

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

Herausgeber: Naturhistorisches Museum Bern

Band: - (2020)

Heft: 38

Artikel: Adelidae (Lepidoptera) : Beitrag zur Kenntnis der Biologie und Bestimmungshilfe für die europäischen Arten

Autor: Bryner, Rudolf

Kapitel: Entwicklungsstadien der Adelidae

DOI: <https://doi.org/10.5169/seals-880881>

Nutzungsbedingungen

Die ETH-Bibliothek ist die Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften auf E-Periodica. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Zeitschriften und ist nicht verantwortlich für deren Inhalte. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern beziehungsweise den externen Rechteinhabern. Das Veröffentlichen von Bildern in Print- und Online-Publikationen sowie auf Social Media-Kanälen oder Webseiten ist nur mit vorheriger Genehmigung der Rechteinhaber erlaubt. [Mehr erfahren](#)

Conditions d'utilisation

L'ETH Library est le fournisseur des revues numérisées. Elle ne détient aucun droit d'auteur sur les revues et n'est pas responsable de leur contenu. En règle générale, les droits sont détenus par les éditeurs ou les détenteurs de droits externes. La reproduction d'images dans des publications imprimées ou en ligne ainsi que sur des canaux de médias sociaux ou des sites web n'est autorisée qu'avec l'accord préalable des détenteurs des droits. [En savoir plus](#)

Terms of use

The ETH Library is the provider of the digitised journals. It does not own any copyrights to the journals and is not responsible for their content. The rights usually lie with the publishers or the external rights holders. Publishing images in print and online publications, as well as on social media channels or websites, is only permitted with the prior consent of the rights holders. [Find out more](#)

Download PDF: 04.04.2026

ETH-Bibliothek Zürich, E-Periodica, <https://www.e-periodica.ch>

Entwicklungsstadien der Adelidae

Ei

Die Eier der Adelidae sind extrem dünnhäutig mit strukturloser, glänzender Oberfläche. Anfänglich sind sie milchig gefärbt, manchmal mit durchsichtigen Stellen, später zum Teil gänzlich durchsichtig, so dass die Embryonalentwicklung von aussen verfolgt werden kann (Abb. 15). Ihre Form ist länglich oval, tropfen- oder spindelförmig und plastisch verformbar, wodurch sich die Gestalt bis zu einem gewissen Grad den Raumverhältnissen am Ablageort anpasst. Die Länge beträgt 0.3–0.7 mm.

Die Eier werden vom ♀ mit der Legeröhre (Ovipositor) in die Pflanze gebohrt und sind von aussen nicht sichtbar. Gelegentlich misslingt das vollständige Einbohren und das Ei schaut mit einem Ende etwas aus dem Zellgewebe der Pflanze hervor. Ein oberflächliches Anheften an die Aussenseite von Pflanzenstängeln ist nur ausnahmsweise bei *A. reaumurella*²⁶ und *A. australis*³¹ beobachtet worden. Dies lässt sich damit erklären, dass der gewählte Eiablageort für das Einbohren zu widerstandsfähig gewesen oder das ♀ bei der Eiablage gestört worden ist (Abb. 17B und 180B). Diese Eier haben sich in der Folge nicht entwickelt und sind vertrocknet.

Eiablageverhalten der "Blüten-" und "Krautpflanzenarten"

Die ♀♀ beginnen mit der Eiablage nicht unmittelbar nach erfolgter Paarung, sondern erst mehrere Stunden danach. Dabei sind zwei unterschiedliche Strategien festzustellen, die der "Blütenarten" und der "Krautpflanzenarten". Die Tabelle 2 gibt eine Übersicht über die Zugehörigkeit der Arten zu den beiden Strategiegruppen.

"Blütenarten": Die ♀♀ bohren die Eier in Blütenknospen oder ins Innere von Samenanlagen. Jede Art belegt nur eine oder wenige nahe verwandte Wirtspflanzen (Abb. 12E). Die Spitze des Ovipositors ist dem Eiablageort angepasst. Bei ♀♀, welche die Eier in Blüten legen, endet der Ovipositor in der Regel in einer Spitze. Bei Arten, welche die Eier in Samenanlagen bohren, ist die Ovipositorspitze etwas verbreitert und skalpellförmig (Farbtafeln 12, 13).

"Krautpflanzenarten": Die ♀♀ bohren die Eier ins Innere von Pflanzenstängeln, seltener von Blättern. Gewählt werden unterschiedliche krautige Pflanzen, wobei die Pflanzenart von untergeordneter Bedeutung zu sein scheint und es vor allem auf die Konsistenz der Stängel ankommen dürfte (Abb. 12F). Bei "Krautpflanzenarten" sind die Ovipositorspitzen skalpellförmig, besonders breit ausgeprägt bei den *Nematopogon*-Arten (Farbtafeln 12, 13). Die



Abb. 12. Eier und Eiablageverhalten.

- A *Nemophora metallica*⁹, Ei in Samenkapsel von *Knautia arvensis*, Le Landeron NE, 2.6.2019.
 B *Adela croesella*³², Ei in Blütenknospe von *Ligustrum vulgare*, La Neuveville BE, 22.5.2015.
 C *Adela reaumurella*²⁶, Ei in Pflanzenstängel von *Glechoma hederacea*, Ins BE, 11.5.2016.

- D *Cauchas albi antennella*⁴¹, Ei mit Raupenembryo in Samenschote von *Arabis hirsuta*, Olivone TI, 7.6.2015 (aus Schmid 2019).
 E *Nemophora prodigellus*¹⁴, "Blütenart", Eiablage in Blütenknospe von *Stachys officinalis*, Plagne BE, 12.6.2011.
 F *Adela australis*³¹, "Krautpflanzenart", Eiablage in Stängel von *Lotus hirsutus*, Cavigliano TI, 2.6.2013 (Foto Kissling).

Einbohrstellen sind an den Pflanzen in der Regel kaum zu entdecken. Gelegentlich verfärben sie sich etwas dunkler und schwellen leicht an. *Galium* reagiert besonders heftig und bildet über jedem Ei ein deutlich erkennbares, nahezu durchsichtiges Bläschen (Abb. 17A–D).

Konkurrenzvermeidung bei *Nemophora*-Arten an Kardengewächsen

*N. metallica*⁹, *N. cupriacella*¹² und *N. minimella*¹⁸ bohren die Eier in Blüten von *Knautia*, *Scabiosa* und *Succisa* (Dipsacaceae). Vielerorts leben zwei oder alle drei Arten gemeinsam und gleichzeitig in einem Lebensraum. Es stellt sich daher die Frage nach der gegenseitigen Konkurrenz. Beobachtungen haben gezeigt, dass unterschiedliche Strategien bestehen: *N. metallica*⁹ belegt stets die bereits vollständig geöffneten Blüten von *Knautia*. Dabei werden die Eier einzeln in die noch weichen Samenkapseln gebohrt (Abb. 13A–B). Die Samenkörner bilden die Nahrung der Jungrauen. Die leergefressene Hülse dient ihnen später als Erstgehäuse (Abb. 20E).

Im Unterschied dazu legen die ♀♀ von *N. cupriacella*¹² und *N. minimella*¹⁸ ihre Eier in die noch vollständig geschlossenen Knospen einer Einzelblüte (Abb. 13C–D). Staubbeutel und Stempel bilden die Nahrung der Jungrauen. In der Folge wird die Wirtsblüte kurz vor ihrem Aufblühen zum Erstgehäuse umgebaut (Abb. 20F). Dabei sind bezüglich Aussehen der Gehäuse und Verhalten der Jungrauen beider Arten keine verlässlichen Unterschiede festzustellen. Wie sie mit scheinbar identischer Eiablagestrategie eine gegenseitige Konkurrenz vermeiden, bedarf weiterer Abklärung.

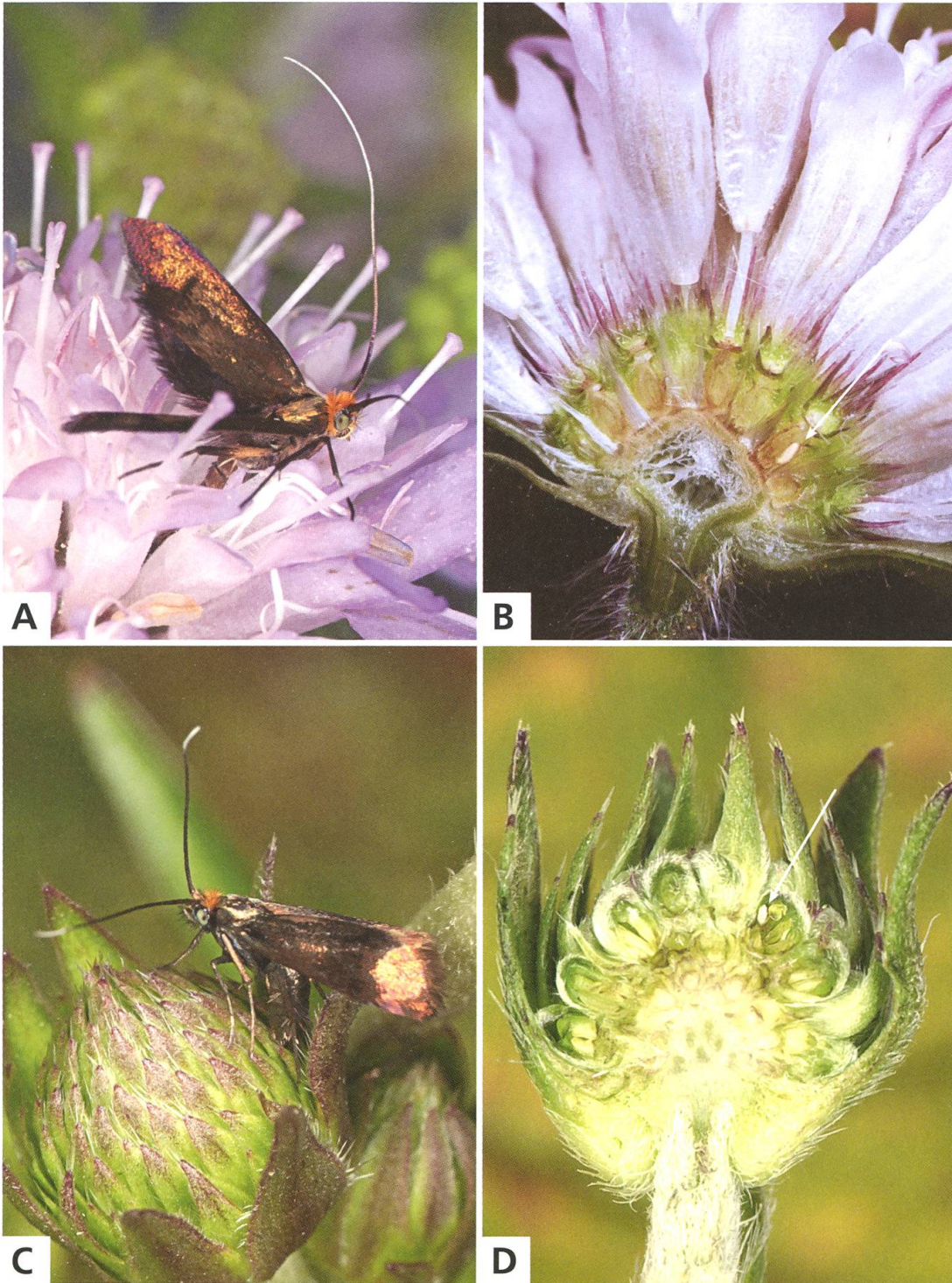


Abb. 13. Das Eiablageverhalten zweier an Dipsacaceae-Blüten gebundenen *Nemophora*-Arten.

*Nemophora metallica*⁹

- A ♀ bei der Eiablage in die geöffnete Blüte von *Knautia dipsacifolia*.
 B Querschnitt durch die Blüte: Ei im Innern einer zukünftigen Samenkapsel, Chasseral BE, 19.7.2016.

*Nemophora minimella*¹⁸

- C ♀ bei der Eiablage in den geschlossenen Blütenkopf von *Succisa pratensis*.
 D Querschnitt durch den Blütenkopf: Ei im Innern einer Blütenknospe, St-Imier BE, 23.7.2016.

Eiablageverhalten der "Krautpflanzenart" *Nematopogon pilella*⁴⁴

Im Rahmen eines Eiablageversuchs mit *N. pilella*⁴⁴ wurde ein ♀ in einen Zuchtopf gebracht, in welchem sich ein Rasenziegel mit Pflanzen aus seinem Habitat befand: *Achillea millefolium*, *Bromus erectus*, *Helianthemum nummularium*, *Hippocrepis comosa* und Moos. Nach Einbruch der Nacht zeigte das ♀ Eiablageverhalten. Es setzte sich kopfabwärts an eine Pflanze von *H. comosa* und presste das Abdomen-Ende während einer bis zwei Minuten an einen Blütenstängel. Dabei bohrte sich die Ovipositorspitze ins pflanzliche Gewebe (Abb. 14). Danach verschob sich das ♀ wenige Millimeter abwärts und wiederholte die Prozedur. Am folgenden Morgen bei Tageslicht erfolgte die Eiablage in gleicher Weise in einen Blattstängel von *H. comosa*. Die anschließende Untersuchung unter dem Mikroskop ergab: Im Stängelabschnitt von 2 cm Länge befanden sich im Abstand von 3–5 mm fünf schlitzförmige Einstichlöcher von 150 µm Länge. Sieben Tage nach der Eiablage wurden im befallenen Stängel im Durchlicht dunkle und helle Zonen sichtbar. Der Fund einer nach dem Ausschlüpfen aus dem Ei abgestorbenen Raupe liess eine mögliche Interpretation der verschiedenen Zonen zu: Dunkel erscheinen die Kopfkapseln der Raupen und die Kotansammlungen, hell die hohl gefressenen Stängelteile. Das Auskriechen der Raupen konnte nicht beobachtet werden. Drei Wochen später waren unter dem Binokular an den verwelkten Stängeln nur noch die ovalen Öffnungen zu sehen, durch welche die Räumchen unbemerkt herausgekrochen waren ("Eiraupentypus B", S. 48). Zum weiteren Verlauf dieser Zucht siehe bei der Artbeschreibung (S. 345).

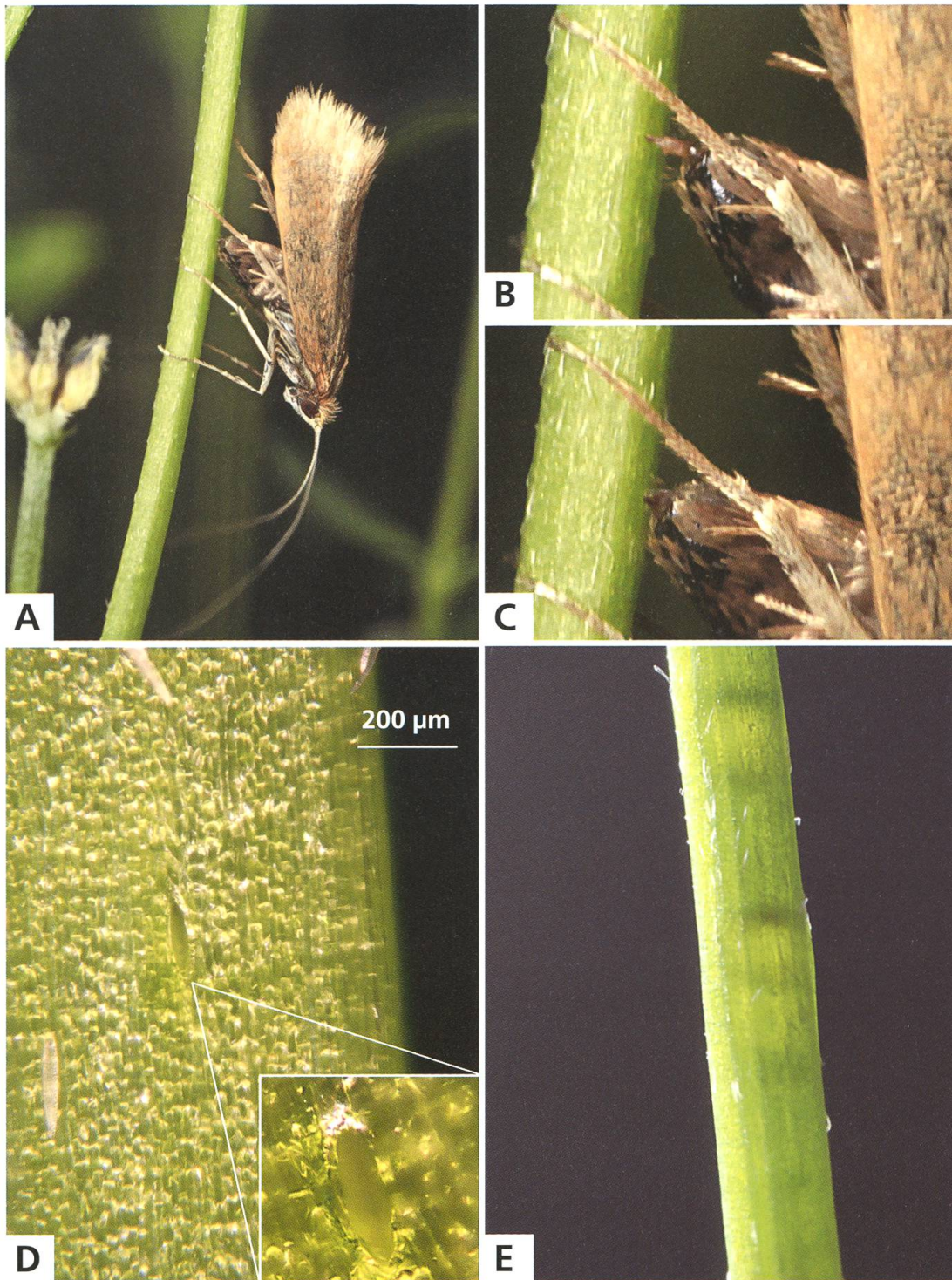


Abb. 14. *Nematopogon pilella*⁴⁴.

A–C Das ♀ bohrt die Ovipositorspitze in den Stängel von *Hippocrepis comosa*.

D In der Epidermis bleibt eine schlitzförmige Verletzung zurück.

E Zwei Wochen später sind die Eiablagestellen als dunkle und helle Zonen erkennbar, Vauffelin BE, 5.5.2014, e.o.

