetikett auf eine einheitliche Höhe gebracht werden.

Dabei wird versucht (seitlich) hinter die Genitalkapsel zu kommen und sie dann herauszuziehen. Hierbei kann es hilfreich sein vorher mit einer Pinzette die Hinterleibsöffnung etwas aufzuspreizen. Diese sollte eine sehr feine und spitze Pinzette sein (vgl. Abb. 7), mit der auch das Genital herausgezogen werden kann. Dabei muss aber besonders darauf geachtet werden, dass nichts vom Genital abgedrückt oder abgerissen wird (z.B. Gonostylusanhänge). Wenn das Genital noch fest mit dem Hinterleib verbunden ist, kann es am Tier hängen bleiben, muss aber vollständig sichtbar sein. Manchmal zieht sich das Genital auch wieder zurück in die Abdominalöffnung. Dann kann es hilfreich sein, diese wieder etwas zusammenzudrücken, um das Zurückziehen zu verhindern. Wenn das Genital beim Herausziehen abreißt oder nicht mehr fest am Hinterleib hängt, sollte es stehend mit wasserlöslichem Insektenkleber (Methylcellulose/Tapetenkleister) auf ein Kartonplättchen geklebt werden (Abb. 8). Das Kartonplättchen wird dann auf die Nadel unter das Tier gesteckt (Abb. 9). Die letzten beiden Sternite (7 und 8) der Männchen sind bei vielen Arten nicht sichtbar, besitzen aber besonders bei *Colletes* und *Hylaeus* diagnostische Merkmale. Daher kann es hilfreich sein die Endsternite herauszupräparieren und (mit dem Genital) auf ein Kartonplättchen zu kleben. Dafür wird der Hinterleib mit einer Fixierhilfe (vgl. Abb. 5) oder den Fingern unter dem Binokular fixiert, die Endsternite seitlich mit einer feinen Pinzette gefasst und vorsichtig herausgezogen. Da die Sternite besonders seitlich fest am umliegenden Gewebe hängen, ist es oft nötig, dieses mit einer (zweiten) Pinzette oder einem Skalpell zu durchtrennen. Sind die Sternite vom Tier abgetrennt, müssen sie meist noch untereinander getrennt werden. Besonders bei kleinen Tieren birgt dies die Gefahr des Verlustes der winzigen Sternite bei einer falschen Bewegung. Hier kann es hilfreich sein die Präparation, insbesondere das Trennen der bereits abgetrennten Sternite, in einer mit etwas Ethanol oder Wasser gefüllten Petrischale durchzuführen, da die winzigen Körperteile an der Flüssigkeit besser haften.

Das Öffnen der Mandibeln ist durch die starke Kiefermuskulatur oft schwierig, ohne dabei den ganzen Kopf abzureißen. Dafür kann das zu präparierende Tier mit dem Rücken auf einen Schaumstoffstreifen gelegt und der Kopf dann mit einer Fixierhilfe festgehalten werden. So können die Mandibel von unten mit der Präpariernadel geöffnet werden. Wenn das Tier flexibel genug ist, kann es reichen, die zusammengedrückten Spitzen einer Präparierpinzette zwischen die Mandibeln zu schieben und die Pinzette sich vorsichtig von selbst öffnen zu lassen.

Genadelte Tiere sind in einem trockenen und warmen Raum innerhalb von wenigen Tagen getrocknet und können dann, mit Etiketten versehen, sicher in dicht schließenden Sammlungskästen aufbewahrt werden. Zusätzlich können die genadelten Tiere durchgefroren oder erst einmal in einen Quarantäne-Kasten gesteckt werden bevor sie in die Sammlung kommen, falls Käfererier oder Milben an den Tieren hängen. Zur Schädlingsprophylaxe sollten die Kästen mit Mottenpapier oder Desinfektionsgläschen mit Kampfer und Thymol ausgestattet sein (siehe Kapitel „Die Lagerung der Präparate“).

Die Etikettierung der Präparate

Eine sachgemäße Etikettierung ist Grundvoraussetzung für eine wissenschaftliche Auswertung und das weitere Arbeiten mit einer Sammlung. Am Beleg finden sich zwei Arten von Etiketten; das Fundort- und das Determinations-Etikett (Abb. 9). Ersteres enthält die bedeutend wichtigeren Daten, da diese im Gegensatz zum Determinationsergebnis, bei Verlust nicht mehr ersetzt werden können.

Auch für die Determination sind Angaben zum Fundort und Fundumständen, wie Blütenbesuch oder Lebensraumcharakterisierung, manchmal sehr wichtig (vgl. Abb. 10).

