Allgemeiner Teil : Methoden

Objekttyp: **Chapter**

Zeitschrift: **Contributions to Natural History : Scientific Papers from the Natural History Museum Bern**

Band (Jahr): **- (2020)**

Heft 38

PDF erstellt am: **19.03.2024**

Nutzungsbedingungen

Die ETH-Bibliothek ist Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Inhalten der Zeitschriften. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern.
Die auf der Plattform e-periodica veröffentlichten Dokumente stehen für nicht-kommerzielle Zwecke in Lehre und Forschung sowie für die private Nutzung frei zur Verfügung. Einzelne Dateien oder Ausdrucke aus diesem Angebot können zusammen mit diesen Nutzungsbedingungen und den korrekten Herkunftsbezeichnungen weitergegeben werden.
Das Veröffentlichen von Bildern in Print- und Online-Publikationen ist nur mit vorheriger Genehmigung der Rechteinhaber erlaubt. Die systematische Speicherung von Teilen des elektronischen Angebots auf anderen Servern bedarf ebenfalls des schriftlichen Einverständnisses der Rechteinhaber.

Haftungsausschluss

Alle Angaben erfolgen ohne Gewähr für Vollständigkeit oder Richtigkeit. Es wird keine Haftung übernommen für Schäden durch die Verwendung von Informationen aus diesem Online-Angebot oder durch das Fehlen von Informationen. Dies gilt auch für Inhalte Dritter, die über dieses Angebot zugänglich sind.

Ein Dienst der *ETH-Bibliothek*
ETH Zürich, Rämistrasse 101, 8092 Zürich, Schweiz, www.library.ethz.ch

http://www.e-periodica.ch



Abb. 2. ***Nemophora dumerilella***[19], ♀, **Sent GR, 12.8.2014, e.o.**

I. Allgemeiner Teil

Methoden

Untersuchungsgebiet

Es werden alle 55 Arten der Adelidae vorgestellt, für welche das Vorkommen in Europa belegt ist. Das Gebiet umfasst das kontinentale Europa, im Osten inklusive Russland bis zum Ural, jedoch ohne Kaukasus. Innerhalb des Untersuchungsgebiets liegen im Westen die Britischen Inseln und Island, im Süden die Mittelmeerinseln. Ausgeschlossen sind Zypern, der Küstenstreifen Nordafrikas und Makaronesien.

Literatur

Das Studium der Literatur über die Familie der Adelidae bildet die Grundlage der Arbeit. Zuerst habe ich Publikationen bearbeitet, welche die Schweiz betreffen, dann weitere deutschsprachige Texte. Fremdsprachige Artikel sind nur wenige berücksichtigt worden. Die wichtigen Informationen der durchgesehenen

Literatur finden sich in chronologischer Reihenfolge in der Einleitung zu jeder Artabhandlung. Im Sinne eines historischen Rückblicks werden auch die aus heutiger Sicht fragwürdigen oder falschen Angaben zitiert.

Datenaufnahme

Um Fundortkarten für die Schweizer Adelidae zu erstellen, haben viele Sammler ihre Beobachtungen beigesteuert. Daneben habe ich die Sammlungen in den folgenden Schweizer Museen überprüft und die Daten erfasst: Bündner Naturmuseum Chur, Entomologische Sammlung der Eidgenössischen Technischen Hochschule Zürich, Muséum d'histoire naturelle de la ville de Genève, Naturhistorisches Museum Basel, Naturhistorisches Museum Bern und Naturmuseum Solothurn. So sind bis Januar 2019 in der Datenbank von info fauna (CSCF Neuchâtel) etwas mehr als 4500 Daten zu den Adelidae zusammengekommen. Sie bilden die Basis der Fundortkarten. Diese sind in den meisten Fällen vor allem ein Abbild des unterschiedlichen Erforschungsgrades der Regionen der Schweiz. Die auffallende Häufung der Fundpunkte bei manchen Arten beispielsweise im Solothurner Jura ist das Ergebnis einer akribischen Untersuchung der dortigen Insektenfauna durch Georg Artmann. Weiter geben die Daten Auskunft über die Phänologie und liefern Anhaltspunkte für eine Beurteilung der Bestandsentwicklung einer Art im Laufe der letzten 150 Jahre.