Tabelle 2. Eiablagepflanzen im Freiland (f) oder unter Zuchtbedingungen (z). Sofern keine Angaben gemacht werden, betreffen die Beobachtungen Populationen aus der Schweiz (Pflanzennamen nach Lauber & Wagner 1996 und Aeschimann et al. 2004).

"Blütenarten"	
7 <i>Nemophora basella</i>	<i>Spiraea media</i> (f, Slowakei)
9 <i>Nemophora metallica</i>	<i>Knautia arvensis</i> (f), <i>Knautia dipsacifolia</i> (f)
10 <i>Nemophora pfeifferella</i>	<i>Succisa pratensis</i> (f, Polen), <i>Succisella inflexa</i> (f, Polen)
12 <i>Nemophora cupriacella</i>	<i>Knautia dipsacifolia</i> (f), <i>Scabiosa columbaria</i> (f), <i>Succisa pratensis</i> (f)
13 <i>Nemophora violellus</i>	<i>Gentiana cruciata</i> (f)
14 <i>Nemophora prodigellus</i>	<i>Stachys officinalis</i> (f)
18 <i>Nemophora minimella</i>	<i>Scabiosa columbaria</i> (f), <i>Succisa pratensis</i> (f)
19 <i>Nemophora dumerilella</i>	<i>Veronica spicata</i> (f)
22 <i>Adela violella</i>	<i>Hypericum hirsutum</i> (f), <i>Hypericum maculatum</i> (f), <i>Hypericum perforatum</i> (f), <i>Hypericum x desetangsii</i> (f)
23 <i>Adela mazzolella</i>	<i>Erysimum marschallianum</i> (f, Deutschland)
27 <i>Adela albicinctella</i>	<i>Salix glaucosericea</i> (f)
28 <i>Adela cuprella</i>	<i>Salix cinerea</i> (f)
32 <i>Adela croesella</i>	<i>Ligustrum vulgare</i> (f)
32 <i>Cauchas rufifrontella</i>	<i>Draba muralis</i> (f, Griechenland), <i>Teesdalia nudicaulis</i> (f, Deutschland)
38 <i>Cauchas fibulella</i>	<i>Veronica chamaedrys</i> (f), <i>Veronica teucrium</i> (f)
39 <i>Cauchas leucocerella</i>	<i>Veronica chamaedrys</i> (f, Slowakei), <i>Veronica teucrium</i> (f, Deutschland, Slowakei)
41 <i>Cauchas albiantennella</i>	<i>Arabis hirsuta</i> (f)
42 <i>Cauchas rufimitrella</i>	<i>Aethionema saxatile</i> (f, Kroatien), <i>Alliaria petiolata</i> (f), <i>Arabis hirsuta</i> (f), <i>Cardamine heptaphylla</i> (f), <i>Cardamine pratensis</i> (f), <i>Lunaria rediviva</i> (f)
"Krautpflanzenarten"	
1 <i>Nemophora degeerella</i>	<i>Epilobium parviflorum</i> (z), <i>Galium mollugo</i> (z), <i>Galium sylvaticum</i> (z), <i>Melittis melissophyllum</i> (z), <i>Stachys officinalis</i> (z)
2 <i>Nemophora scopolii</i>	<i>Circaea lutetiana</i> (z), <i>Glechoma hederacea</i> (z)
26 <i>Adela reaumurella</i>	<i>Impatiens parviflora</i> (f), <i>Mercurialis perennis</i> (f), <i>Fragaria vesca</i> (z), <i>Galium mollugo</i> (z), <i>Galium odoratum</i> (z), <i>Glechoma hederacea</i> (z), <i>Lysimachia nemorum</i> (z)
31 <i>Adela australis</i>	<i>Lotus hirsutus</i> (f), <i>Lotus corniculatus</i> (z), <i>Stachys officinalis</i> (z)
44 <i>Nematopogon pilella</i>	<i>Hippocrepis comosa</i> (z)
45 <i>Nematopogon schwarziellus</i>	<i>Circaea lutetiana</i> (z), <i>Glechoma hederacea</i> (z), <i>Viola reichenbachiana</i> (z)
47 <i>Nematopogon adansoniella</i>	<i>Glechoma hederacea</i> (z), <i>Lamium galeobdolon</i> (z)
51 <i>Nematopogon swammerdamella</i>	<i>Fragaria vesca</i> (z), <i>Galium mollugo</i> (z), <i>Glechoma hederacea</i> (z), <i>Lamium maculatum</i> (z)
52 <i>Nematopogon argentellus</i>	<i>Cerastium fontanum</i> (z)

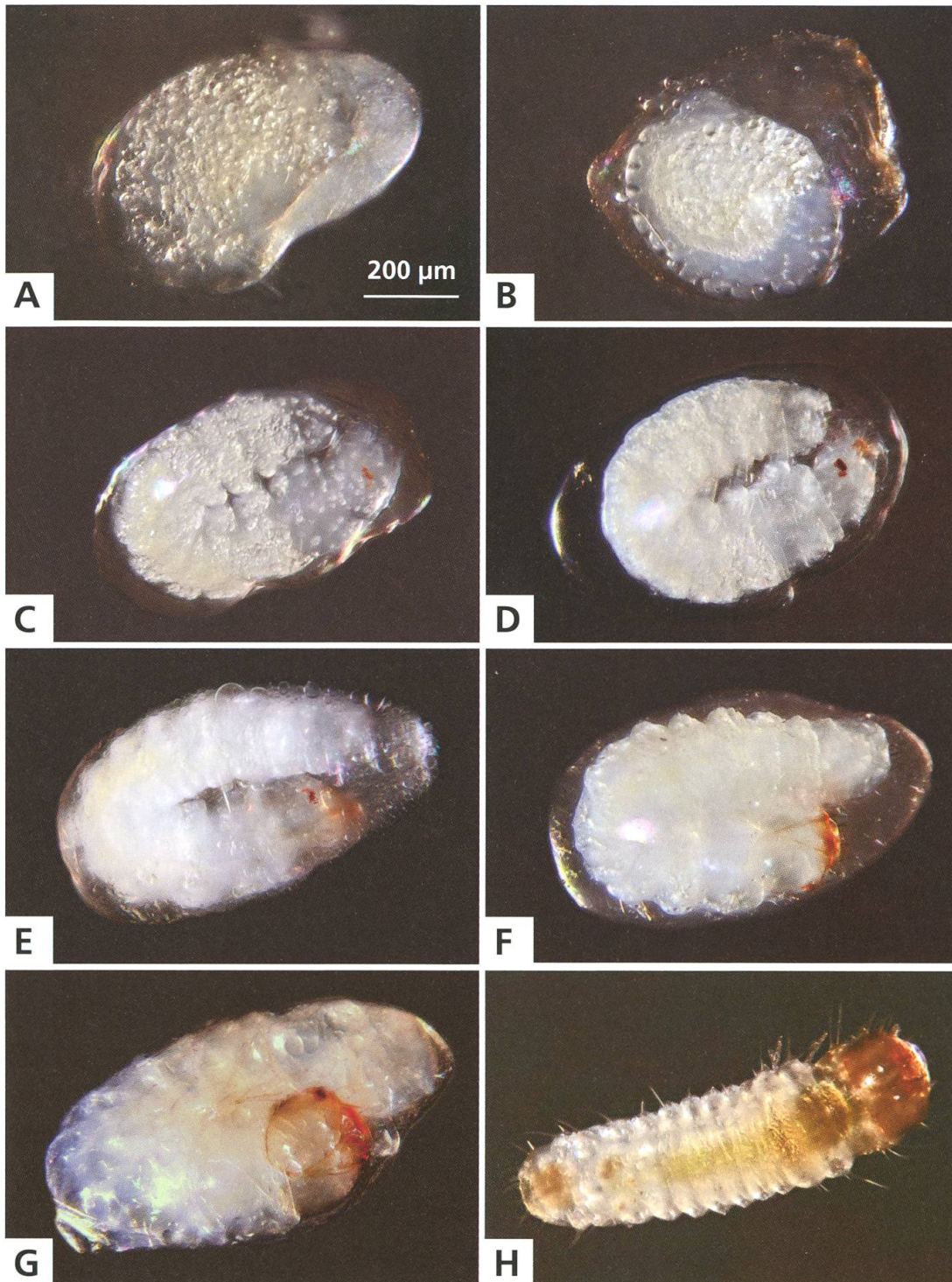


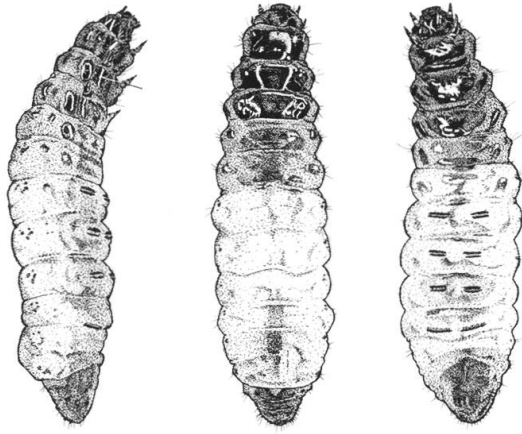
Abb. 15. Embryonalentwicklung von *Adela reaumurella*²⁶. Ei in Stängel von *Galium mollugo*. Alter nach Eiablage.

A 6 Tage.
 B 9 Tage.
 C 12 Tage.
 D 14 Tage.

E, F 15 Tage.
 G 16 Tage.
 H 18 Tage, Raupe geschlüpft, Sigriswil BE,
 27.5.2018 (leg. Fluri).

Raupe

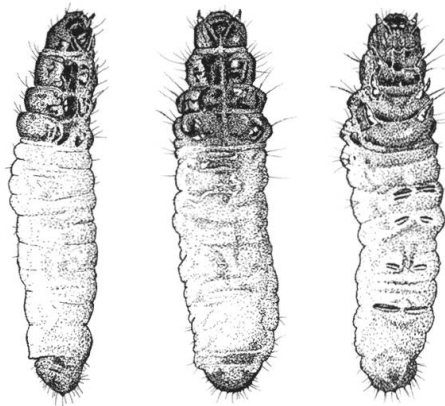
Die Raupen der Adelidae sind entsprechend endogen lebender Larven zeichnungslos weiss, elfenbeinfarbig, gelb oder fleischrot gefärbt mit durchscheinenden inneren Organen. Die drei Brustsegmente tragen sklerotisierte und mehr oder weniger dunkel gefärbte Rückenplatten. Auch die beiden letzten Hinterleibsegmente sind mehr oder weniger dunkel gefärbt und sklerotisiert. Auf dem VIII. Hinterleibsegment befindet sich bei Jungraupen dorsal ein auffallender Wulst (Abb. 139D). Die Bauchfüsse an den Abdominalsegmenten III bis V werden aus zwei parallelen Hakenreihen gebildet. Am Abdominalsegment VI bestehen die beiden Bauchfüsse aus je einer einzelnen, etwas längeren Hakenreihe.



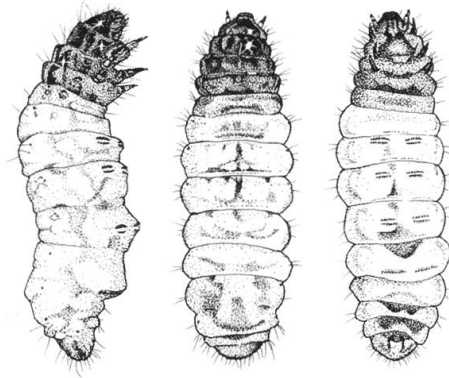
12 *Nemophora cupriacella*



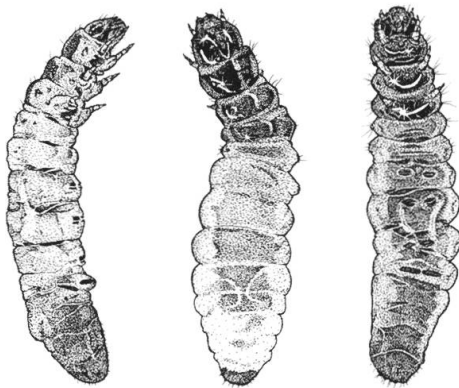
13 *Nemophora violellus*



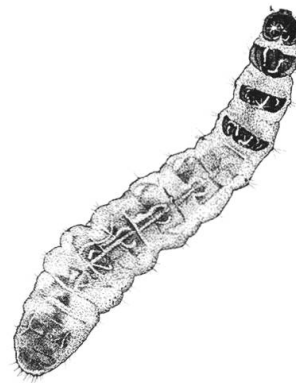
22 *Adela violella*



42 *Cauchas rufimitrella*



44 *Nematopogon pilella*



54 *Nematopogon robertella*

Abb. 16. Erwachsene Raupen der vier einheimischen Gattungen der Adelidae.

Verhalten der Eiraupen

Die Entwicklung im Ei (und je nach Art noch während der ersten Raupenstadien) findet geschützt und von aussen kaum erkennbar im Innern von Stängeln, Blüten oder Samenanlagen der Wirtspflanzen statt. Nach dem Schlüpfen der Raupen lassen sich zwei unterschiedliche Verhaltensweisen feststellen, die in der Folge als "Eiraupentypus A" und "Eiraupentypus B" beschrieben werden.

Eiraupentypus A

Nach dem Schlüpfen aus dem Ei verlassen die Räumchen die Wirtspflanze sofort, lassen sich zu Boden fallen und bauen sich dort ein Erstgehäuse aus Boden-substrat. Diesen Vorgang hat Chrétien für *N. metaxella*⁵⁰ bereits 1894 beschrieben (Heath & Pelham-Clinton 1983: 291). Dasselbe Verhalten habe ich jetzt auch für *N. degeerella*¹, *N. scopoli*², *A. reaumurella*²⁶, *A. australis*³¹, *N. schwarziellus*⁴⁵ und *N. adansoniella*⁴⁷ – alles "Krautpflanzenarten" – nachweisen können. Da die Raupen am Eiablageort ausser der Eihülle kaum Nahrung aufnehmen, werden die Eier oft dicht nebeneinander abgelegt. So hat beispielsweise ein ♀ von *A. australis*³¹ in einen 6 cm langen Stängelabschnitt von *Stachys officinalis* rund 50 Eier gebohrt. Dies ergibt einen Abstand zwischen den einzelnen Eiern von durchschnittlich 1.2 mm (Abb. 180C). Die betroffenen Pflanzenteile werden in ihrem Wachstum gestört, überleben den Befall aber in der Regel.

Im Eiablageversuch mit *A. reaumurella*²⁶ dauerte die Embryonalentwicklung 18 Tage (Abb. 15). Der Schlupfvorgang (Abb. 17) beginnt damit, dass die Raupe im Innern des von der *Galium*-Pflanze gebildeten Eibläschens die dünne, durchsichtige Eihaut aufbeisst. Dadurch läuft die verbliebene Eiflüssigkeit aus. Zuerst wird die Eihülle verzehrt, danach benagt die Raupe das pflanzliche Gewebe. Nach vier bis sechs Stunden hat die Raupe eine ausreichend grosse Öffnung in die Epidermis des Pflanzenstängels genagt, verlässt das Eibläschen und fällt in die Bodenstreu. Dort beginnt sie mit dem Bau ihres Erstgehäuses aus feinen Erdpartikeln. Als Nahrung dienen mehr oder weniger in Zersetzung begriffene Teilchen von letztjährigem Falllaub.

Eiraupentypus B

Bei der Mehrheit der Adelidae bleibt die Jungraupe nach dem Schlüpfen aus dem Ei mehrere Tage bis einige Wochen im Innern der Wirtspflanze. Diese wird schliesslich nach der ersten, möglicherweise erst nach der zweiten Häutung verlassen. Der Wechsel vom Leben in Stängeln, Blüten oder Samenanlagen zum Dasein als gehäusetragende, in der Streuschicht lebende Raupe ist ein faszinierender Vorgang, wobei zwei Verhaltensmuster festzustellen sind.

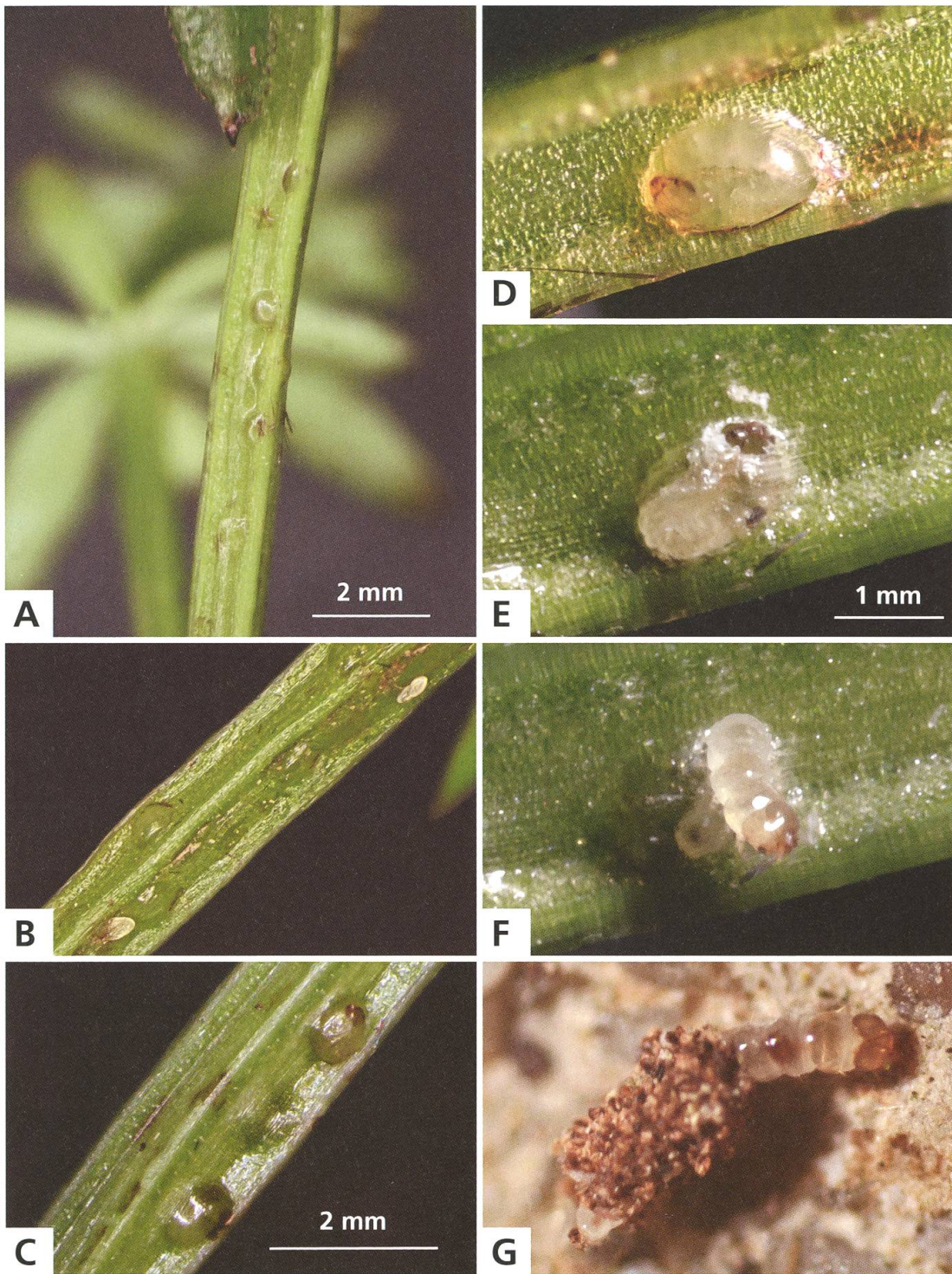


Abb. 17. *Adela reaumurella*²⁶. "Eiraupentypus A". Eier in Stängel von *Galium mollugo*.