Folgende Angaben sollten auf dem Fundort-Etikett vorhanden sein: Staat, Bundesland, Gemeinde, Ort oder Ortsbezeichnung, Höhe über NN, Geographische Koordinaten, Name des Sammlers und Sammeldatum. Falls möglich sollten auch Biotoptyp und Blütenbesuch mit aufgeführt werden. Weiterhin ist die Vergabe einer Identifikationsnummer (ID) für jeden Beleg von großem Vorteil, um bei weiteren Arbeiten wie z.B. Revisionen oder Datenbankbelangen, gezielt ein Präparat ansprechen zu können. Ortskoordinaten und Umrechnung in andere Systeme können beispielsweise unter www.koordinaten-umrechner.de leicht gefunden werden.

| | |
|--|---|
| Latschengebüsch, Untere Gottesackerwände, 1740 m Oberstdorf, BY, D N 47.3843° E 10.1498° leg. Hopfenmüller, 7.9.2021 | D, BW, Ulm, Eselsberg, Botanischer Garten, 600 m Heckensaum, <i>Vicia sepium</i> 32U E 570971 N 5363716 leg. Hopfenmüller, 2.6.2021 |
|--|---|

Abb. 10: Beispieltiketten mit unterschiedlicher Anordnung und Koordinatenangabe.

Empfehlenswert ist eine Schriftart ohne Serifen (z.B. Calibri, Helvetica) mit Schriftgröße 4(-5) und ein geringer Zeilenabstand („mehrfach 0,9“). Die Größe eines Etiketts sollte 2 cm in der Breite und 1 cm in der Höhe möglichst nicht überschreiten. Die Etiketten sollten auf säurefreiem Papier mit einer Stärke von 160 g/m² gedruckt werden. Normales Druckpapier mit 80 g/m² ist ungeeignet, da die Etiketten damit nicht langfristig fest auf der Nadel bleiben. Empfehlenswert ist auch der Druck mittels Laserdrucker, da herkömmliche Tintenstrahldrucker oft nicht licht- und wasserbeständig drucken.

Das Etikettieren mit lediglich einer ID-Nummer ist absolut unzureichend. Fundort und Zeitpunkt sind für die Bestimmung teilweise relevante Informationen und für die Archivierung von Tieren essenziell. Etiketten lassen sich für beprobte Flächen oder Fallenstandorte vorbereiten, sodass auf jedem Etikett nur noch ein Teil der Informationen ausgefüllt werden muss (z.B. ID-Nummer oder Funddatum).

Das Aufweichen von trockenen Tieren

Aus unterschiedlichen Gründen kann es hilfreich sein Proben aufzuweichen. Das kann zum einen der Fall bei unsachgemäß präparierten Tieren sein, wenn bei Männchen beispielsweise nachträglich das Genital herauspräpariert werden muss und zum anderen vor der Präparation, wenn Tiere trockengefallen oder stark verhärtet sind. Je nach Stärke des Verhärtungsgrades gibt es mehrere Möglichkeiten, um die Proben wieder aufzuweichen.

Eine einfache und schnelle Möglichkeit besteht darin, Salmiakgeist (Ammoniakwasser, auf jeden Fall unter 10%iges verwenden, da höher konzentriertes Ammoniakwasser stark ätzend ist) mit einem Pinsel oder einer Pipette auf die betreffenden Körperteile aufzutragen (LINSENMAIER 1997). Verhärtete Strukturen können alternativ auch mit Glasreiniger, die Ammoniakwasser enthalten, besprüht werden. Ist eine Probe komplett verhärtet, besteht die einfachste Methode darin, die Probe über Nacht in eine geschlossene Box, die im unteren Teil mit Wasser gefüllt ist, auf ein Stück Styropor zu stecken (EBMER 2010). Da

die Bienen nicht in Kontakt mit dem Wasser kommen sollen, ist es ratsam die Box mit einem Holzbrett abzudecken, da dann kein Kondenswasser auf die Tiere tropfen kann. Hilfreich zum Aufweichen ist außerdem, dem Wasser etwas Essigessenz beizufügen. Bei bereits genadelten Tieren muss jedoch unbedingt achtgegeben werden, ob rostfreie Nadeln verwendet wurden, da diese sonst korrodieren und der Rost das Tier zerstören kann. Als nicht korrosive Variante können auch ein paar Krümel Thymol mit in die Box gegeben werden, was ebenfalls zur Schimmelvorbereitung verwendet wird. Um den Vorgang des Aufweichens zu beschleunigen und kleinere Strukturen wieder weich zu bekommen, kann man die Proben auch in einen Schnellkochtopf oder großes Einmachglas stecken (Plant & Dubitzky 2008). Diese Methode ähnelt der vorigen, nur dass mit heißem Wasser und einem luftdichten Behältnis gearbeitet wird. Durch den heißen Wasserdampf entsteht in dem Gefäß ein Überdruck, sodass die Feuchtigkeit schnell in das aufzuweichende Tier eindringt. Nach 15-20 min im Wasserdampf sind die meisten Tiere wieder beweglich. Auch hier kann dem Wasser etwas Essigessenz beigefügt werden. Zum Aufweichen kleinerer Strukturen, wie etwa Fühlern, hat sich auch das Barbara-Reagens bewährt (Rezept u.a. bei PIECHOCKI 1985).