Angabe der Funddaten bei Abbildungen

Die Fundorte und -daten abgebildeter Motive werden in den Bildlegenden angegeben. Folgen nacheinander mehrere Fotografien mit gleichen Daten, so stehen diese jeweils nur beim letzten Bild der Serie. Bei den Funden aus der Schweiz wird die Ortschaft gefolgt vom Kürzel des betreffenden Kantons genannt (siehe Abkürzungen S. 460). Bei gezüchteten Exemplaren ist das Datum angegeben, an welchem die mit Eiern belegten Pflanzen oder zur Eiablage eingefangene ♀♀ (e.o.) beziehungsweise Raupen (e.l.) oder Puppen (e.p.) gefunden worden sind. Bei nicht selber gezüchteten Exemplaren ist manchmal das Datum des Schlüpfens der Imago festgehalten worden. Datumsformat: 8.4.2014 = 8. April 2014.

Nachweismethoden

Imagines lassen sich am Tag durch Absuchen von Blüten und der Vegetation oder durch Keschern finden. Einige Arten, vor allem Vertreter der Gattung *Nematopogon*, können durch Lichtfang nachgewiesen werden.

Die Jugendstadien der Adelidae leben sehr versteckt. Vier Techniken zu ihrem Auffinden haben sich als effizient erwiesen (Tabelle 1).

1. Eiablage an eingetopften Pflanzen: Sogenannte "Blütenarten" bohren die Eier in Blüten oder Samenkapseln der Wirtspflanzen, "Krautpflanzenarten" in Pflanzenstängel. Es ist unter Zuchtbedingungen gelungen, die ♀♀ von 22 Arten an eingetopften Pflanzen mit entsprechendem Angebot an Blüten- und Samenanlagen oder an krautigen Pflanzen zur Eiablage zu bringen.

2. Einsammeln von Blüten- oder Samenanlagen: Bei den "Blütenarten" hat sich das Einsammeln von Blüten oder Samenanlagen an den Fundorten einer Art nach deren Flugzeit bei 16 Arten als erfolgreich herausgestellt. In einem Fall sind aus einem Strauss von etwa 100 *Succisa pratensis*-Blüten innerhalb von zwei Wochen über 500 Räupchen von *N. minimella*[18] und *N. cupriacella*[12] herausgekommen (Abb. 3A). Meistens ist die Suche jedoch nicht ganz so günstig verlaufen.

3. Aussieben der Bodenstreu: Ab dem Spätsommer bis zum Einwintern sowie im Frühjahr im März/April wird in Wäldern die Laub- oder Nadelstreu mit einem Käfersieb (nach Reitter-Winkler) durchsiebt. Das Gesiebe kann an Ort und Stelle nach Raupengehäusen abgesucht (Abb. 3B) oder zu Hause in grossen Becken ausgestreut und während der kommenden Tage kontrolliert werden. In vielen Fällen wird man keine Adelidae finden, manchmal jedoch gleichzeitig mehrere Raupen von drei bis vier Arten (Abb. 3C). Auf diese Weise sind 12 Arten gefunden worden. Der Parasitierungsgrad ist allerdings erheblich, ebenso der Anteil an Gehäusen, deren Bewohner abgestorben sind. Oft sind neben anderen Kleinlebewesen auch die Raupen aus den Mikrolepidoptera-Familien Incurvariidae und Amphisbatidae dabei. Ein Nachteil der Aussiebe-Methode besteht darin, dass eine sichere Artbestimmung erst nach erfolgreichem Ende der Zucht erfolgen kann.

4. Absuchen der Bodenstreu: Die aufwändigste Technik ist das Absuchen des Waldbodens. Dazu das Zitat aus Schütze (1931: 215): "Das Suchen in der Nadelstreu (im Hochwalde) kann nur in kniender Stellung vorgenommen werden und erfordert gute Augen und viel Geduld, ist stellenweise vergeblich, anderenorts von gutem Erfolg, besonders wenn man in der Nähe der Stämme sucht und Holz- und Rindenstücke sowie Zapfen fleissig umwendet." – Immerhin verdanke ich dieser Technik das Auffinden von 11 Arten, darunter die einzigen Raupenfunde von *A. cuprella*[28] und der seltenen *N. congruella*[5]. Auch bei dieser Methode ist eine sichere Artbestimmung in der Regel erst durch den Schlupf eines Falters möglich.



Abb. 3. Techniken zum Auffinden der Jugendstadien.