- | | |
|--|--|
| <p>A Ei-Bläschen drei Tage nach der Eiablage.</p> <p>B Drei Ei-Bläschen und zwei nicht ganz in den Stängel gebohrte, abgestorbene Eier vier Tage nach der Ablage.</p> <p>C 16 Tage alte Eibläschen.</p> <p>D 17 Tage altes Eibläschen.</p> | <p>E, F Raupe schlüpft am 18. Tag.</p> <p>G Jungraupe 24 Stunden nach dem Schlüpfen, das Erstgehäuse ist noch zu kurz für die ausgestreckte Raupe, Sigriswil BE, 27.5.2018 (leg. Fluri).</p> |
|--|--|

1. Bei wenigen Arten, deren Eiraupen das erste Larvenstadium in Samenschoten verbringen, frisst sich die Jungraupe eine Öffnung oder wartet bis die Schote aufplatzt. Dann fällt sie zu Boden und fertigt das Erstgehäuse analog dem "Eiraupentypus A" erst in der Streuschicht aus Bodensubstrat an. Dieses Verhalten zeigen *C. rufifrontella*³⁶, *C. fibulella*³⁸ und *C. rufimitrella*⁴².

2. Beim zweiten Verhaltensmuster besteht der Unterschied darin, dass die Jungraupe ihr Erstgehäuse bereits an der Pflanze anfertigt und erst danach mitsamt dem Gehäuse zu Boden fällt. Es ist die bei der Mehrheit der Arten beobachtete Strategie.

In den Abbildungen 18 und 19 wird ein derartiger Entwicklungsverlauf am Beispiel der "Krautpflanzenart" *N. swammerdamella*⁵¹ dargestellt. Das ♀ hat die Eier in eine Ranke von *Fragaria vesca* gebohrt. Auf einer Länge von 10 cm befinden sich 21 Einstichstellen, welche eine Woche nach Eiablage im Durchlicht als dunkle Knoten sichtbar werden. Im Gegensatz zum "Eiraupentypus A" ist der Eiabstand im belegten Stängel grösser. Er misst durchschnittlich 5 mm. Dies lässt sich damit erklären, dass sich die Raupen des "Typus B" im ersten Stadium vom Saft der Pflanzen und in geringerem Ausmass wohl auch von Zellgewebe ernähren und sich dabei gegenseitig nicht konkurrieren sollen. Die betroffenen Pflanzenstängel sterben nach einem Befall in der Regel ab. Nach einer weiteren Woche und nach der ersten Häutung bauen sich alle Räumchen synchron innerhalb von einem halben Tag ihr Erstgehäuse. Dieses besteht aus dem Raupenkot, der trocken und krümelig ist und sich während der ersten Entwicklungszeit im Innern der Raupenkammer angesammelt hat. Durch eine in die Stängelwand genagte Öffnung bringen die Raupen das Baumaterial nach aussen und spinnen das Erstgehäuse über der Öffnung an der Aussenseite des Stängels fest (siehe auch Abb. 20A). Selbst die von der Häutung übrig gebliebene Kopfkapsel findet gelegentlich Verwendung. Ergänzt wird die Konstruktion manchmal durch feine Pflanzenteile und Genagsel. Danach fallen die Räumchen in ihren Gehäusen zu Boden. Diese werden jetzt mit feinem Bodensubstrat vergrössert. Vier Tage später sind die Räumchen in der Lage, erste halbmondförmige Blattausschnitte aus Falllaub auszuschneiden und anzubauen. Nach weiteren vier Tagen sind alle Gehäuse nur noch aus Blattausschnitten aufgebaut, bestehen mehrheitlich aus drei paarigen Segmenten und messen in der Länge 3–4 mm.

Raupen, deren Entwicklung in Samenkapseln beginnt, verwenden zum Bau der Erstgehäuse ebenfalls ihren Kot, der sich in der Kapsel angesammelt hat. Durch ein zuvor von innen her ausgenagtes Loch holt die Raupe Kot und Genagsel und baut auf der Aussenseite der Samenschote ein "Kotsäckchen" (Abb. 20A). Sobald die Konstruktion fertig ist, fällt sie darin zu Boden und wird dort ihre restliche Entwicklungszeit verbringen. Diese Strategie gilt für folgende

Arten: *N. basella*⁷, *N. violellus*¹³, *N. dumerilella*¹⁹, *A. violella*²², *A. mazzoella*²³, *C. leucocerella*³⁹ und *C. albiantennella*⁴¹.

Raupen von Arten, deren Entwicklung in Blüten beginnt, bauen ein Erstgehäuse aus der bewohnten Blüte oder aus Teilen davon. Dies gilt für *N. metallica*⁹, *N. cupriacella*¹² (Abb. 20B–C), *N. prodigellus*¹⁴ und *N. minimella*¹⁸. Die Jungrauen von *A. albicinctella*²⁷ (Abb. 20D) bauen ihr Erstgehäuse aus der Samenwolle der Weidenkätzchen. Nachdem sie zu Boden gefallen sind, wird das Erstgehäuse innerhalb weniger Stunden umgebaut. Die Abbildung 20F veranschaulicht diesen Umbau bei *N. minimella*¹⁸ innerhalb der ersten 48 Stunden nach Verlassen der Blüte von *Succisa pratensis*. Beginnend mit einer Einzelblüte, werden an der Blütenbasis zuerst Genagsel und Erdpartikel angebaut, dann werden die verwelkenden Blütenteile allmählich ersetzt, um schliesslich einem vollständig aus Erdpartikeln aufgebauten Gehäuse vom "Erdsacktypus" Platz zu machen. Das rasche Umbauen des Erstgehäuses dürfte zwei Gründe haben: Zum einen sind die Blütenteile nicht beständig. Zum anderen fallen die oft bunten Erstgehäuse in der mehrheitlich braunen Umgebung der Bodenstreu zu sehr auf. Der Effekt der Tarnung entfällt. So habe ich beobachtet, wie die Jungrauen von *A. albicinctella*²⁷ die auffällig weisse Samenwolle der Weidenkätzchen umgehend von den in der Bodenstreu mit dürrerem Falllaub erweiterten Gehäusen aktiv weggebissen haben. Ein Spezialfall sind die Jungrauen von *N. metallica*⁹, die als Erstgehäuse eine nur einseitig geöffnete Samenhülse nutzen und diese erst nach einigen Monaten von ihren vergrösserten Gehäusen entfernen (Abb. 20E). Dies ist der einzige beobachtete Fall, bei dem Raupen über längere Zeit ein nur einseitig geöffnetes Gehäuse bewohnen.

Konstruktion der Gehäuse älterer Raupenstadien

Die Gehäuse der älteren Raupen können entsprechend ihrer Bauweise dem "Erdsacktypus" oder dem "Blattsacktypus" zugeordnet werden. Offenbar ist der Typus aber nicht immer artspezifisch festgelegt. Bei *A. violella*²² treten vielfältige Übergangsformen zwischen beiden Gehäusetypen auf. Bemerkenswert ist, dass die Raupen von *A. croesella*³² zwar meistens Gehäuse vom "Erdsacktypus" bauen, gelegentlich aber auch Blattgehäuse anfertigen. Trotz der Vielfalt der Gestalt ist es kaum möglich, eine Art nur nach dem Aussehen des Raupensacks sicher zu bestimmen. Auf Grund des Fundortes ist in manchen Fällen zumindest eine Eingrenzung auf wenige Arten möglich. Eine Ausnahme sind die ausgewachsenen Raupen von *N. congruella*⁵ und *N. associatella*²¹. Sie lassen sich an ihren charakteristischen, aus Tannennadeln gebauten Gehäusen sicher bestimmen (Abb. 22G–H).

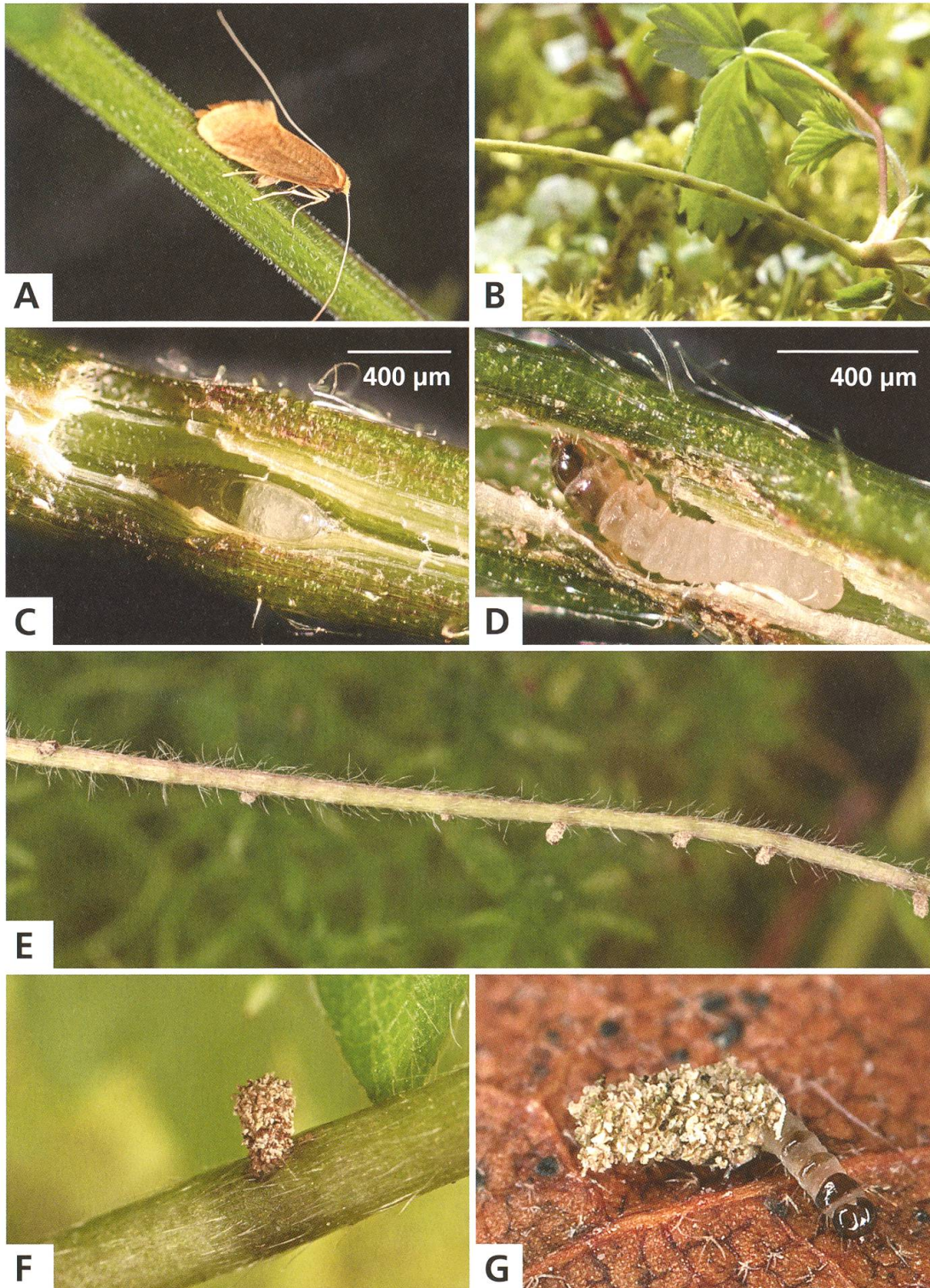


Abb. 18. *Nematopogon swammerdamella*⁵¹. Von der Eiablage zum Raupenkotgehäuse.

A 9. Mai: Eiablage (hier an *Galium*).

B 18. Mai: Verdunkelte Eiablagestellen in Erdbeerranke.

C 18. Mai: Längsschnitt mit Ei.

D 23. Mai: Längsschnitt mit Raupe.

E 24. Mai: Synchroner Bau der Erstgehäuse.

F 24. Mai: Erstgehäuse aus Raupenkot.

G 24. Mai: Jungraupe in der Bodenstreu, Cressier NE, 8.5.2016, e.o.

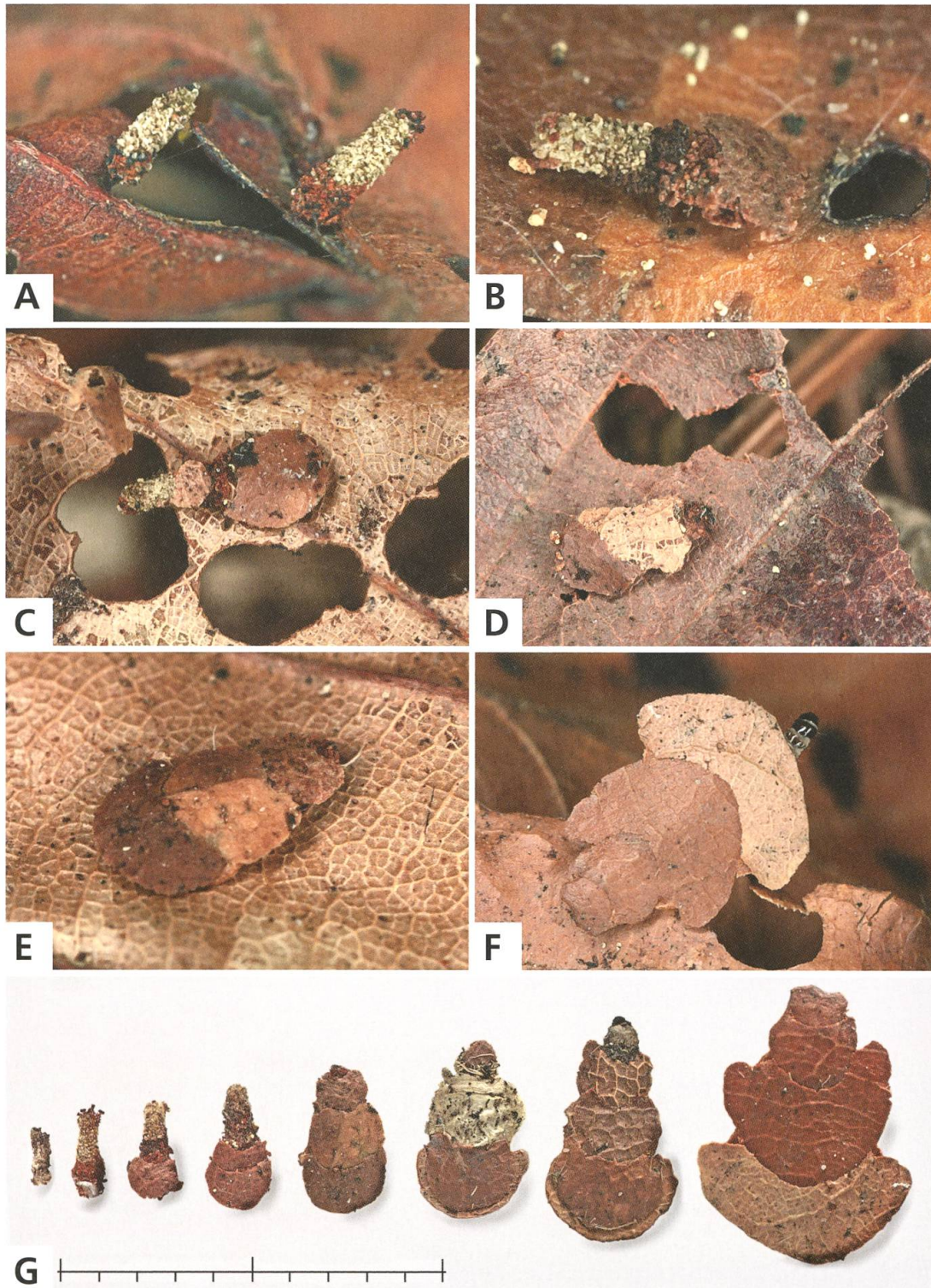


Abb. 19. *Nematopogon swammerdamella*⁵¹. Vom Raupenkotgehäuse zum "Blattsacktypus".

A 25. Mai: Fortgeschrittene Ausbauphase.
 B 27. Mai: Anbau eines ersten Blattsegments.
 C 28. Mai: Umbau zum Blattgehäuse.
 D 29. Mai.

E 31. Mai: Vom Erstgehäuse ist nichts übrig geblieben.
 F 15. Juni.
 G Ausbauphasen vom 24. Mai bis 15. Juni, Cressier NE, 8.5.2016, e.o.