Komplett gehärtete Alkoholpräparate können auch in mit Wasser gefüllten Spritzen eingeweicht werden. Dabei wird vorher die Luft aus den Tieren mit Unterdruck entfernt, in dem man mit dem Finger die Spritzenöffnung verschließt, den Kolben rauszieht, festhält und mit den Fingern gegen die Spritze schnippt, so dass Luftblasen aus dem Tier entweichen. Dann wird der Kolben losgelassen, die Spritzenöffnung nach oben gehalten und die entwichene Luft aus der Spritze gedrückt. Dieser Vorgang wird ein paar Mal wiederholt bis alle Luft entwichen ist, also bis die Tiere nicht mehr oben schwimmen, sondern in der Spritze nach unten sinken. Danach kann das Wasser in der Spritze durch eine Mischung aus ca. 1:1 Essigessenz und destilliertem Wasser mit einem kleinem Tropfen Spülmittel ersetzt und die Tiere darin eingeweicht werden. Durch diese Methode werden auch Mandibeln, Zungen und Genitalien wieder beweglich, der Nachteil ist jedoch, dass sich die Farbe der Tiere verändern kann.

Eine letzte Methode ist das Aufweichen von Tieren mittels Blausäure aus den Blättern des Kirschlorbeers. Diese Methode wird vor allem bei Museumsmaterial praktiziert und betrifft vor allen Dingen trocken gefallene Alkoholpräparate. Dabei werden die Tiere zusammen mit den zerschnittenen Blättern für einen Tag in einen luftdichten Beutel (oder anderes Gefäß) gesteckt und können danach präpariert werden (WECHSLER et al. 2001). Blausäure ist jedoch stark giftig und kann über die Atmung und über die Haut aufgenommen werden.

Das Reinigen von Tieren

Das Reinigen von verklebten Tieren ist manchmal nötig, wenn Merkmale wie die Oberflächenpunktierung nicht richtig sichtbar sind. Mit dem Lösungsmittel Dichlormethan lassen sich verunreinigte Strukturen gut reinigen (EBMER 2010). Es genügt mit einem sehr kleinen, getränkten Stück Zellstoff über die Strukturen zu streichen. Da Dichlormethan schnell verdunstet, muss zügig gearbeitet werden und für ausreichend Belüftung gesorgt werden. Auch mit reinem Ethanol oder Ethylacetat können auf diese Weise viele Verunreinigungen entfernt werden.

Die Lagerung der Präparate

Die wichtigste Bedeutung für eine dauerhafte Lagerung haben dichtschießende Sammlungskästen und ein trockener Raum, sowie eine regelmäßige Kontrolle der Sammlung, um Schädlingsbefall (z.B. durch Museumskäfer oder Staubmilben) zu vermeiden. Neue, getauschte oder erworbene Präparate sollten in einer dichtschießenden Quarantänebox zwischengelagert und mehrere Tage eingefroren (-20°C) werden, bevor sie in die restliche Sammlung integriert werden. In die Sammlungskästen werden, um Schädlingsbefall zu vermeiden, dann Kampfer und Thymol in Desinfektionsgläschen gegeben und mit Watte bedeckt, Thymol beugt zusätzlich Schimmelbildung vor. Prophylaktisch kann auch Mottenpapier in die Kästen gegeben werden. Pro Kasten wird dabei ein ca. 2cm breiter Streifen Mottenpapier in den Kasten gepinnt, mit Datum beschriftet und alle 1,5 bis 2 Jahre ausgetauscht. Bei akutem Schädlingsbefall müssen die Insektenkästen jedoch für mindestens eine Woche in der Gefriertruhe (bei -20°C) eingefroren werden, dann für drei Tage aufgetaut und schließlich nochmals für eine Woche eingefroren werden. Dies ist nötig, um sicher alle vorhandenen Schädlings Eier abzutöten. Beim Auftauen sollten die Kästen in eine große Plastiktüte oder Decke gewickelt werden, um Kondensationsfeuchte und damit auch Schimmelbildung zu vermeiden. Das ist auch für die Insektenkästen wichtig, da diese sich durch Kondenswasser ansonsten verziehen, undicht werden und kaputt gehen können. Eine weitere Möglichkeit auf akuten Befall zu reagieren, ist eine Mischung aus Ethylacetat und Kampfer oder Thymol. Diese wird ebenfalls in Desinfektionsgläschen mit Watte in die Kästen geben. Fortführende Literatur zum Thema Lagerung findet sich bei HÄNDEL (2001).