A Strauss von *Succisa pratensis*-Blüten zum Nachweisen der Jungraupen von *Nemophora minimella*[18] und *Nemophora cupriacella*[12], St-Imier BE, 21.8.2013.

B Aussieben der Bodenstreu zum Auffinden der Raupen von *Nematopogon argentellus*[52], Frankreich, Alpes-Maritimes, Col de la Lombarde, 23.9.2018 (Foto Fluri).

C Gesiebe aus einem Nadelmischwald: je drei Raupen von *Nemophora associatella*[21] und einer *Nematopogon*-Art, La Neuveville BE, 28.3.2014 (Auflösung S. 472).

Tabelle 1. Techniken zum Auffinden der Jugendstadien.

1. Eiablage an eingetopften Pflanzen.	1 *Nemophora degeerella*	31 *Adela australis*
	2 *Nemophora scopolii*	32 *Adela croesella*
	9 *Nemophora metallica*	38 *Cauchas fibulella*
	12 *Nemophora cupriacella*	39 *Cauchas leucocerella*
	13 *Nemophora violellus*	41 *Cauchas albiantennella*
	14 *Nemophora prodigellus*	42 *Cauchas rufimitrella*
	18 *Nemophora minimella*	44 *Nematopogon pilella*
	19 *Nemophora dumerilella*	45 *Nematopogon schwarziellus*
	22 *Adela violella*	47 *Nematopogon adansoniella*
	26 *Adela reaumurella*	51 *Nematopogon swammerdamella*
	28 *Adela cuprella*	52 *Nematopogon argentellus*
2. Einsammeln von Blüten oder Samenanlagen mit Eiern oder Jungraupen.	7 *Nemophora basella*	22 *Adela violella*
	9 *Nemophora metallica*	23 *Adela mazzolella*
	10 *Nemophora pfeifferella*	27 *Adela albicinctella*
	12 *Nemophora cupriacella*	36 *Cauchas rufifrontella*
	13 *Nemophora violellus*	38 *Cauchas fibulella*
	14 *Nemophora prodigellus*	39 *Cauchas leucocerella*
	18 *Nemophora minimella*	41 *Cauchas albiantennella*
	19 *Nemophora dumerilella*	42 *Cauchas rufimitrella*
3. Aussieben der Bodenstreu.	1 *Nemophora degeerella*	45 *Nematopogon schwarziellus*
	6 *Nemophora ochsenheimerella*	47 *Nematopogon adansoniella*
	21 *Nemophora associatella*	50 *Nematopogon metaxella*
	26 *Adela reaumurella*	51 *Nematopogon swammerdamella*
	32 *Adela croesella*	52 *Nematopogon argentellus*
	44 *Nematopogon pilella*	54 *Nematopogon robertella*
4. Absuchen der Bodenstreu.	5 *Nemophora congruella*	32 *Adela croesella*
	6 *Nemophora ochsenheimerella*	45 *Nematopogon schwarziellus*
	14 *Nemophora prodigellus*	47 *Nematopogon adansoniella*
	21 *Nemophora associatella*	51 *Nematopogon swammerdamella*
	26 *Adela reaumurella*	54 *Nematopogon robertella*
	28 *Adela cuprella*	

Zucht

In etwas mehr als 80 Zuchten ist es gelungen, 26 Arten ab Ei oder Jungraupe bis zur Puppe oder zur Imago zu züchten. Bei sechs weiteren Arten ist eine Zucht immerhin teilweise geglückt.

Eine Zucht ab Ei oder Jungraupe kann erfolgreich verlaufen, wenn die Raupen an lebenden, eingetopften Pflanzen gehalten werden (Abb. 4C und 4E). Die Eiablage an abgeschnittenen und ins Wasser eingestellten Zweigen ist bei *A. cuprella*[28] und *A. croesella*[32] zwar geglückt, die Weiterzucht ist aber gescheitert, weil die Weidenkätzchen (*Salix*) beziehungsweise die

Blütenknospen von *Ligustrum* abgestorben sind, noch bevor die Raupen schlüpften. Bei manchen Arten dauert die Raupenentwicklung zwei, ausnahmsweise sogar drei Jahre. Es ist wichtig, dass die Pflanzen diese Zeitspanne gesund überdauern. Das Hauptproblem ist der Befall mit Blattläusen, Spinnmilben oder Mehltau. Eine weitere Gefahr für die Raupen sind die mit Pflanzen oder Erde eingeschleppten räuberischen Insekten wie Käfer und deren Larven.