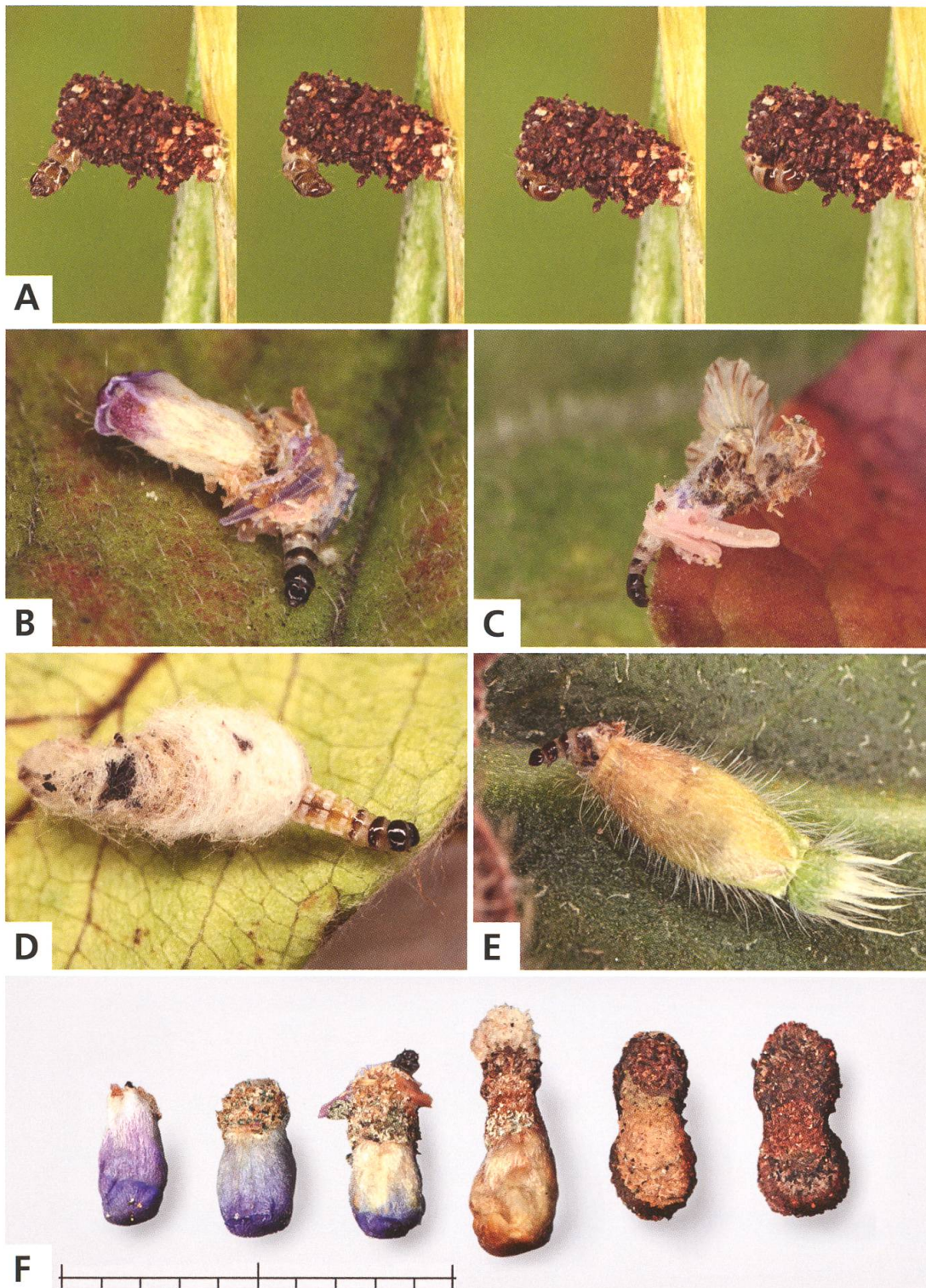


Abb. 20. Erstgehäuse des "Eiraupentypus B".

- A *Cauchas albi antennella*⁴¹, Konstruktion des Gehäuses aus Kot und Genägsel, Olivone TI, 24.6.2015, e.l.
- B, C *Nemophora cupriacella*¹², Gehäuse aus Blütenteilen von *Knautia dipsacifolia* und *Scabiosa columbaria*, Chasseral BE, 13.8.2011, e.o.
- D *Adela albicinctella*²⁷, Gehäuse aus Samenwolle von *Salix glaucosericea*, Turtmantal VS, 15.7.2013.

- E *Nemophora metallica*⁹, Gehäuse aus einer Samenkapsel von *Knautia arvensis*, Vauffelin BE, 4.8.2015, e.o.
- F *Nemophora minimella*¹⁸, Umbau des Erstgehäuses aus einer Blüte von *Succisa pratensis* zum "Erdsacktypus" in 48 Stunden, St-Imier BE, 21.8.2013, e.o.

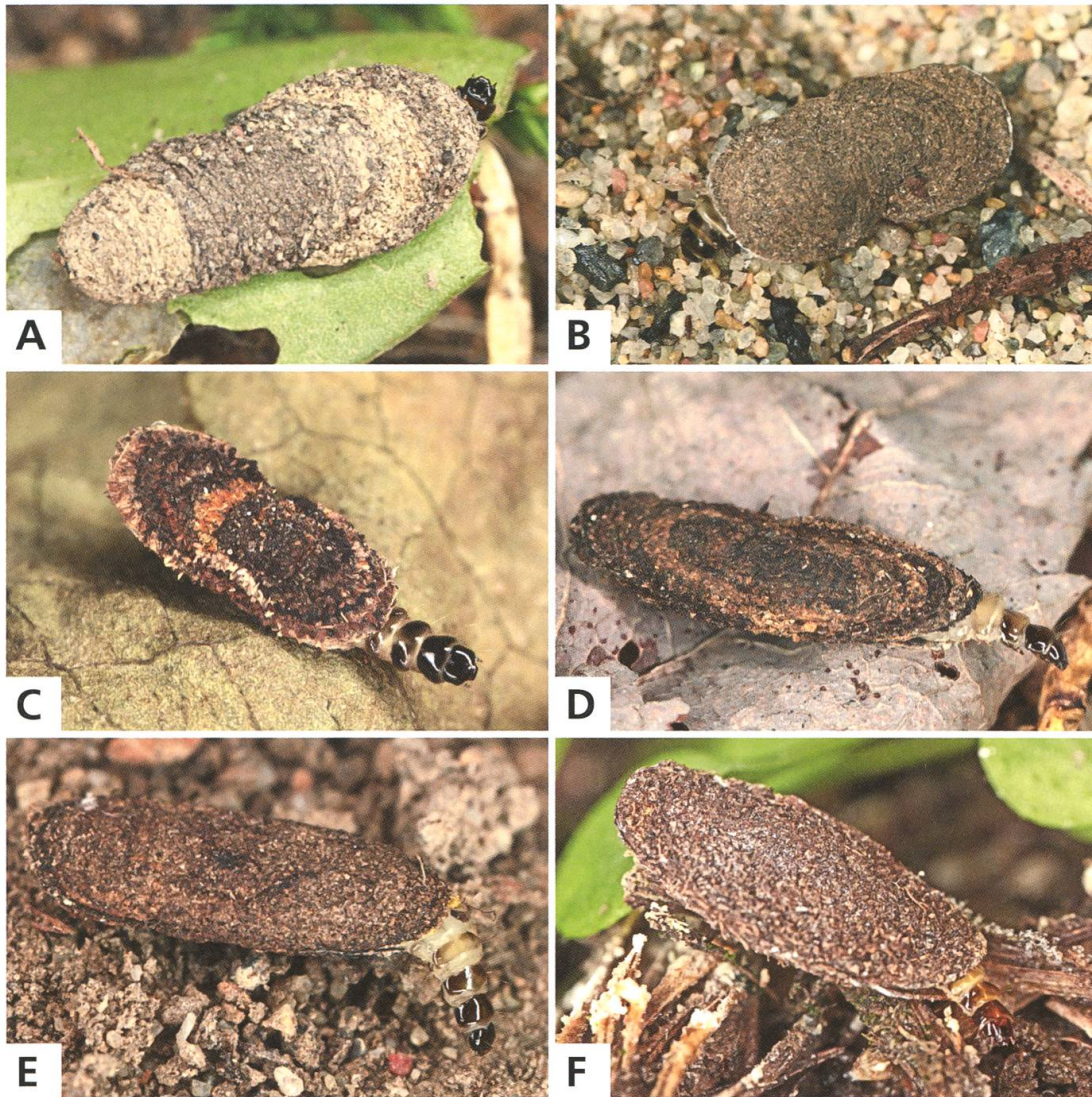


Abb. 21. Raupengehäuse vom "Erdsacktypus".

- A *Nemophora violellus*¹³, Vauffelin BE,
14.7.2011, e.l.
B *Nemophora prodigellus*¹⁴, Plagne BE,
12.6.2011.
C *Nemophora minimella*¹⁸, Saicourt BE,
23.8.2014, e.l.
D *Cauchas rufimitrella*⁴², La Neuveville BE,
14.4.2014, e.o.

- E *Adela mazozelella*²³, Deutschland, Thüringen,
Kyffhäuser, 10.8.2013, e.l.
F *Cauchas albiantennella*⁴¹, Olivone TI,
7.6.2015, e.o.

"Erdsacktypus": Die Gehäuse bestehen aus Sand und/oder Erdpartikeln, zum Teil gemischt mit feinem, organischem Material. Der Anbau kann auf drei Weisen erfolgen: stets am gleichen Gehäuseende, was zu einem birnenförmigen Aussehen führt (*N. violellus*¹³, Abb. 21A), an beiden Enden gleichzeitig, wodurch das Gehäuse die Form einer Acht annimmt (*N. prodigellus*¹⁴, Abb. 21B und *N. minimella*¹⁸, Abb. 21C), oder ringsherum, wobei die angebauten Ringe an den Schmalseiten breiter sind als an den Längsseiten. Das Ergebnis ist eine ovale Form (*C. rufimitrella*⁴², Abb. 21D). Die einzelnen Ausbauschnitte sind bei manchen Arten gut erkennbar. Andere bauen homogene Gehäuse, zum Beispiel *A. mazzoella*²³ (Abb. 21E) oder *C. albiannella*⁴¹ (Abb. 21F). Die Innenseiten der Gehäuse sind mit Seide dicht ausgesponnen.

"Blattsacktypus": Die auf der Innenseite mit Seide ausgesponnenen Gehäuse bestehen aus mehr oder weniger grobem pflanzlichem Material. Die dünnen Blattteile bewohnter Gehäuse überstehen problemlos die gesamte Entwicklungsdauer bis zum Schlüpfen des Falters, was einer Zeit von mehreren Monaten entspricht.

Bei einigen *Nemophora*- und *Adela*-Arten werden annähernd halbmondförmig ausgegagte Blattausschnitte verwendet. Es sind aber auch kaum bearbeitete Pflanzenteile eingebaut. Die Bauteile liegen stets quer zur Gehäuselänge. Es entsteht ein leicht unordentlicher Eindruck wie beispielsweise die Gehäuse von *N. metallica*⁹ (Abb. 22A), *A. reaumurella*²⁶ (Abb. 22B) und *A. violella*²² (Abb. 22C) zeigen.

Andere Arten konstruieren Gehäuse von erstaunlicher Präzision aus exakt ausgegagten, halbmondförmigen Bauteilen. Als Material dient Falllaub. Ganz oben in der Beliebtheitsskala stehen dürre Blätter, die sich nicht so rasch zersetzen. Am beliebtesten scheint Buchenlaub, *Fagus sylvatica*, zu sein. Mehrfach ist auch die Verwendung des Falllaubes von Ahorn, Weide, Birke oder Eiche beobachtet worden. Diese fast als kunstvoll zu bezeichnende Form des "Blattsacktypus" bauen beispielsweise *N. degeerella*¹, *N. scopoli*² und *N. oxsenheimerella*⁶. Ganz besondere Meisterwerke konstruieren die *Nematopogon*-Arten wie *N. swammerdamella*⁵¹ (Abb. 22D), *N. schwarziellus*⁴⁵ (Abb. 22E) und *N. robertella*⁵⁴ (Abb. 22F).

Mit dem Wachstum der Raupe werden periodische Umbauten nötig: Rückbau der zu klein gewordenen Teile und Vergrößerung der Blattgehäuse (Fotomontage Abb. 23C). Der Anbau neuer Blattsegmente erfolgt stets am breiteren Ende der Gehäuse. Unter Hunderten Säckchen hat es kein halbes Dutzend Exemplare gegeben, bei welchen ein Anbau am schmalen Ende erfolgt ist (Abb. 23D, 24D).

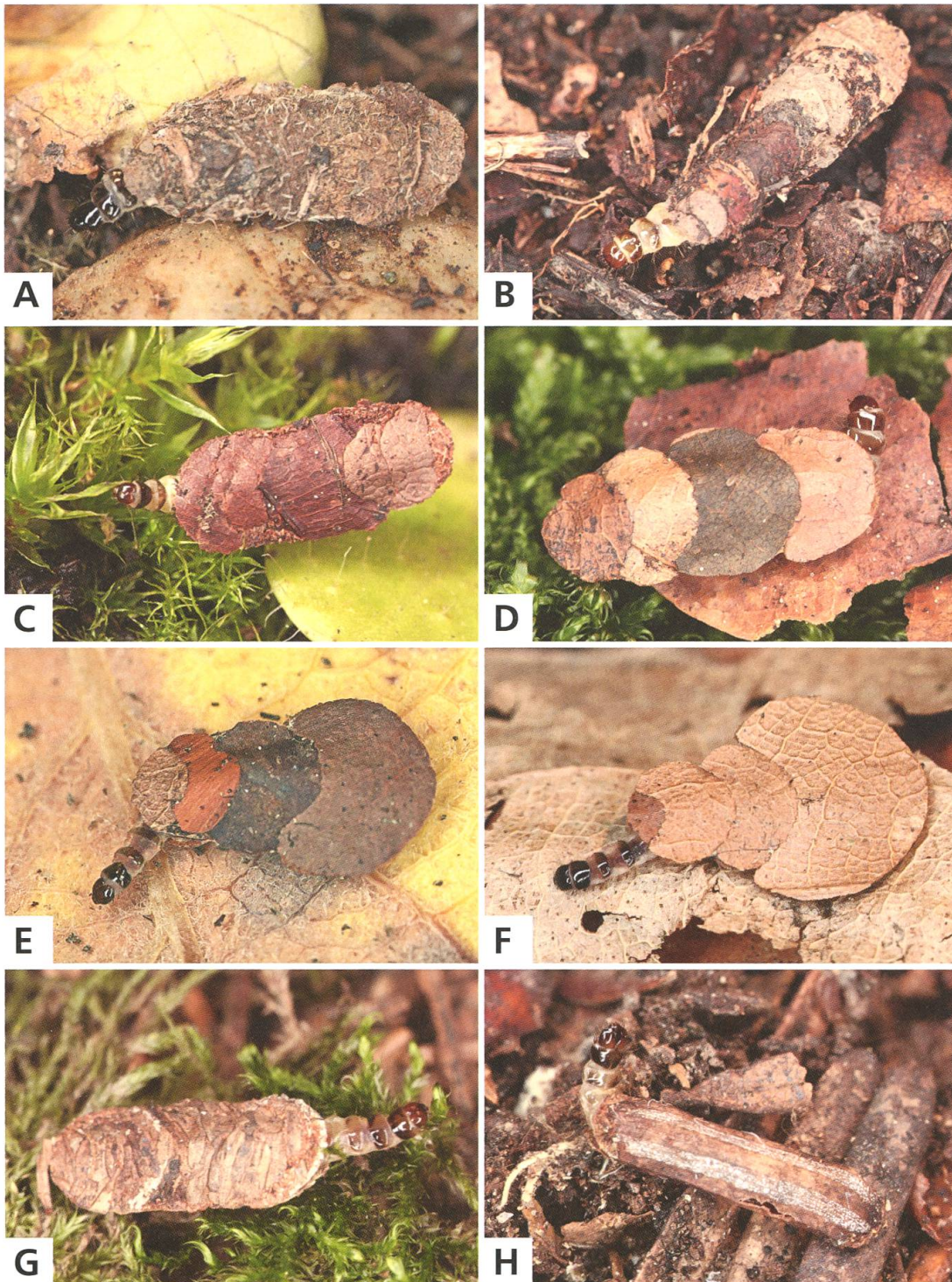


Abb. 22. Raupengehäuse vom "Blattsacktypus".

- A *Nemophora metallica*⁹, Chasseral BE, 13.8.2011, e.l.
 B *Adela reaumurella*²⁶, La Neuveville BE, 23.10.2011.
 C *Adela violella*²², Orvin BE, 5.8.2015, e.l.
 D *Nematopogon swammerdamella*⁵¹, Büetigen BE, 13.10.2011.
 E *Nematopogon schwarziellus*⁴⁵, Chasseral BE, 2.11.2011.
 F *Nematopogon robertella*⁵⁴, Orvin BE, 6.11.2011.
 G *Nemophora congruella*⁵, La Neuveville BE, 16.10.2011.
 H *Nemophora associatella*²¹, Les Clées VD, 16.3.2014.

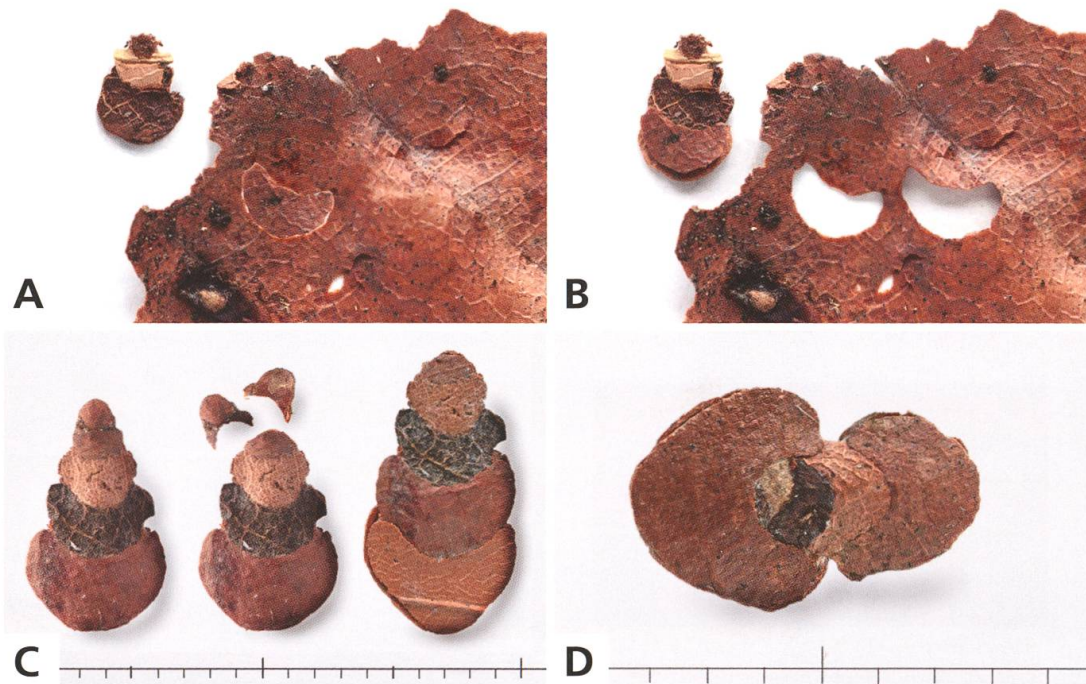


Abb. 23. *Nematopogon* sp. Fotomontage des Gehäusebaus.