Danksagung

Für die vielen hilfreichen Hinweise und Anmerkungen zum Manuskript danken wir Alexander Berg, Ronald Burger, Michael Kuhlmann, Johann Neumayer, Martin Schlager, Sabine Schoder und Hans Schwenninger.

Zusammenfassung

Die sachgerechte Präparation von Wildbienen ist eine wesentliche Fähigkeit, die man braucht, um sich mit dieser Artengruppe intensiver zu beschäftigen. In der vorliegenden Anleitung geben wir eine kurze Einführung in die wichtigsten Schritte der Präparation von Wildbienen. Da manche Merkmale in den gängigen Bestimmungsschlüsseln bei einzelnen Artengruppen besonders wichtig sind, wird ein Überblick über die Gattungen gegeben, bei denen bestimmte Merkmale bei der Präparation zusätzlich berücksichtigt werden sollten. Außerdem wird die Präparation der männlichen Genitale und Endsternite illustriert.

Literatur

- AMIET F., HERRMANN M., MÜLLER A. & R. NEUMEYER. (2001): Apidae 3. — Fauna Helvetica 5, info fauna CSCF & SEG, Neuchatel.
- AMIET F., HERRMANN M., MÜLLER A. & R. NEUMEYER. (2004): Apidae 4. — Fauna Helvetica 9, info fauna CSCF & SEG, Neuchatel.
- AMIET F., HERRMANN M., MÜLLER A. & R. NEUMEYER (2010): Apidae 6. — Fauna Helvetica 26., info fauna CSCF & SEG, Neuchatel.

- AMIET F., MÜLLER A. & R. NEUMEYER (2014): Apidae 2. — Fauna Helvetica **4**, info fauna CSCF & SEG, Neuchatel.
- AMIET F., MÜLLER A. & C. PRAZ (2017): Apidae 1. — Fauna Helvetica **29**, info fauna CSCF & SEG, Neuchatel.
- AMIET F., HERRMANN M., MÜLLER A. & R. NEUMEYER (2020): Apidae 5. — Fauna Helvetica **20**, info fauna CSCF & SEG, Neuchatel.
- DATHE H.H., SCHEUHL E. & E. OCKERMÜLLER (2016): Illustrierte Bestimmungstabelle für die Arten der Gattung *Hylaeus* (Maskenbienen) in Deutschland, Österreich und der Schweiz. — Entomologica Austriaca, Supplement **1**: 51 pp.
- EBMER A.W. (2010): Sammeln, Präparieren und Mikroskoptechnik von Wildbienen mit besonderer Berücksichtigung der Furchenbienen (Apoidea, Halictidae). — Entomologica Austriaca **17**: 67-82.
- FALK S. (2016): Field Guides to the Bees of Great Britain and Ireland. — Bloomsbury Publishing, London, 432 S.
- HÄNDEL J. (2001): Lindan in der Insektensammlung – Risiken und Alternativen. — Mitteilungen des Thüringer Entomologen-Verband **8**: 92-07.
- LINSENMAIER W. (1997): Altes und Neues von den Chrysididen (Hymenoptera, Chrysididae). — Entomofauna **18** (19): 245-300.
- MICHEZ D., RASMONT P., TERZO M. & N.J. VEREECKEN (2019): Bees of Europe. — N.A.P. Editions, Verrieres-le-Buisson, 548 S.
- OLLERTON J. (2017): Pollinator Diversity: Distribution, Ecological Function, and Conservation. — Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics **48** (1): 353-376. <https://doi.org/10.1146/annurev-ecolsys-110316-022919>.
- PIECHOCKI R. (1985): Makroskopische Präparationstechnik. Teil 2. — Jena, Gustav Fischer Verlag.
- PLANT J. & A. DUBITZKY (2008): Relaxing bee specimens: A quick and easy method. — Entomologica Austriaca **15**: 41-44.
- SCHEUHL E. (2000): Illustrierte Bestimmungstabellen der Wildbienen Deutschlands und Österreichs, Band **1**: Anthophoridae. — 2. erweiterte Auflage. Velden.
- SCHEUHL E. (2006): Illustrierte Bestimmungstabellen der Wildbienen Deutschlands und Österreichs, Band **2**: Megachilidae-Melittidae. — 2. erweiterte Auflage. Velden.
- SCHMID-EGGER C. & E. SCHEUHL (1997): Illustrierte Bestimmungstabellen der Wildbienen Deutschlands und Österreichs, Band **3**: Andrenidae. — Velden.
- WECHSLER K., FIEBIG J., HENCHE A., PLACKINGER U., RAUER-GÖMANN M. & H. SCHEIDT (2001): Über das Weichen trockenfallener Alkohol- und Formalinpräparate, Herbarblätter und von Tapagewebe. — Der Präparator **47**: 15-31.