Die Bodenfeuchtigkeit soll möglichst konstant bleiben. Um Schimmel zu vermeiden, werden die Zuchttöpfe oben nur dann mit feiner Gaze verschlossen, wenn sie im Freien aufgestellt sind (beispielsweise während der Überwinterung) oder kurz vor dem erwarteten Schlüpfen der Imagines. Durch das rund um den Zuchttopf dicht schliessende Anbringen einer PVC-Folie werden die Seitenwände erhöht (Abb. 4D–F). Da die Raupen die bodennahen Bereiche kaum verlassen, ist ein Entweichen fast nie vorgekommen.

Bei der Zucht von Raupen, die sich Blattgehäuse bauen, müssen genügend dürre Blätter zur Verfügung stehen. Für viele Arten besonders geeignet ist letztjähriges Falllaub von Buche. Bei einem Mangel geeigneter Blätter fressen sich die Raupen gegenseitig die Gehäuse weg. Dasselbe gilt auch, wenn ein Zuchtgefäss eine zu hohe Dichte an Raupen enthält. Raupen aus Gesieben werden in Töpfen überwintert, in welche über die Erde eine Schicht Falllaub und Bodenstreu vom Fundort der Tiere gegeben wird (Abb. 4F).

Die beschriebenen Zuchtmethoden haben den Nachteil, dass die Raupen in den Zuchtgefässen auf Grund der "natürlichen" Umgebung der Topfpflanzen und der Bodenstreu oft nur mit grosser Schwierigkeit wiedergefunden werden können. Darum ist es erforderlich, sie für detaillierte Beobachtungen kurzzeitig in Petrischalen auf feuchtem Haushaltpapier zu halten (Abb. 4A). Je nach Art werden sie mit welken Pflanzenteilen, abgestorbenem Laub oder grünen Tannennadeln gefüttert. Blüten und welke Blätter von *Taraxacum* spp. (Abb. 4B) oder frische Triebe von *Cerastium* spp. sind für einige Arten begehrte Nahrung.

Die Überwinterung der Zuchten erfolgt im Freien an geschützter, schattiger Stelle (Abb. 4D). Ein- bis zweimal pro Monat ist die Bodenfeuchtigkeit in den Zuchttöpfen zu überprüfen. Beim Giessen der Pflanzen ist darauf zu achten, dass in den Untertellern kein Wasser stehen bleibt. Winter mit tiefen Temperaturen haben sich als günstiger erwiesen. Milde und feuchte Wintermonate führen unter den Zuchttieren zu wesentlich höherem Ausfall. Um die Entwicklung zum Falter zu beschleunigen, können manche Zuchten bereits ab Februar ins Zimmer genommen werden. Bei diesem Verfahren scheinen aber wichtige Impulse zur artspezifischen Weiterentwicklung zu fehlen. Der Anteil an Raupen, welche die Verpuppung "verpassen" und ein weiteres Jahr überliegen, ist dann auffallend gross.