A, B Erweiterungsbau, La Neuveville BE, 11.9.2013.

D "Konstruktionsfehler" beim Erweiterungsbau, La Neuveville BE, 22.4.2016.

C Rück- und anschließender Erweiterungsbau, La Neuveville BE, 17.11.2015.

Zur Vergrößerung sind zwei identische Blattsegmente nötig (Fotomontage Abb. 23A–B). Dazu wählt die Raupe ein Stück Falllaub aus und schneidet, auf der Blattunterseite sitzend, ein erstes Segment aus. Dieses wird an die Gehäuseoberseite angesponnen. Dann schneidet sie, auf der Blattoberseite sitzend und exakt dem Rand des neuen, soeben angebauten Ausschnitts folgend, das zweite Element für die Gehäuseunterseite aus (Abb. 24A–B). An den Fundstellen der Raupen findet man entsprechend gelochte Blätter in der Bodenstreu (Abb. 24C). Ein Erweiterungsbau dauert rund eine Stunde, kann sich aber bei Störung auch viel länger hinziehen. Verliert eine Raupe ihr Gehäuse, ist sie nicht mehr in der Lage, ein Neues zu bauen und überlebt nicht.

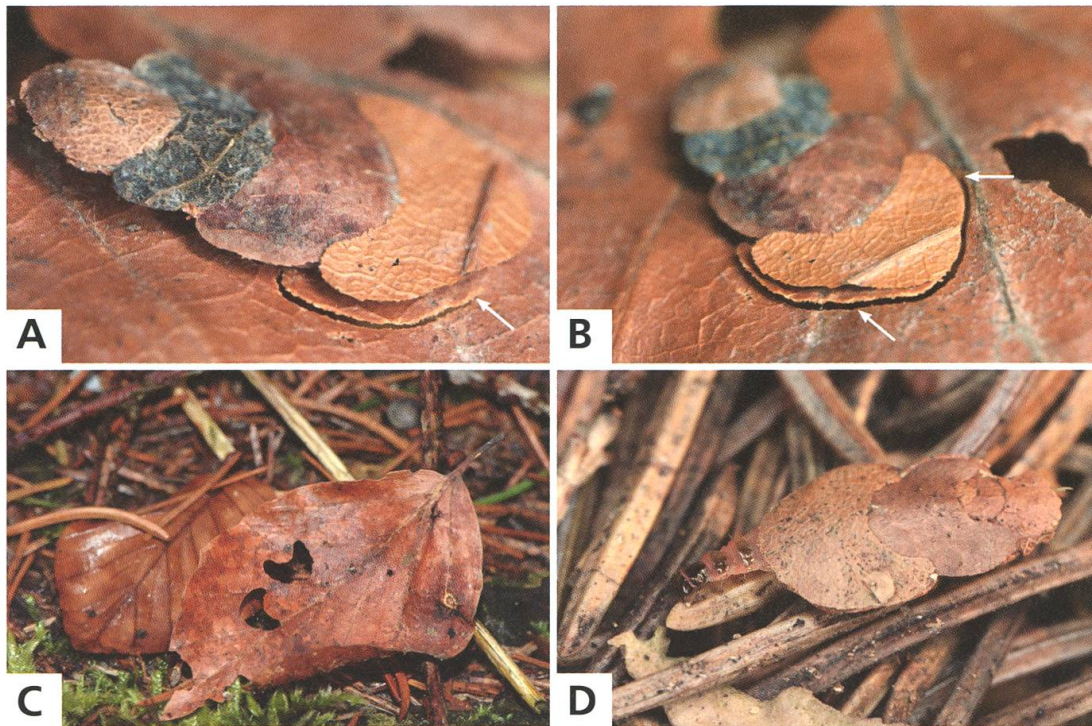


Abb. 24. *Nematopogon* sp. Gehäusebau.

A, B Raupe beim Erweiterungsbau: Ein neues Segment für die Gehäuseunterseite wird ausgeschnitten. Die beiden Aufnahmen entstanden im Abstand von 38 Minuten, La Neuveville BE, 17.11.2015.

C Letztjähriges Falllaub der Buche mit Spuren des Gehäusebaus, La Neuveville BE, 9.11.2011.
 D Raupe mit "Konstruktionsfehler" beim Erweiterungsbau, La Neuveville BE, 23.11.2011.

Nahrung und Entwicklungsverlauf

Eiraupen des Typus B verbringen ihr erstes Raupenstadium am Eiablageort und ernähren sich vorerst von Teilen der Eiablagepflanze. "Krautpflanzenarten" können als polyphag bezeichnet werden. Bei den "Blütenarten", deren ♀♀ die Eier an eine oder wenige nahverwandte Wirtspflanzen ablegen, handelt es sich um Mono- oder Oligophagie. Sobald die Raupen sich ein Gehäuse gebaut und die Eiablagepflanze verlassen haben, beginnt das verborgene Leben in der Bodenstreu. Die Raupen sind ab diesem Zeitpunkt mehrheitlich Detritus-Fresser (saprophag). Die Eiraupen vom Typus A sind dies bereits unmittelbar nach dem Verlassen der Eier. Als Nahrung dienen welke, abgestorbene oder sich bereits in Zersetzung befindende Pflanzenteile (Abb. 25C).

Einige Arten scheinen das Substrat ihrer ursprünglichen Wirtspflanze zu bevorzugen und fressen deren noch grüne Basisblätter (Abb. 25A). Es wird auch der Algen- und Flechtenbelag an dünnen Zweigen abgeweidet (Abb. 25B). Bei den in Nadelwäldern lebenden Arten sind die zu Boden gefallenen, grünen Nadeln der Weisstanne (*Abies alba*) eine beliebte Nahrung. Ich habe mehrfach

Tabelle 3. Entwicklungsdauer und Zeit der Verpuppung

Die Angaben beruhen auf eigenen Beobachtungen von Freilandfunden und Zuchten.

	Verpuppung zwischen Herbst und Frühjahr	Verpuppung im Frühjahr nach erneuter Nahrungsaufnahme (+) und ohne (-)erneute Nahrungsaufnahme
Einjährige Entwicklung	42 <i>C. rufimitrella</i>	1 <i>N. degeerella</i> + 2 <i>N. scopolii</i> + 9 <i>N. metallica</i> + 13 <i>N. violellus</i> + 14 <i>N. prodigellus</i> + 22 <i>A. violella</i> +/- 23 <i>A. mazzoella</i> + 26 <i>A. reaumurella</i> - 32 <i>A. croesella</i> + 38 <i>C. fibulella</i> +
Ein- oder zweijährige Entwicklung	27 <i>A. albicinctella</i> 50 <i>N. metaxella</i>	7 <i>N. basella</i> - 10 <i>N. pfeifferella</i> + 12 <i>N. cupriacella</i> + 18 <i>N. minimella</i> + 19 <i>N. dumerilella</i> + 39 <i>C. leucocerella</i> +
Zweijährige Entwicklung	26 <i>A. reaumurella</i> 45 <i>N. schwarziellus</i> 51 <i>N. swammerdamella</i> 52 <i>N. argentellus</i>	6 <i>N. oxsenheimerella</i> +
Ein- bis dreijährige Entwicklung	44 <i>N. pilella</i>	41 <i>C. albiantennella</i> +

festgestellt, wie Raupen von *N. oxsenheimerella*⁶ und *N. associatella*²¹ die Nadeln innen aushöhlen (Abb. 134B). Zudem gibt es Beobachtungen, welche für einen gelegentlichen Kannibalismus sprechen. So sind in der Zucht Raupen oder Puppen, welche ihre Gehäuse verloren haben, von den Artgenossen aufgefressen worden.

Die Raupenhäutungen finden im Innern der Gehäuse statt und entziehen sich der direkten Beobachtung. Darum ist es auch nicht möglich gewesen, die einzelnen Raupenstadien zu erkennen, und die Anzahl der Häutungen während der Raupenzeit bleibt unbekannt. Die abgestreifte Haut wird aufgefressen. In all den Zuchten sind Häutungsüberreste nur in vereinzelt Ausnahmefällen gefunden worden (Abb. 177B).

Helles Licht oder gar Sonnenschein werden von den Raupen gemieden. Die Aktivitäten spielen sich vorwiegend nachts ab. Am Boden halten sich die Raupen unter der obersten Streuschicht oder unter den Blattrosetten der Wirtspflanzen auf. Seltener steigen sie auch mehrere Zentimeter an der Vegetation hoch.

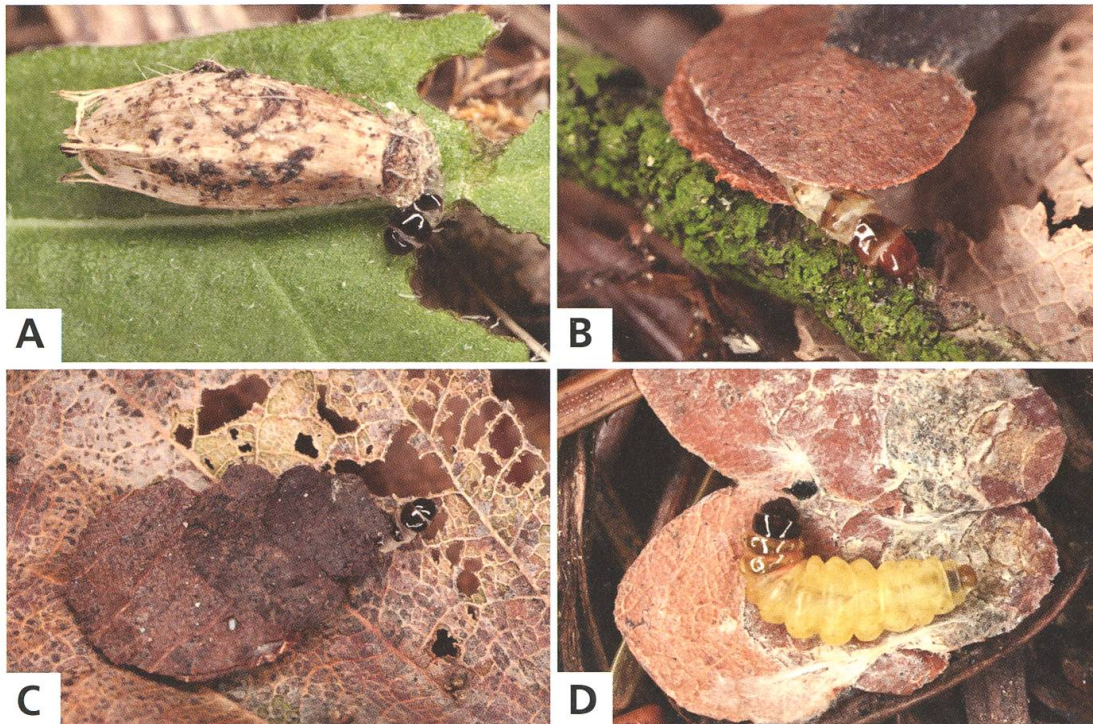


Abb. 25. Nahrung und Entwicklung.

A *Nemophora metallica*⁹, Jungraupe frisst an Basisblatt von *Knautia dipsacifolia*, Chasseral BE, 13.8.2011.

B *Nemophora oxsenheimerella*⁶, Raupe weidet den Algen- und Flechtenbelag ab, Tschugg BE, 19.3.2016.

C *Nematopogon metaxella*⁵⁰, Skelettierfrass an letztjährigem Falllaub, Cudrefin VD, 22.9.2013.

D *Nematopogon* sp. Raupe in Diapause, La Neuveville BE, 17.11.2015.

Der Fortgang der Entwicklung im Raupenstadium verläuft in Phasen unterschiedlicher Aktivität. Als Grundmuster lässt sich das Folgende erkennen: Eine erste Phase gleich nach Verlassen des Eis beziehungsweise der Wirtspflanze ist geprägt durch schnelles Wachstum und Gehäuseerweiterungen in rascher Folge. Diese Phase liegt bei den meisten Arten zwischen spätem Frühling und Frühsommer. Danach folgt eine erste inaktive Phase von mehreren Wochen. In dieser Zeit erfolgt keine Nahrungsaufnahme. Die Raupen verharren reglos an derselben Stelle. Während der warmen Herbsttage kommt es nochmals zu einer Periode mit grösserer Aktivität. Dabei kriechen die Raupen herum, fressen wieder und bauen ihre Gehäuse weiter aus. Bei manchen Arten verläuft das Wachstum der Raupen nicht synchron, so dass die Grösse der Gehäuse von Geschwistertieren vor der Überwinterung ganz unterschiedlich ist, besonders auffällig bei Arten mit potentiell mehrjähriger Entwicklungszeit. Während der Überwinterung sind die Raupen mehrheitlich inaktiv, vereinzelt nehmen sie bei milder Witterung auch während der Wintermonate Nahrung auf. Im zeitigen Frühling fliegende Arten verpuppen sich zwischen Oktober und

März. Bei den anderen setzt im Frühling eine dritte Phase grosser Aktivität ein, begleitet von intensiver Nahrungsaufnahme. Entweder endet diese Phase mit der Verpuppung oder geht im Falle mehrjähriger Entwicklung über in eine erneute monatelange Diapause bis zum Herbst. Während dieser Ruhephasen und zur Verpuppung verkriechen sich die Raupen in Bodenritzen, unter lose aufliegende Steine, Holzstücke, Äste, Tannenzapfen oder unter Rindenborke am Stammfuss von Bäumen. Sie rollen sich im Gehäuse ein, indem sie den Kopf seitwärts nach hinten wenden und erscheinen stark geschrumpft. Manche verfärben sich gelb, möglicherweise verursacht durch Entwässerung oder Fetteinlagerung (Abb. 25D). Einige Arten wachsen erst im zweiten Jahr zu ihrer vollen Grösse und bauen ihre Gehäuse weiter aus. Andere sind jedoch nach der ersten Überwinterung erwachsen, vergrössern ihre Gehäuse nicht mehr und nehmen auch kaum noch Nahrung zu sich.

Ob die Raupenzeit ein oder mehrere Jahre dauert, kann auch innerhalb einer Art unterschiedlich sein. In ex-ovo-Zuchten habe ich vielfach beobachtet, dass ein Teil der Raupen ihre Entwicklung nach einer Überwinterung abschliesst, währenddessen Geschwistertiere unter gleichen Entwicklungsbedingungen in Sommerruhe verfallen und den Falter erst ein Jahr später nach einer zweiten Überwinterung ergeben. Ausnahmsweise konnte eine dritte Überwinterung beobachtet werden (Tabellen 3 und 4). Welche Mechanismen dafür verantwortlich sind, ob eine erwachsene Raupe sich verwandelt oder überliegt, sind mir nicht bekannt.

In der Literatur gibt es Hinweise, dass Arten mit zweijähriger Entwicklungszeit örtlich in stark wechselnder Häufigkeit auftreten, Falter also beispielsweise nur in Jahren mit gerader Zahl angetroffen werden können. Eine derartige Beobachtung konnte ich im Rahmen der Untersuchungen nicht machen. Bei den meisten Arten sind die Imagines all die Jahre in ähnlicher Häufigkeit aufgetreten, auch jene mit zweijähriger Raupenzeit. Es sind zwar Häufigkeitsschwankungen vorgekommen. Diese folgten aber keiner erkennbaren Periodizität.

Tabelle 4. Synopsis der Raupenentwicklung.

	Eiraupen- typus A	Eiraupentypus B		Raupengehäuse		
	Krautpflan- zenart	Krautpflan- zenart	Blütenart	Blütenart		
	Raupe verlässt Eiablageort nach dem Schlüpfen. Bau des Erstgehäuses am Boden.	Erstes Larvenstadium im Stängelinnern. Bau des Erstgehäuses an der Pflanze.	Erstes Larvenstadium im Innern von Samenanlagen. Bau des Erstgehäuses am Boden.	Erstes Larvenstadium in Blüten oder Samenanlagen. Bau des Erstgehäuses an der Pflanze.	Erdsacktypus	Blattsacktypus
1 <i>N. degeerella</i>	•					•
2 <i>N. scopolii</i>	•					•
5 <i>N. congruella</i>						•
6 <i>N. oxsenheimerella</i>						•
7 <i>N. basella</i>					•	•
9 <i>N. metallica</i>					•	•
10 <i>N. pfeifferella</i>						•
12 <i>N. cupriacella</i>					•	•
13 <i>N. violellus</i>					•	•
14 <i>N. prodigellus</i>					•	•
18 <i>N. minimella</i>					•	•
19 <i>N. dumerilella</i>					•	•
21 <i>N. associatella</i>						•
22 <i>A. violella</i>					•	•
23 <i>A. mazozelella</i>					•	•
26 <i>A. reaumurella</i>	•					•
27 <i>A. albicinctella</i>					•	•
28 <i>A. cuprella</i>						•
31 <i>A. australis</i>	•				•	
32 <i>A. croesella</i>					•	•
36 <i>C. rufifrontella</i>			•		•	
38 <i>C. fibulella</i>			•		•	
39 <i>C. leucocerella</i>					•	
41 <i>C. albiantennella</i>						
42 <i>C. rufimitrella</i>			•		•	
44 <i>N. pilella</i>		•				•
45 <i>N. schwarziellus</i>	•					•
47 <i>N. adansonella</i>	•					•
50 <i>N. metaxella</i>	•					•
51 <i>N. swammerdamella</i>		•				•
52 <i>N. argentellus</i>						•
54 <i>N. robertella</i>						•

Fortbewegung

Die Gehäuse der Adelidae sind an beiden Enden geöffnet. Im Unterschied zu den Gehäusen anderer Sackträgerraupen, beispielsweise der Psychidae oder Coleophoridae, werden von den Raupen beide Öffnungen sowohl als Vorderals auch als Hinterende benutzt. Der Wechsel von einem Ende zum anderen erfolgt schnell.