Anschriften der Verfasser: Sebastian HOPFENMÜLLER
 Universität Ulm, Institut für Evolutionsökologie und
 Naturschutzgenomik
 Albert-Einstein-Allee 11
 D-89081 Ulm, Deutschland
 E-mail: sebastian.hopfenmueller@uni-ulm.de

J.-Prof. Dr. Antonia V. MAYR
 Universität Bonn, Institut für Zoologie
 Meckenheimer Allee 169
 D-53115 Bonn, Deutschland
 E-mail: anmayr@uni-bonn.de

Tab. 2: Wichtige gattungsspezifische Merkmale die bei der Präparation beachtet werden sollten. Merkmale in Klammern sind nur in wenigen Einzelfällen gefragt.

| | | Weibchen | Männchen | Genital |
|---------------------|-----------------------|-------------------------|----------|---------|
| Colletidae | <i>Colletes</i> | | Sternite | ja |
| | <i>Hylaeus</i> | Mandibel | Sternite | ja |
| Andrenidae | <i>Andrena</i> | Pygidium | | ja |
| | <i>Camptopoeum</i> | | | |
| | <i>Melitturga</i> | | | |
| | <i>Panurginus</i> | | Sternite | ja |
| | <i>Panurgus</i> | | | |
| Halictidae | <i>Dufourea</i> | | Sternite | |
| | <i>Halictus</i> | | | ja |
| | <i>Lasioglossum</i> | Sporne der Hintertibien | | ja |
| | <i>Nomia</i> | | | |
| | <i>Nomioides</i> | | | |
| | <i>Rophites</i> | | Sternite | |
| | <i>Rophitoides</i> | | | |
| | <i>Sphecodes</i> | Mandibel, Pygidium | | ja |
| | <i>Systropha</i> | | Sternite | |
| Melittidae | <i>Dasypoda</i> | | | ja |
| | <i>Macropis</i> | | | ja |
| | <i>Melitta</i> | | | ja |
| Megachilidae | <i>Anthidium</i> s.l. | | | |
| | <i>Chelostoma</i> | | Sternite | |
| | <i>Coelioxys</i> | | | (ja) |
| | <i>Dioxys</i> | | Sternite | |
| | <i>Heriades</i> | | Sternite | |
| | <i>Hoplitis</i> | | Sternite | |
| | <i>Lithurgus</i> | | | |
| | <i>Megachile</i> | (Mandibel) | | ja |
| | <i>Osmia</i> | (Mandibel) | Sternite | ja |
| | <i>Stelis</i> | | Sternite | |
| Apidae | <i>Ammobates</i> | | | |
| | <i>Ammobatoides</i> | | | |
| | <i>Anthophora</i> | Pygidium | Pygidium | ja |
| | <i>Biastes</i> | | Sternite | |

| | | Weibchen | Männchen | Genital |
|--|--------------------|--|--|----------------|
| | <i>Bombus</i> | | | ja |
| | <i>Ceratina</i> | | Sternite | |
| | <i>Epeoloides</i> | | | |
| | <i>Epeolus</i> | | Sternite | |
| | <i>Eucera</i> s.l. | | Sternite | ja |
| | <i>Melecta</i> | | | |
| | <i>Nomada</i> | Labrum, Mandibel, Bedornung Hintertibien-Endrand | Labrum, Mandibel, Bedornung Hintertibien-Endrand | |
| | <i>Thyreus</i> | | Sternite | ja |
| | <i>Xylocopa</i> | | | |

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Linzer biologische Beiträge](#)

Jahr/Year: 2023

Band/Volume: [0055_1](#)

Autor(en)/Author(s): Hopfenmüller Sebastian, Mayr Antonia V.

Artikel/Article: [Präparation mitteleuropäischer Wildbienen 387-402](#)