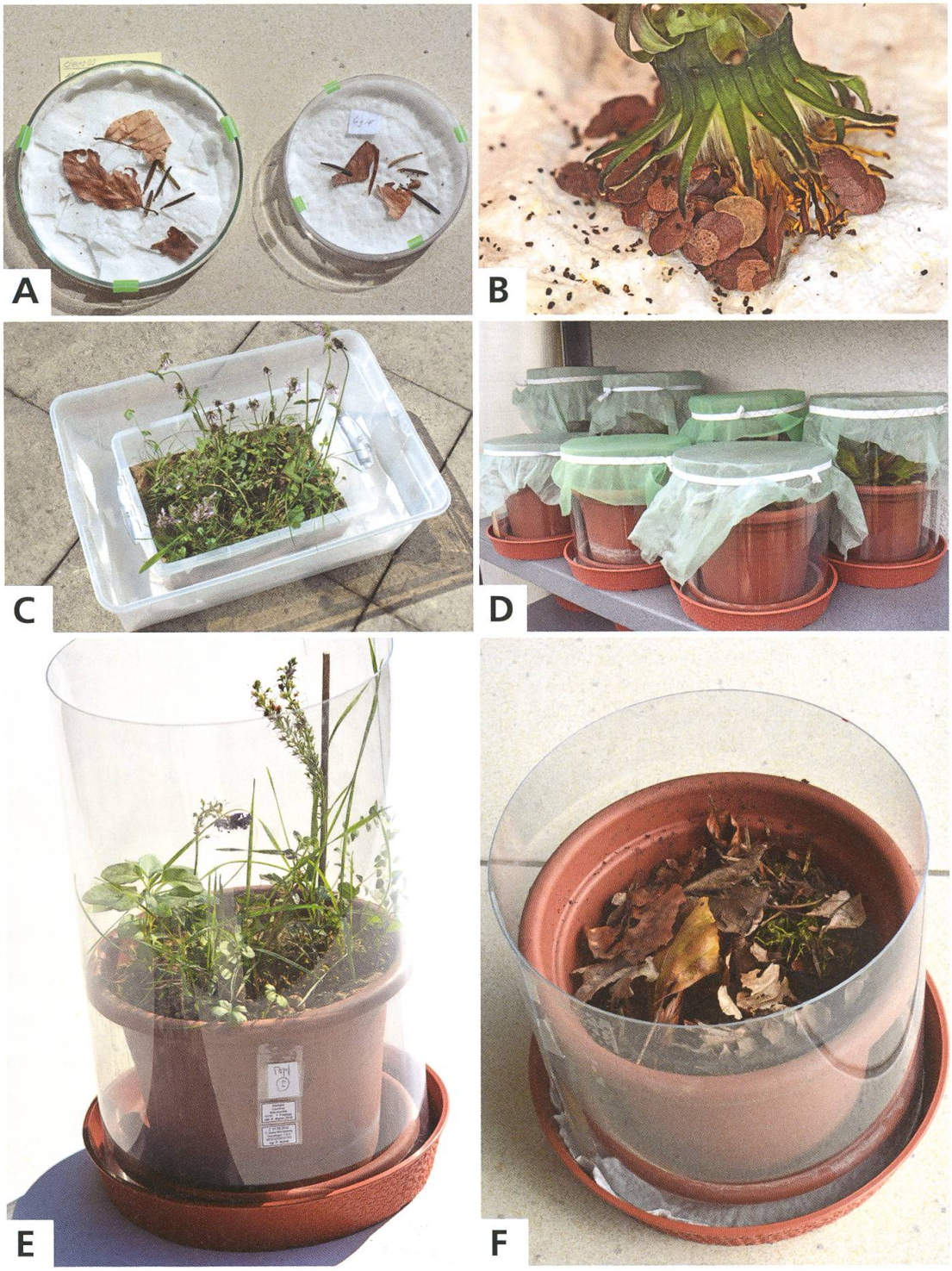


Abb. 4. Zuchtmethoden.

- **A** Kurzzeitige Haltung in Petrischalen auf feuchtem Haushaltpapier.
- **B** *Nematopogon* spp. Fütterung mit Blüte von *Taraxacum officinale*.
- **C** Zucht von *Nemophora prodigellus*[14] mit eingepflanzten *Stachys officinalis*.
- **D** Überwinterung an geschützter Stelle im Freien.
- **E** Eingetopfte Pflanze von *Veronica teucrium* zur Zucht von *Cauchas leucocerella*[39].
- **F** Zuchttopf für Raupen, welche aus der Laubstreu gesiebt worden sind.