Eine Technik der Fortbewegung besteht darin, dass die Gehäuse nachgeschleppt werden, wie es die Raupen der beiden oben genannten Familien tun. Dabei strecken sie die vorderen Segmente aus dem Gehäuse, krallen sich mit den Brustbeinen an den Untergrund und beißen sich oftmals zusätzlich mit den Mandibeln an der Unterlage fest, bevor sie das Gehäuse durch Kontraktion nachziehen ("Kriechtechnik").

Die meisten Raupen vom "Blattsacktypus" verfügen über eine zweite, verblüffende Form der Fortbewegung, die "Kipptechnik". Sie wurde bei den *Nematopogon*-Arten, bei *N. degeerella*¹, *N. scopoli*², *N. oxsenheimerella*⁶, *N. basella*⁷ und *A. reaumurella*²⁶ beobachtet und kommt bei Raupen des "Erd-sacktypus" interessanterweise nicht vor. In Abbildung 26 wird diese Kipp-technik veranschaulicht. Zu Beginn schaut die Raupe aus dem breiteren Ende (Abb. 26A). Sie kippt das Gehäuse um 90–180°, so dass sie jetzt rückwärts schaut (Abb. 26B). Dann dreht sie sich im Gehäuseinnern in Sekundenschnelle um und der Kopf erscheint am schmalen Ende (Abb. 26C), worauf eine neue Kippbewegung erfolgt (Abb. 26D). Danach erscheint der Raupenkopf wieder am breiteren Ende (Abb. 26E). Diesmal gelingt es, die Hochwende zu fotografieren, welche das Tier mit dem Gehäuse vollführt (Abb. 26F–G). So entsteht eine Abfolge von vielen Kippbewegungen. Diese Art der Fortbewegung nutzen die Raupen um grössere Distanzen zu überwinden. Beim Auswerten der Gesiebe ist es vielfach vorgekommen, dass sich die Raupen durch diese auffälligen Bewegungen verraten haben und so in der Bodenstreu entdeckt worden sind.

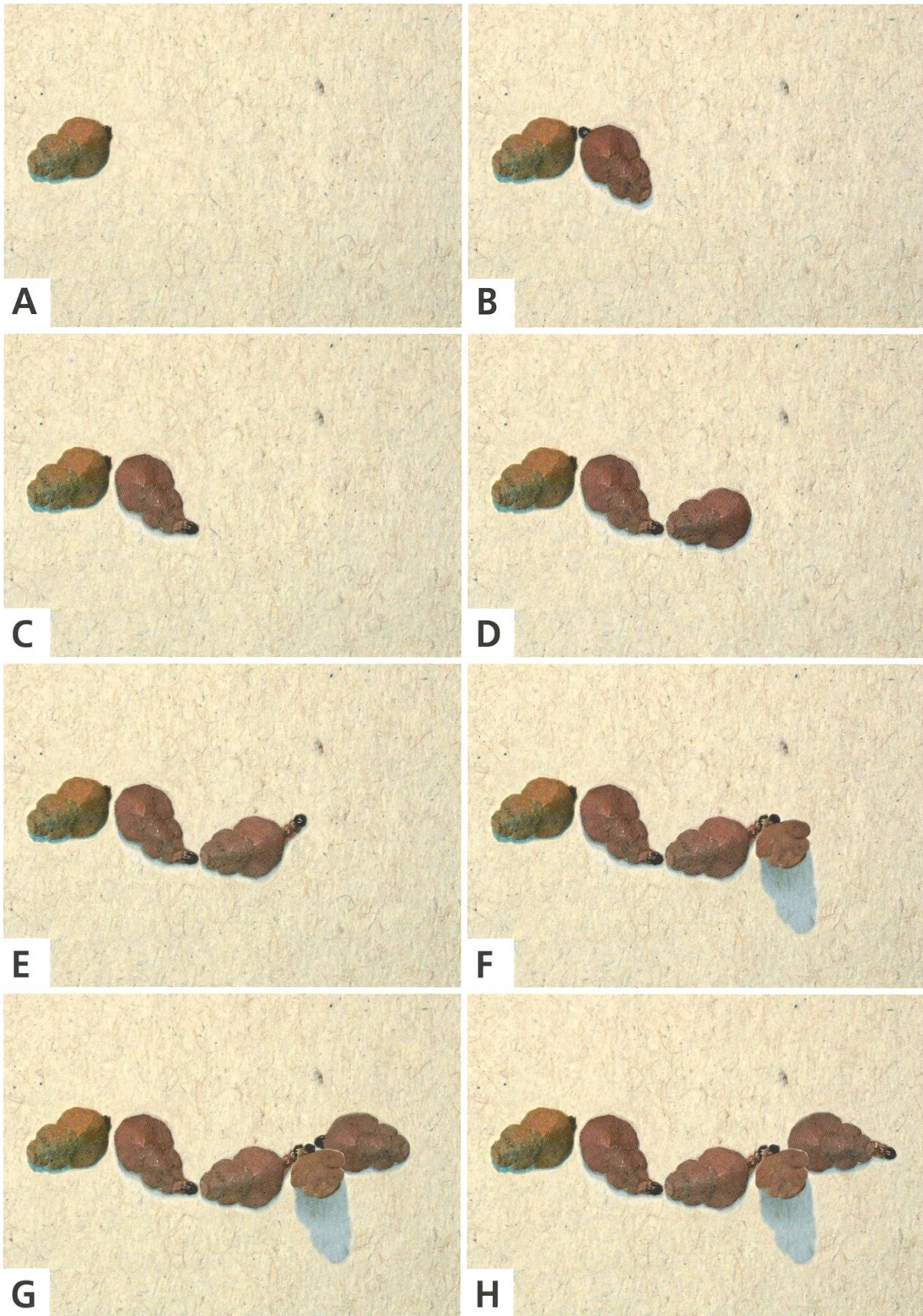
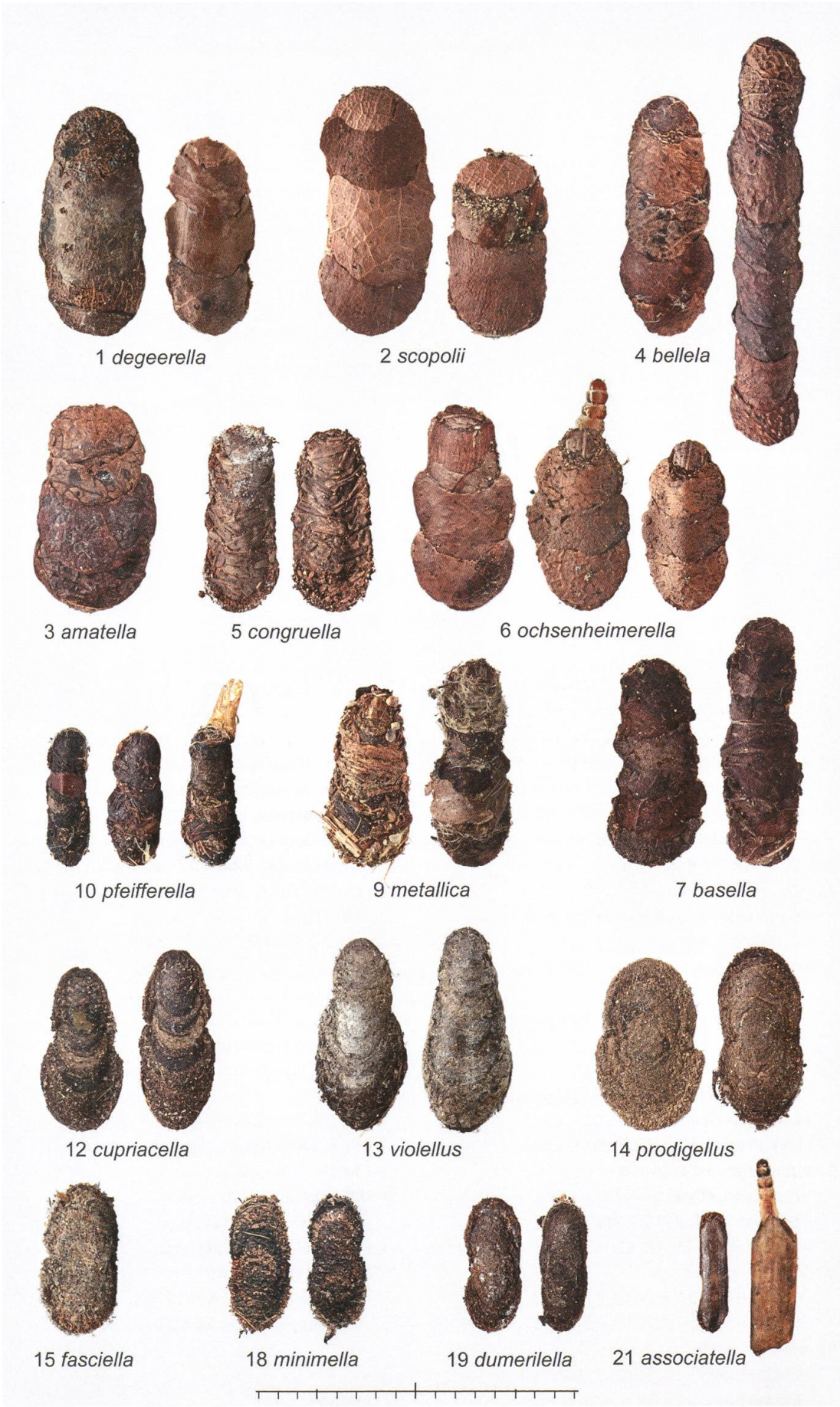


Abb. 26. *Nematopogon* sp. A–H, Fortbewegung mit der Kipptechnik, Beschreibung im Text. La Neuville BE, 11.9.2013.

Farbtafel 1. Gehäuse erwachsener Raupen: *Nemophora*.

- | | |
|---|--|
| <p>1 <i>Nemophora degeerella</i>
 - Le Landeron NE, 30.11.2011, e.l.
 - La Neuveville BE, 8.4.2017, e.l.</p> <p>2 <i>Nemophora scopolii</i>
 - Roches VD, 3.6.2016, e.o.
 - Roches VD, 3.6.2016, e.o.</p> <p>3 <i>Nemophora amatella</i>
 - Finnland, Taivalkoski, 18.6.2015 (leg. Heikkinen, DNA Barcode MM 25553, coll. Mutanen).</p> <p>4 <i>Nemophora bellela</i>
 - Finnland, Enontekiö, 15.7.2013 (leg. Itämies, coll. Mutanen).
 - Finnland, Enontekiö, 15.7.2013 (leg. Itämies, coll. Mutanen).</p> <p>5 <i>Nemophora congruella</i>
 - La Neuveville BE, 16.10.2011, e.l. (DNA Barcode TLMF Lep 15403).
 - La Neuveville BE, 22.8.2013, e.l.</p> <p>6 <i>Nemophora oxsenheimerella</i>
 - Les Clées VD, 31.8.2013, e.l.
 - Les Clées VD, 31.8.2013, e.l.
 - Tschugg BE, 14.9.2013, e.l.</p> <p>7 <i>Nemophora basella</i>
 - Slowakei, Slovenský raj, 5.6.2017, e.l.
 - Slowakei, Slovenský raj, 5.6.2017, e.l.</p> <p>9 <i>Nemophora metallica</i>
 - Chasseral BE, 13.8.2011, e.l.
 - Vauffelin BE, 4.8.2015, e.o.</p> | <p>10 <i>Nemophora pfeifferella</i>
 - Polen, Goniądz, 8.8.2014, e.o.
 - Polen, Goniądz, 8.8.2014, e.o.
 - Polen, Goniądz, 8.8.2014, e.o.</p> <p>12 <i>Nemophora cupriacella</i>
 - Cudrefin VD, 22.8.2013, e.o.
 - Cudrefin VD, 22.8.2013, e.o.</p> <p>13 <i>Nemophora violellus</i>
 - Vauffelin BE, 14.7.2011, e.l.
 - Vauffelin BE, 14.7.2011, e.l.</p> <p>14 <i>Nemophora prodigellus</i>
 - Plagne BE, 6.7.2011, e.o.
 - Plagne BE, 6.7.2011, e.o.</p> <p>15 <i>Nemophora fasciella</i>
 - Ukraine, Babińce, 13.8.1938 (coll. Weber, ETHZ).</p> <p>18 <i>Nemophora minimella</i>
 - Saicourt BE, 23.8.2014, e.o.
 - Bémont JU, 3.9.2015, e.o.</p> <p>19 <i>Nemophora dumerilella</i>
 - Sent GR, 12.8.2014, e.o.
 - Sent GR, 12.8.2014, e.o.</p> <p>21 <i>Nemophora associatella</i>
 - Les Clées VD, 16.3.2014, e.l.
 - Tschugg BE, 20.3.2017, e.l.</p> |
|---|--|

Massstab in mm



Farbtafel 2. Gehäuse erwachsener Raupen: *Adela* und *Cauchas*.

22 *Adela violella*

- Orvin BE, 5.8.2015, e.l.
- Orvin BE, 5.8.2015, e.l.
- Orvin BE, 5.8.2015, e.l.
- Soulce JU, 8.8.2016, e.l.

23 *Adela mazzolella*

- Deutschland, Thüringen, Kyffhäuser, 10.8.2013, e.l.
- Deutschland, Thüringen, Kyffhäuser, 10.8.2013, e.l.
- Deutschland, Thüringen, Kyffhäuser, 10.8.2013, e.l.

26 *Adela reaumurella*

- La Neuveville BE, 22.5.2015, e.o.
- La Neuveville BE, 26.5.2016, e.o.
- Le Landeron NE, 30.10.2011, e.l.

27 *Adela albicinctella*

- Turtmantal VS, 15.7.2013, e.l.
- Turtmantal VS, 15.7.2013, e.l.
- Turtmantal VS, 15.7.2013, e.l.

28 *Adela cuprella*

- Cressier NE, 20.8.2013, e.l.
- Cressier NE, 22.9.2016, e.l.

31 *Adela australis*

- Castel San Pietro TI, 13.6.2017, e.o.
- Castel San Pietro TI, 5.6.2018, e.o.

32 *Adela croesella*

- Cudrefin VD, 27.11.2011, e.l.
- La Neuveville BE, 26.10.2011, e.l.
- La Neuveville BE, 22.9.2016, e.l.

36 *Cauchas rufifrontella*

- Deutschland, Sachsen, Neustädter Heide, 16.5.2016, e.l.

38 *Cauchas fibulella*

- Tschugg BE, 25.5.2017, e.o.
- Tschugg BE, 25.5.2017, e.o.
- Tschugg BE, 25.5.2017, e.o.

39 *Cauchas leucocerella*

- Deutschland, Schwäbische Alb, 21.6.2016, e.o.
- Deutschland, Schwäbische Alb, Heubach, 15.6.1967 (leg. Süssner, MHNG).

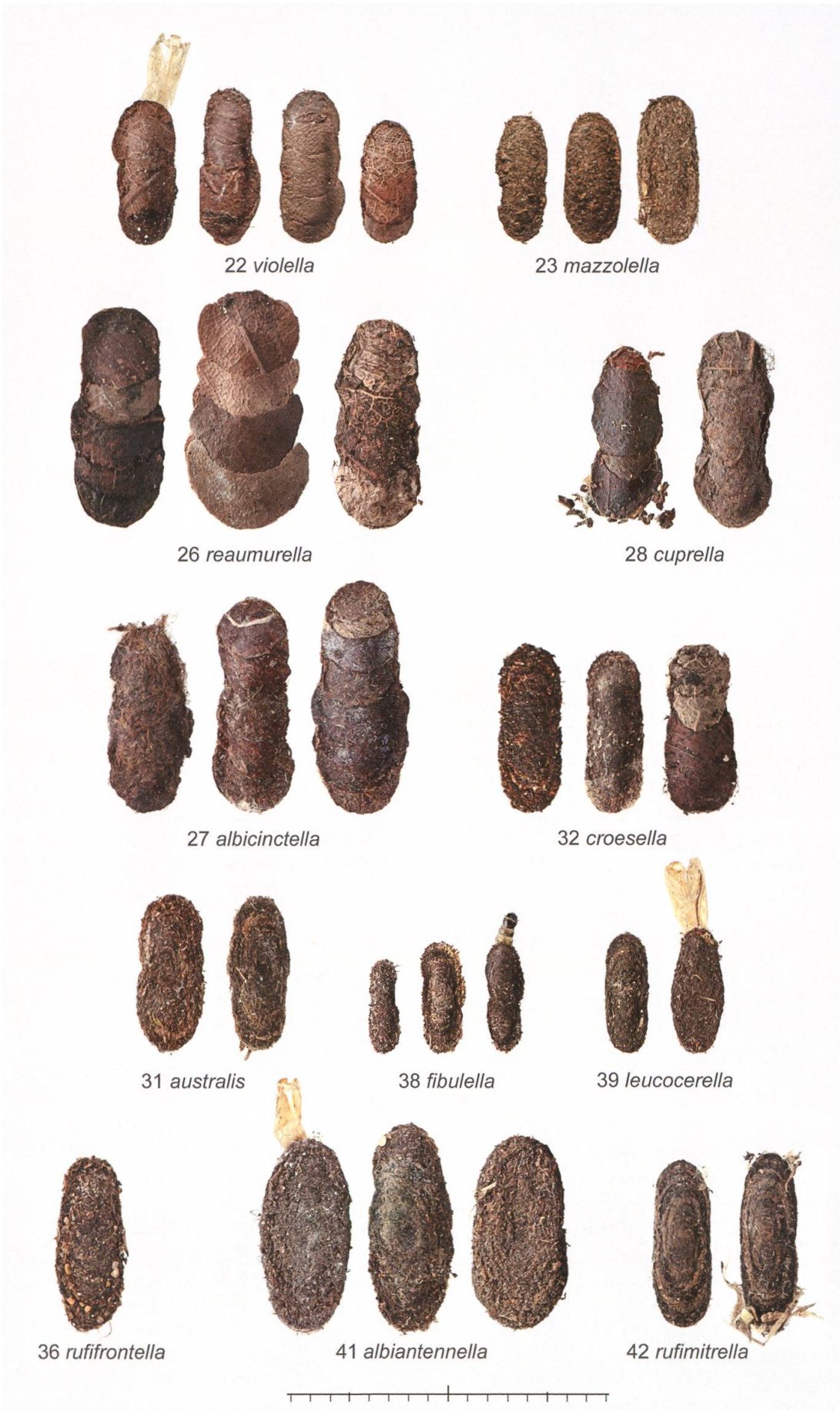
41 *Cauchas albiantennella*

- Olivone TI, 7.6.2015, e.o.
- Olivone TI, 7.6.2015, e.o.
- Olivone TI, 24.6.2015, e.o.