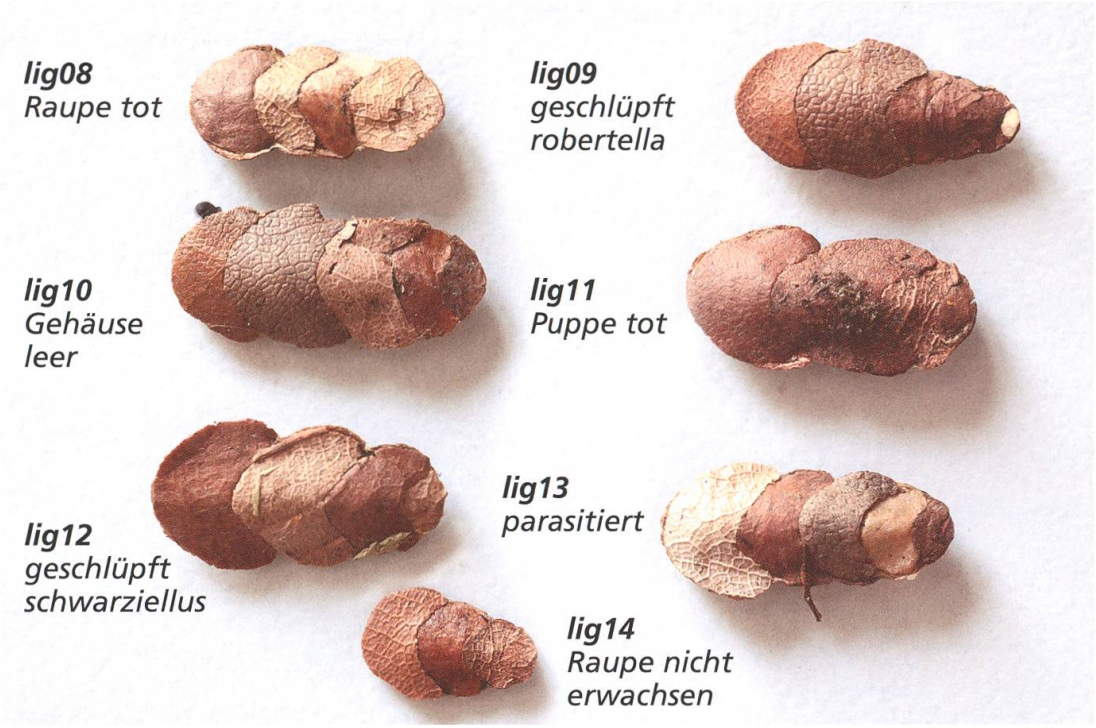


Abb. 5. Nach der Überwinterung erstelltes Fotoprotokoll der am 23.11.2011 in La Neuveville BE, Ligeresse, in der Bodenstreu gefundenen Raupengehäuse.

Dokumentation

Beim Sieben der Bodenstreu findet man Raupen, die vorerst mehrheitlich unbestimmbar bleiben. Erst der ausgeschlüpfte Falter wird die Identität verraten. Dann ist es jedoch zu spät, um die Jugendstadien zu fotografieren. Es ist daher notwendig, die Exemplare bereits "auf Vorrat" im Bild festzuhalten und mit einem Code zur Identifikation zu versehen (Fotoprotokoll, Abb. 5). Dabei hat sich bei den in Blattgehäusen lebenden Raupen gezeigt, dass sich frühere Fotografien später zweifelsfrei neueren Aufnahmen zuordnen lassen, auch wenn diese erst nach Monaten oder nach weiterem Ausbau der Gehäuse gemacht werden. Das ist möglich, weil die Gehäuse durch Geäder, Farbe und Form der Blattsegmente eindeutig wiederzuerkennen sind. Unter gewissen Umständen gelingt die Zuordnung sogar bei Erdgehäusen. Auf diese Weise lassen sich ganze Entwicklungsreihen im Bild dokumentieren, auch wenn die Raupen nicht einzeln gehalten werden.

Fotografie

Die Lebendaufnahmen entstanden in der Regel unter Laborbedingungen mit einer Canon Spiegelreflexkamera, dem Makro-Objektiv MP-E 65 mm und Ringblitz. Falterpräparate, Raupengehäuse auf neutralem Hintergrund, Exuvien und Puppencremaster fotografierte ich bei diffusem Tageslicht mit Hilfe eines Stativs und längeren Belichtungszeiten. Die Fotos der Eier und der Genitalpräparate wurden unter dem Mikroskop Leica DME in der Technik der manuellen Schichtfotografie gemacht und anschliessend mit dem Programm Helicon Focus 4.80 zusammengerechnet. Für Pflanzen- und Biotopaufnahmen sowie Freilandaufnahmen von Raupen und Imagines kamen verschiedene Kameras zum Einsatz. Die meisten Fotografien wurden schliesslich mit dem Bildbearbeitungsprogramm Adobe Photoshop Elements 9 nachbearbeitet. Wo nichts Anderes vermerkt ist, stammen die Aufnahmen vom Autor.

Das Fotografieren der lebenden Raupen erfordert Geduld. Die Tiere sind scheu und ziehen sich beim Auslösen des Verschlusses der Kamera blitzschnell in ihre Gehäuse zurück, so dass auf den Fotos von den Raupen nichts zu sehen ist. Erst nach längerer Angewöhnungszeit der Tiere gelingen Aufnahmen, wie sie auf den folgenden Seiten zu sehen sind. Zum Fotografieren der unverhüllten Raupen sind diese aus ihren Gehäusen geholt und danach wieder hineingesetzt worden, was ihnen nicht zu schaden scheint. Im Gegensatz dazu können Puppen den Gehäusen kaum ohne Verletzung entnommen werden. Um sie zu fotografieren, ist man gezwungen, die Gehäuse auf einer Seite vorsichtig zu öffnen und aufzuklappen. Nach derartiger Behandlung schlüpfen die Falter jedoch oft nur verkrüppelt oder gar nicht.