42 *Cauchas rufimitrella*

- La Neuveville BE, 14.4.2014, e.o.
- La Neuveville BE, 14.4.2014, e.o.

Massstab in mm



Farbtafel 3. Gehäuse erwachsener Raupen: *Nematopogon*.

44 *Nematopogon pilella*

- Vauffelin BE, 5.5.2014, e.o.
- Vauffelin BE, 5.5.2014, e.o.
- Vauffelin BE, 5.5.2014, e.o.
- Vauffelin BE, 5.5.2014, e.o.

45 *Nematopogon schwarziellus*

- La Neuveville BE, 28.3.2014, e.l.
- Les Clées VD, 16.3.2014, e.l.
- La Neuveville BE, 30.10.2014, e.l.

47 *Nematopogon adanskiella*

- La Neuveville BE, 31.5.2015, e.o.
- La Neuveville BE, 11.9.2013, e.l.
- La Neuveville BE, 11.9.2013, e.l.

50 *Nematopogon metaxella*

- Saicourt BE, 9.10.2013, e.l.
- Saicourt BE, 10.10.2017, e.l.

51 *Nematopogon swammerdamella*

- Cressier NE, 8.5.2016, e.o.
- Cressier NE, 8.5.2016, e.o.
- La Neuveville BE, 30.10.2014, e.l.
- Cudrefin VD, 22.9.2013, e.l.

52 *Nematopogon argentellus*

- Frankreich, Alpes-Maritimes, Col de la
Lombarde, 23.9.2018, e.l.
- Frankreich, Alpes-Maritimes, Col de la
Lombarde, 23.9.2018, e.l.
- Frankreich, Alpes-Maritimes, Col de la
Lombarde, 23.9.2018, e.l.

54 *Nematopogon robertella*

- Tschugg BE, 19.3.2016, e.l.
- La Neuveville BE, 23.10.2011, e.l.
- La Neuveville BE, 23.10.2011, e.l.

Massstab in mm



44 *pilella*



45 *schwarziellus*



47 *adansoniella*



50 *metaxella*



51 *swammerdamella*



52 *argentellus*



54 *robertella*



Puppe

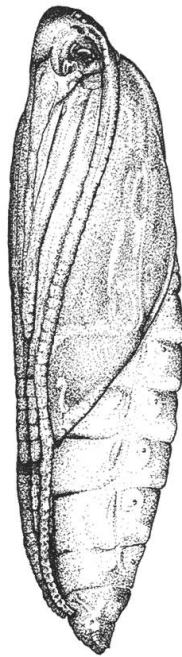
Bei allen beobachteten Arten erfolgt die Verpuppung in den Raupengehäusen. Vor der Verpuppung spinnt die Raupe ihr Gehäuse an Pflanzenteilen, unter lose aufliegenden Steinen, Holzstücken, Tannenzapfen, am Boden liegenden Ästen oder am Fuss von Baumstämmen fest. Einige Arten graben sich in die oberste Erdschicht ein, so dass nur das eine Ende des Gehäuses aus dem Boden schaut. Vermutlich zur Tarnung und Verankerung werden auf der Aussenseite der Gehäuse vielfach gröbere Partikel angesponnen (Abb. 29D). Einige Raupen von *A. violella*²² haben sich zur Verpuppung über 10 cm tief in Erdritzen verkrochen (Abb. 140D). Eine der beiden Öffnungen der Gehäuse wird mit Spinnfäden verschlossen. Das frei aus dem Substrat herausschauende Ende bleibt für den Schlupf des Falters geöffnet. Dies betrifft in der Regel das breitere Ende, dürfte gelegentlich aber auch von zufälliger Natur sein. Bei *N. basella*⁷ und *N. violellus*¹³ sind in der Zucht jedenfalls alle Falter am breiteren Ende des Sackes ausgeschlüpft.

Die Puppen sind dünnhäutig und dadurch verletzlich. Die innen mit Seide ausgesponnenen Raupengehäuse bieten ihnen Schutz (Abb. 29C). Die Kopfkapseln sind bei einigen Arten deutlich abgesetzt. Ein auffälliges Merkmal sind die spiralförmig um das Abdomen gewickelten Fühlerscheiden. Bei Arten mit besonders langen Fühlern werden bis zu vier Umwicklungen gebildet (Abb. 28F). Die Drehrichtung der Wicklung scheint dem Zufall überlassen zu sein. Es kommen innerhalb einer Art sowohl im Uhrzeigersinn als auch im Gegenzeigersinn gewickelte Exemplare vor. Das Aufwickeln der Fühlerscheiden vollzieht sich am Schluss des Verpuppungsvorgangs. Die Puppe erreicht durch mehrfache Drehung um ihre Längsachse, dass die aus der Raupenkopfkapsel hervortretenden Fühlerscheiden um das Abdomen gewickelt werden (Abb. 28A–C). Dabei dürften die beiden Ausstülpungen am Abdominalende der Puppe eine entscheidende Rolle spielen. Auffallend ist, dass diese bei den männlichen Puppen ausgeprägter entwickelt sind, als bei den weiblichen Exemplaren. Der Vorgang funktioniert nur im geschlossenen Gehäuse. Ohne den Widerstand der Innenwände endet der Prozess im Chaos (Abb. 28D). Bei den weiblichen Puppen sind die Fühlerscheiden entsprechend der Fühlerlänge der Imagines kürzer. Die Umwicklung entfällt deshalb bei einigen Arten.

Das Abdominalende, dessen Ausstülpungen und der Cremaster sind charakteristische Merkmale der Puppe. Das Aussehen ist geschlechtsspezifisch verschieden (Farbtafel 4). Dorsal tragen die Abdominalsegmente mehr oder weniger ausgeprägte Dornenkränze. Diese dienen der Puppe dazu, sich vor dem Schlüpfen des Falters durch Vor- und Rückwärtsbewegung aus dem Raupengehäuse herauszuarbeiten (Abb. 29A–B und 30A–D).



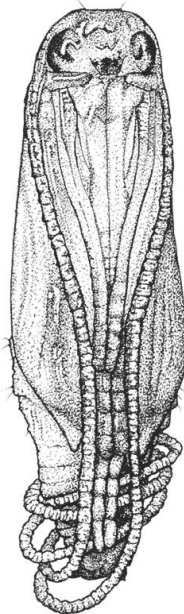
14 *Nemophora prodigellus*



22 *Adela violella*



42 *Cauchas rufimitrella*



44 *Nematopogon pilella*

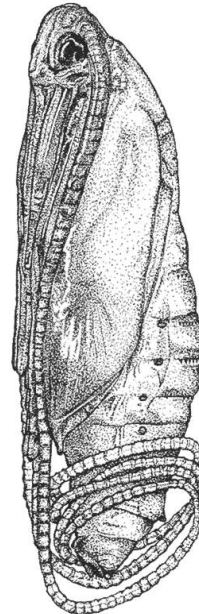


Abb. 27. Puppen der vier einheimischen Gattungen der Adelidae.

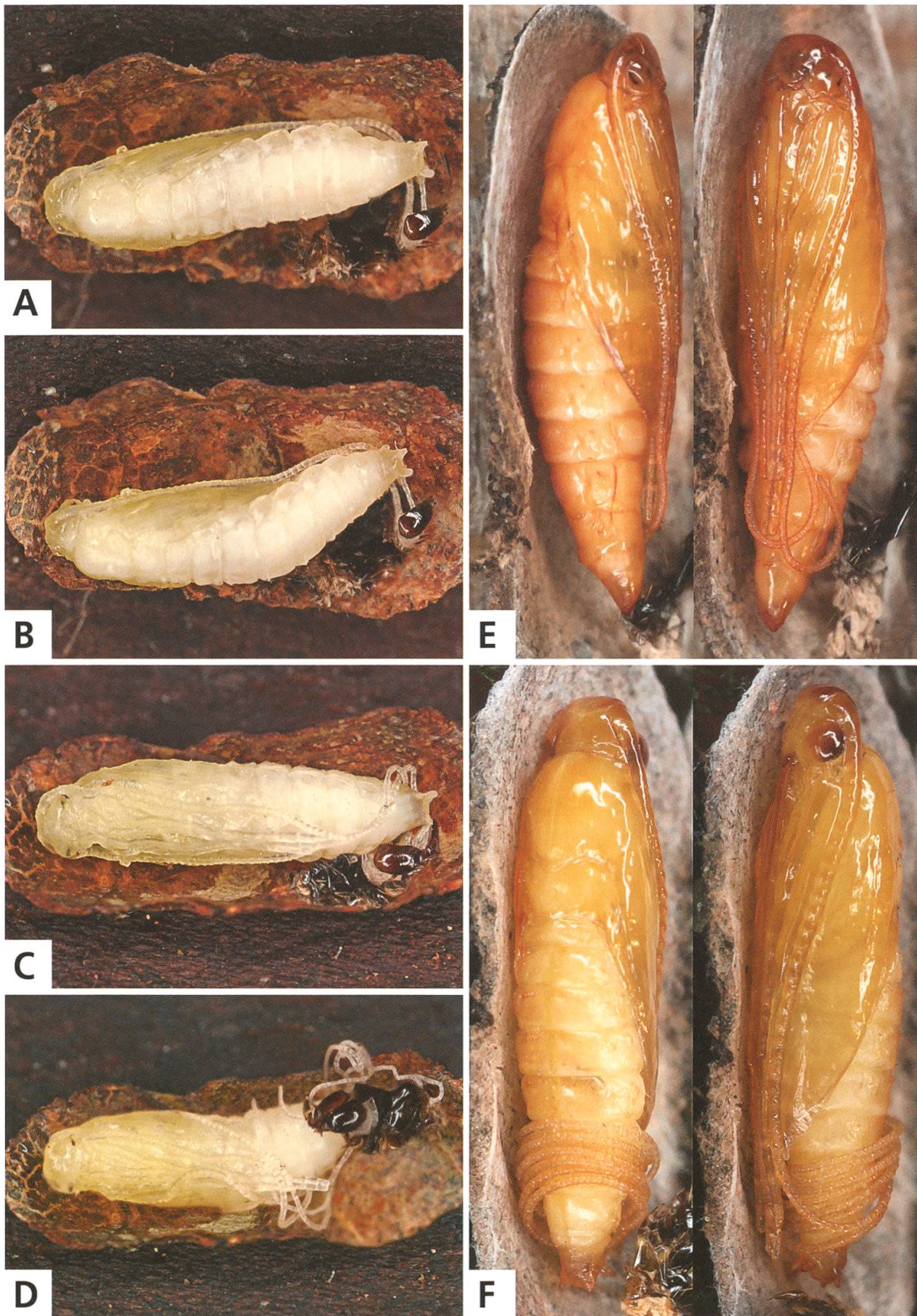


Abb. 28. Puppen.

A–C *Nematopogon* sp., ♂, Aufwickeln der Fühlerscheiden während der Verpuppung. Gezeigt ist, wie die erste Umwicklung entsteht.

D Ohne Widerstand des geschlossenen Raupengehäuses endet der Vorgang im Chaos, Le Landeron NE, 30.10.2011, e.l.

E *Nemophora cupriacella*¹², ♀, Puppe, St-Imier BE, 25.7.2011, e.l.

F *Adela violella*²², ♂, Puppe. Orvin BE, 28.7.2011, e.l.

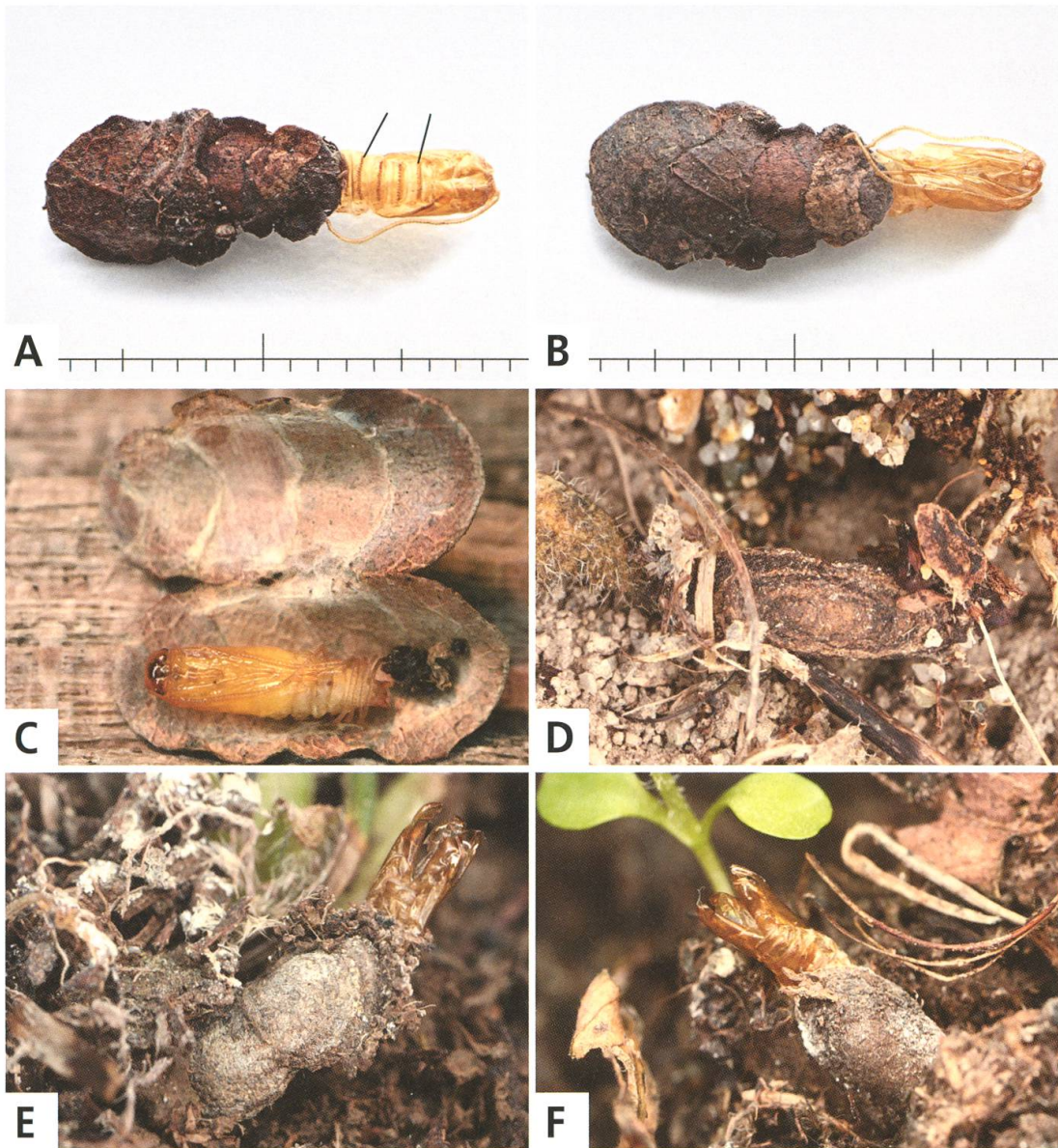


Abb. 29. Raupengehäuse, teils mit Exuvien.

A, B *Nematopogon swammerdamella*⁵¹,
Cudrefin VD, 22.9.2013, e.l.

C *Nematopogon* sp., ♂, Puppe in aufge-
klapptem Raupengehäuse. La Neuveville
BE, 23.10.2011, e.l.

D *Cauchas rufimitrella*⁴², vor der Verpuppung
mit Pflanzenteilen versehenes Gehäuse, La
Neuveville BE, 14.4.2014, e.o.

E *Nemophora prodigellus*¹⁴, Plagne BE,
6.7.2011, e.l.

F *Nemophora cupriacella*¹², Chasseral BE,
13.8.2011, e.l.

Farbtafel 4. Puppencremaster.