Belegsammlung und Genitalpräparation

Die für die Eiablage eingefangenen ♀♀ und die aus Zuchten hervorgegangenen Falter, Raupengehäuse und Exuvien sind neben Freilandfängen adulter Tiere in der Belegsammlung des Autors hinterlegt. Sofern keine anderen Angaben gemacht werden, befinden sich die abgebildeten Präparate in dieser Sammlung.

Die Genitalpräparation ist durch Mazeration mit 10%iger Kalilauge (KOH) und Dehydrierung in der Alkoholreihe erfolgt (Robinson 1976). Die Präparate sind im Alkohol unter einem Deckglas fotografiert worden. Die zwischen Klarsichtfolienplättchen in Euparal eingebetteten Dauerpräparate stecken an der

Nadel des Falters, damit dieser und das Genitalpräparat beisammenbleiben. Auf Wunsch der verantwortlichen Kuratoren sind Genitalpräparate bei Museumsbelegen in Euparal auf Objektträgern oder mit Glycerin in Glass Genitalia Vials (BioQuip Products, Gardena, California U.S.A.) angefertigt worden.

Genitalabbildungen

Die männlichen Genitalien werden bei den Artdiagnosen als Fotografie und im dritten Buchteil als Schwarz-Weiss-Zeichnungen abgebildet. Durch die grafische Bearbeitung der Skizzen, welche ich nach den fotografierten Vorlagen anfertigte, konnte ich eine Idealisierung und Verdeutlichung der Merkmale erzielen. Mehrfach wurden mehrere Genitalpräparate zu einem "Idealbild" kombiniert. Darum ist bei den Zeichnungen auf die Angabe von Funddaten verzichtet worden.

Inwiefern bei den weiblichen Genitalien die Zeichnungen des VII. Tergits und Sternits sowie die Fotografien der Ovipositorspitzen für eine Unterscheidung der Arten hilfreich sind, ist umstritten. In manchen Fällen können sie einen weiteren Hinweis für die Bestimmung liefern.

DNA-Barcoding

Zur Absicherung des Artstatus sowie der Determination von einzelnen Exemplaren wurden von insgesamt 44 europäischen Adelidae-Arten DNA-Barcodes ermittelt, entweder im Rahmen dieser Arbeit, oder bereits zuvor durch verschiedene Autoren (Mutanen et al. 2016). Bei den Abbildungen von sequenzierten Exemplaren wird jeweils die Barcode-Nummer genannt. Die genetischen Daten basieren auf einer 658 Basenpaare umfassenden Region des mitochondrialen Cytochrom C Oxidase I-Gens (COI) einschliesslich der 648 Basenpaare des sogenannten DNA-Barcodes. Für die genetischen Untersuchungen wurde ein trockenes Bein oder ein Teil eines Beines des zu untersuchenden Exemplars entnommen. Das Probenmaterial wurde anschliessend im kanadischen Zentrum für DNA-Barcoding (CCDB, Biodiversity Institute of Ontario, University of Guelph) unter der Leitung von Prof. Paul Hebert bearbeitet, einschliesslich PCR Amplifikation sowie DNA-Sequenzierung. Sämtliche objektspezifischen Daten sowie genetischen Signalsequenzen werden im Rahmen der speziell für diese Zwecke entwickelten und extrem leistungsfähigen, webbasierten Datenbank BOLD (http://www.barcodinglife.org/) verwaltet.

Bei der Durchsicht der vorliegenden DNA-Barcodes ist bei einigen Arten eine mehr oder weniger grosse genetische Diversität aufgefallen. Darauf wird im Artenteil bei den betroffenen Taxa hingewiesen, ohne allerdings weiter darauf einzugehen. Eine zweite Auffälligkeit betrifft die aktuell geläufige Gattungssystematik der Adelidae. Diese weist in mehreren Fällen eine erhebliche Differenz zu den Resultaten des DNA-Barcodes auf. Eine entsprechende Revision soll jedoch anderweitiger Forschung vorbehalten sein und ist hier nicht Gegenstand der Untersuchung.