- 1 *Nemophora degeerella*,
 - ♂, Le Landeron NE, 30.10.2011, e.l. (DNA Barcode TLMF Lep 22473).
 - ♀, Le Landeron NE, 30.10.2011, e.l. (DNA Barcode TLMF Lep 22474).
- 2 *Nemophora scopolii*,
 - ♂, Roches VD, 3.6.2016, e.l.
 - ♀, Roches VD, 3.6.2016, e.l.
- 4 *Nemophora bellela*, ♀, Finnland, Enontekiö, 15.7.2013 (leg. Itämies, coll. Mutanen).
- 5 *Nemophora congruella*, ♂, La Neuveville BE, 16.10.2011, e.l. (DNA Barcode TLMF Lep 15403).
- 6 *Nemophora oxsenheimerella*,
 - ♂, Les Clées VD, 31.8.2013, e.l.
 - ♀, Les Clées VD, 16.3.2014, e.l.
- 7 *Nemophora basella*,
 - ♂, Slowakei, Slovenský raj, 5.6.2017, e.l.
 - ♀, Slowakei, Slovenský raj, 5.6.2017, e.l.
- 9 *Nemophora metallica*,
 - ♂, Chasseral BE, 13.8.2011, e.l.
 - ♀, Chasseral BE, 13.8.2011, e.l.
- 10 *Nemophora pfeifferella*, ♂, Polen, Goniądz, 8.8.2014, e.o.
- 12 *Nemophora cupriacella*, ♀, Chasseral BE, 13.8.2011, e.l.
- 13 *Nemophora violellus*,
 - ♂, Vauffelin BE, 14.7.2011, e.l.
 - ♀, Vauffelin BE, 14.7.2011, e.l.
- 14 *Nemophora prodigellus*,
 - ♂, Plagne BE, 25.6.2011, e.o.
 - ♀, Plagne BE, 25.6.2011, e.o.
- 15 *Nemophora fasciella*, ♂, Ukraine, Babińce, 13.8.1938 (coll. Weber, ETHZ).
- 18 *Nemophora minimella*,
 - ♂, Saicourt BE, 23.8.2014, e.o.
 - ♀, Saicourt BE, 23.8.2014, e.o.
- 19 *Nemophora dumerilella*, ♀, Sent GR, 12.8.2014, e.o.
- 21 *Nemophora associatella*, ♀, La Neuveville BE, 20.4.2016, e.l.
- 22 *Adela violella*,
 - ♂, Orvin BE, 28.7.2011, e.l.
 - ♀, Orvin BE, 28.7.2011, e.l.
- 23 *Adela mazzolella*,
 - ♂, Deutschland, Thüringen, Kyffhäuser, 10.8.2013, e.l.
 - ♀, Deutschland, Thüringen, Kyffhäuser, 10.8.2013, e.l.
- 26 *Adela reaumurella*,
 - ♂, Cudrefin VD, 27.11.2011, e.l.
 - ♀, Le Landeron NE, 30.10.2011, e.l.
- 27 *Adela albicinctella*, ♀, Turtmantal VS, 15.7.2013, e.l.
- 28 *Adela cuprella*, ♀, Cressier NE, 20.8.2013, e.l.
- 32 *Adela croesella*,
 - ♂, La Neuveville BE, 8.9.2017, e.l.
 - ♀, La Neuveville BE, 26.10.2011, e.l.
- 38 *Cauchas fibulella*, ♀, Chasseral BE, 13.8.2011, e.l.
- 39 *Cauchas leucocerella*,
 - ♂, Deutschland, Schwäbische Alb, 21.6.2016, e.o.
 - ♀, Deutschland, Schwäbische Alb, Heubach, 15.6.1967 (leg. Süssner, MHNG).
- 41 *Cauchas albi antennella*, ♂, Olivone TI, 7.6.2015, e.o.
- 42 *Cauchas rufimitrella*,
 - ♂, La Neuveville BE, 14.4.2014, e.o.
 - ♀, La Neuveville BE, 14.4.2014, e.o.
- 44 *Nematopogon pilella*,
 - ♂, Vauffelin BE, 5.5.2014, e.o.
 - ♀, Vauffelin BE, 5.5.2014, e.o.
- 45 *Nematopogon schwarziellus*,
 - ♂, La Neuveville BE, 30.10.2014, e.l.
 - ♀, La Neuveville BE, 28.3.2014, e.l.
- 47 *Nematopogon adansoniella*,
 - ♂, Walperswil BE, 25.9.2014, e.l.
 - ♀, La Neuveville BE, 11.9.2013, e.l.
- 50 *Nematopogon metaxella*, ♂, Saicourt BE, 9.10.2013, e.l.
- 51 *Nematopogon swammerdamella*, ♂, Cudrefin VD, 22.9.2013, e.l.
- 54 *Nematopogon robertella*, ♂, La Neuveville BE, 23.11.2011, e.l.



Imago

Schlupf der Imago

Mit Ausnahme der im Puppenstadium überwinternden Arten, dauert die Puppenruhe weniger als einen Monat. Unmittelbar vor dem Schlüpfen arbeiten sich die Puppen zu mindestens einem Viertel aus dem offen gebliebenen Gehäuseende heraus. Die überwiegende Mehrheit der in der Zucht beobachteten Arten schlüpft morgens in der Dämmerung bis kurz nach Sonnenaufgang. Nach dem Entfalten der Flügel sind die Imagines etwa ab zehn Uhr zu ihrem ersten Flug bereit, was sich mit dem im Freiland beobachteten Beginn der Flugaktivität vieler Arten deckt. Im Falle von *N. basella*⁷ wird der Zeitpunkt des Schlüpfens ganz besonders exakt eingehalten und differiert in der Zucht allmorgendlich höchstens um zehn Minuten.

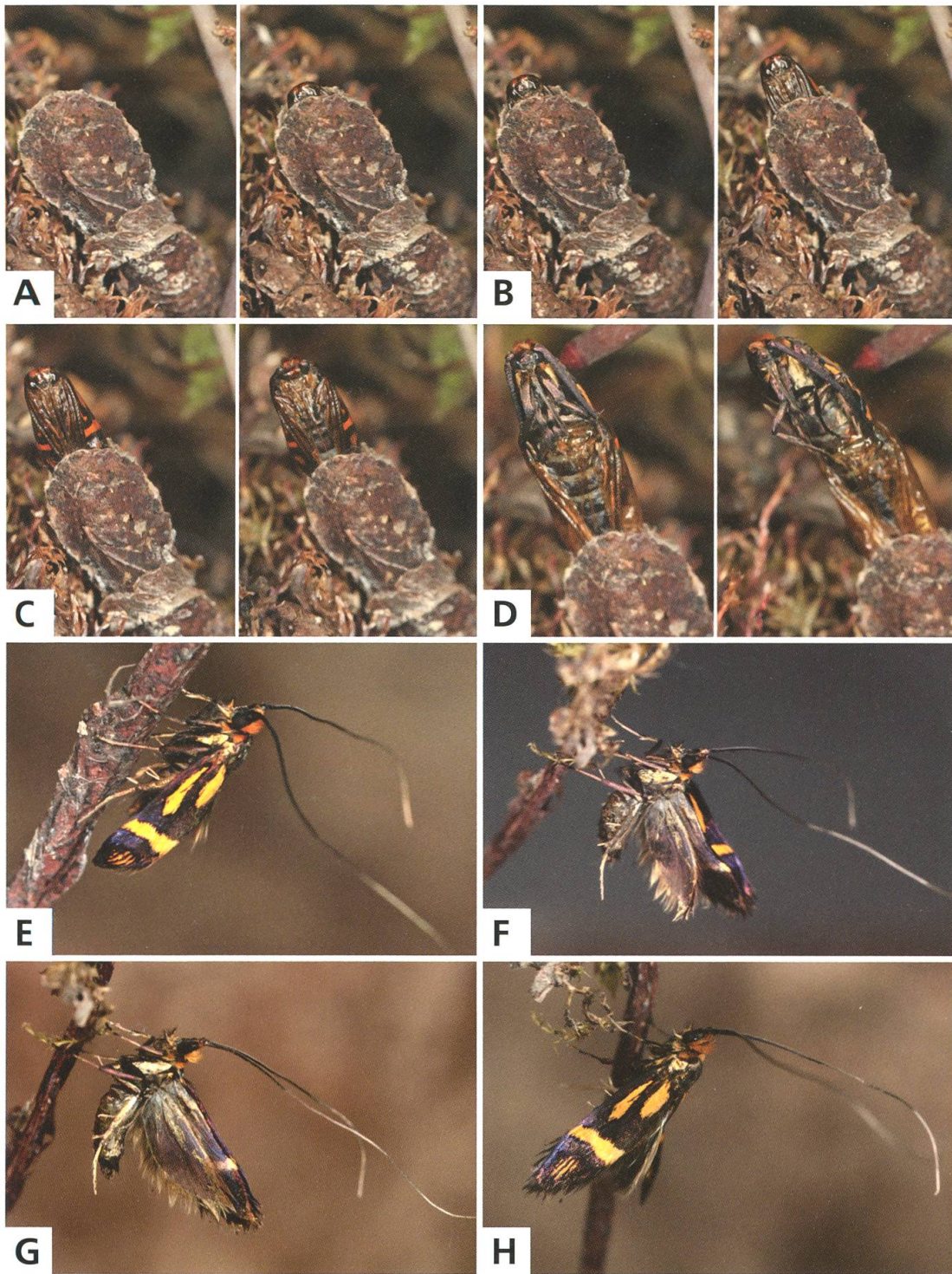


Abb. 30. *Nemophora basella*⁷.

A–D Ausschlüpfen eines ♀, Dauer der Bildersequenz: 95 Sekunden.

E–H ♂, Entfalten der Flügel, Dauer der Bildersequenz: drei Minuten. Slowakei, Slovenský raj, 5.6.2017, e.l.

Aktivitätszeit und Blütenbesuch

Die Lebensdauer der Adelidae-♀♀ beträgt eine bis zwei Wochen, die der ♂♂ nur wenige Tage. Bei vielen Arten kann sowohl in der Natur als auch in Zuchten ein zeitgleiches Schlüpfen aller Individuen einer Population festgestellt werden. Wo dies der Fall ist, ergibt sich eine kurze, vom jeweiligen Witterungsverlauf abhängige Flugzeit von weniger als zehn bis zwanzig Tagen. Bei anderen Arten, ausgeprägt beispielsweise bei *N. metallica*⁹, zieht sich das Schlüpfen der Falter einer Population über Wochen hin. So dauert die Flugzeit an einem Ort einen Monat oder mehr.

Die Mehrheit der Adelinae ist tagaktiv, es sind zumeist richtige "Sonnetiere". Bei *N. associatella*²¹ ist zusätzlich ein nachtaktives Verhalten aufgefallen. Die Imagines fliegen – im Gegensatz zu den anderen Adelinae – nachts oft ans Licht.

Alle Vertreter der Nematopogoninae sind dagegen vorwiegend dämmerungs- bis nachtaktiv. Die Mehrzahl der Arten erscheint regelmässig an künstlichen Lichtquellen. Für *N. magna*⁴⁶ und *N. adansonella*⁴⁷ sowie etwas weniger ausgeprägt für *N. schwarziellus*⁴⁵ und *N. swammerdamella*⁵¹ ist eine Hauptaktivitätszeit der ♂♂ am frühen Morgen nach Anbruch der Dämmerung beobachtet worden. Die Flugzeit beginnt rund eine Stunde vor Sonnenaufgang und endet schnell, nachdem die aufgehende Sonne den Lebensraum bescheint. Bei bedecktem Himmel verlängert sich die Flugzeit nur unwesentlich. Es ist bemerkenswert, dass sich das Schwärmen der ♂♂ ausgerechnet während der kältesten Stunde des Tages, oft bei Temperaturen deutlich unter 10°C und selbst bei leichtem Niederschlag abspielt.

Bei vielen Arten wird ein geselliges Auftreten der Falter beobachtet. Dabei versammeln sich ♂♂ und ♀♀ auf den Blüten der Eiablagepflanzen. Diesbezügliche Beobachtungen liegen vor für *N. basella*⁷, *N. metallica*⁹, *N. pfeifferella*¹⁰, *N. prodigellus*¹⁴, *N. minimella*¹⁸, *N. dumerilella*¹⁹, *A. violella*²², *A. mazzolella*²³ und für alle Vertreter der Gattung *Cauchas*. Die Geschlechtspartner finden sich beim Blütenbesuch, wo auch die Kopula stattfindet. Manche Falter bevorzugen Nektarpflanzen, welche sonst zu der Art in keinem weiteren Bezug stehen. Beliebt sind beispielsweise die weissen Blüten von *Sambucus ebulus* (*A. violella*²²), *Angelica sylvestris* (*N. minimella*¹⁸), *Leucanthemum vulgare* (*N. cupriacella*¹², *N. prodigellus*¹⁴, *A. violella*²², *A. paludicolella*²⁵) und *Achillea millefolium* (*N. prodigellus*¹⁴, *A. violella*²²).

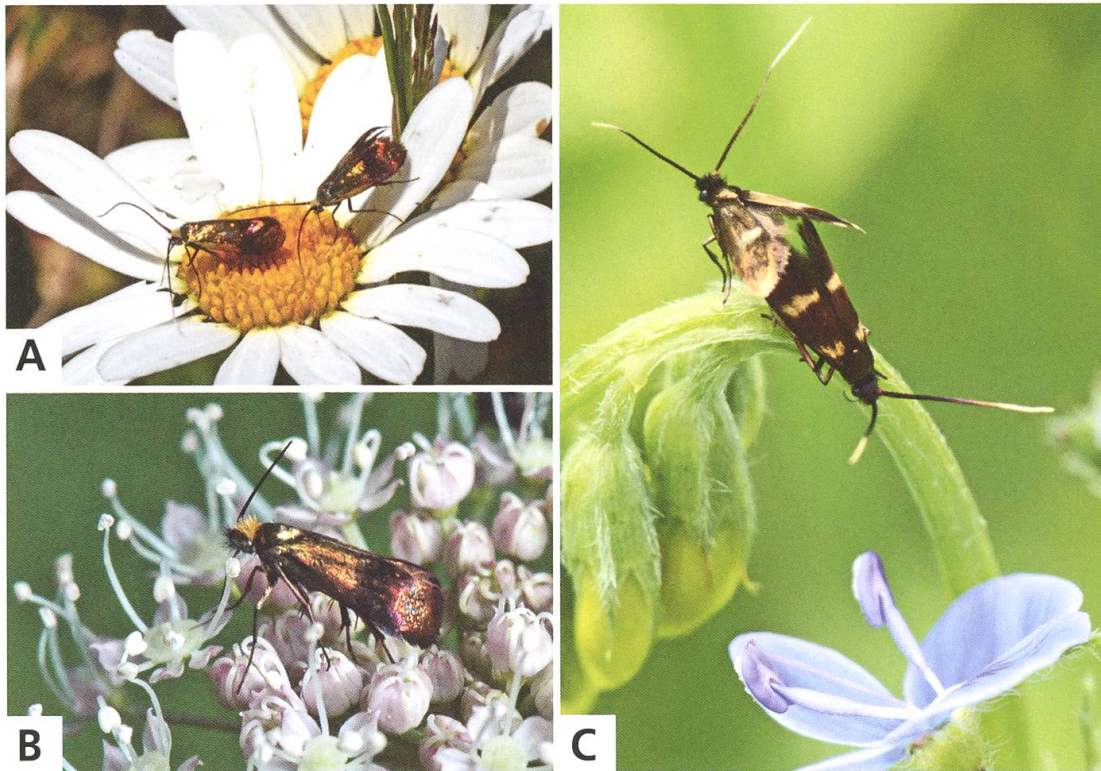


Abb. 31. Weisse Blüten als Nektarquelle.

A *Nemophora prodigellus*¹⁴, ♀♀ auf *Leucanthemum vulgare*, Vauffelin BE, 23.6.2018.

B *Nemophora minimella*¹⁸, ♀ auf *Angelica sylvestris*, St-Imier BE, 4.8.2009.

C Kopula von *Cauchas fibulella*³⁸ auf der Eiablagepflanze *Veronica chamaedrys*, Slowakei, Slovenský raj, 5.6.2017.

Schwarmverhalten

Einige Arten zeigen ein für Adelidae typisches Schwarmverhalten. Ein solches liegt vor, wenn sich die Imagines – in der Regel nur ♂♂ – an einer Stelle in grösserer Anzahl einfinden und dort gemeinsam schwärmen. Dabei fliegen die Tiere ohne erkennbar auf einander abgestimmtes Verhalten (Individualflieger). Meistens sind es ♂♂ derselben Art, welche sich versammeln. Bei den *Nematopogon*-Arten schwärmen jedoch auch Vertreter verschiedener Arten gemeinsam in einer Ansammlung, zum Beispiel *N. adansoniella*⁴⁷ und *N. swammerdamella*⁵¹ oder *N. adansoniella*⁴⁷ und *N. magna*⁴⁶.

Als "**synchrones Schwärmen**" wird ein auf einander abgestimmtes "Tanzen" einer grösseren Gruppe von ♂♂ derselben Art bezeichnet. Dieses Verhalten findet in der Regel bei windstillem und mehr oder weniger sonnigem Wetter statt. *N. degeerella*¹ vollführt den ♂♂-Tanz aber auch bei trübem Wetter und sogar bei leichtem Regen. Die ganze Gruppe der ♂♂ – es können ein paar wenige bis hunderte sein – steigt synchron aus der Vegetation auf und tanzt gemeinsam in lebhaftem Auf- und Abflug, um sich nach kurzer Zeit

wieder in die Vegetation zurückfallen zu lassen. Der Tanz wird unterbrochen, wenn die Sonne hinter einer Wolke verschwindet oder beim Aufkommen eines leichten Windes. Oft ist aber der Anlass für eine Tanzpause nicht ersichtlich. Nach kurzer Unterbrechung erheben sich alle wieder und schweben erneut über der Vegetation. Dieser Vorgang wiederholt sich dutzendfach. Die ♀♀ nehmen an diesen Tanzflügen nicht teil, sie sitzen einzeln in der nahen Vegetation. Sobald ein ♀ paarungsbereit ist, fliegt es in die Gruppe der tanzenden ♂♂ (Küppers 1980: 212). Ob die ♀♀ durch männliche Sexuallockstoffe oder optische Reize angezogen oder anderswie stimuliert werden, ist mir nicht klar geworden. Die glitzernden Flügel der ♂♂ mit ihren überlangen Fühlern sind ein eindruckliches Schauspiel, das für die ♀♀ sehr wohl Signalwirkung haben könnte. Bei *N. metallica*⁹, *N. prodigellus*¹⁴ und *N. minimella*¹⁸ pendeln die ♂♂ kaum je höher als einen bis zwei Meter über der Bodenvegetation, in welcher grössere Bestände der Eiablagepflanze (*Knautia*, *Stachys officinalis* beziehungsweise *Succisa pratensis*) gedeihen. Die ♂♂ von *A. reaumurella*²⁶, *A. albicinctella*²⁷ und *A. cuprella*²⁸ dagegen tanzen über den obersten Zweigen von Büschen und Bäumen. Abhängig von deren Höhe fliegen sie wenige Meter über dem Boden oder 10–15 Meter hoch über den Baumkronen. *A. cuprella*²⁸ und *A. albicinctella*²⁷ tanzen über den Zweigen von blühenden Weiden (*Salix*), *A. reaumurella*²⁶ über den Ästen verschiedener Laubgehölze, nachdem diese ausgetrieben haben.

Auf Seite 29 ist bereits darauf hingewiesen worden, dass die ♂♂ der Synchronflieger enorm vergrösserte Facettenaugen besitzen. Dazu kommt eine zweite Eigenheit: Sie sind in der Lage, den Kopf bis nahezu 90° abzdrehen, wie man es beispielsweise von Libellen kennt. Besonders aufgefallen ist mir diese Fähigkeit bei *N. raddaella*⁸ (Abb. 32D), *N. metallica*⁹ (Abb. 32C) und *N. prodigellus*¹⁴ (Abb. 108E).



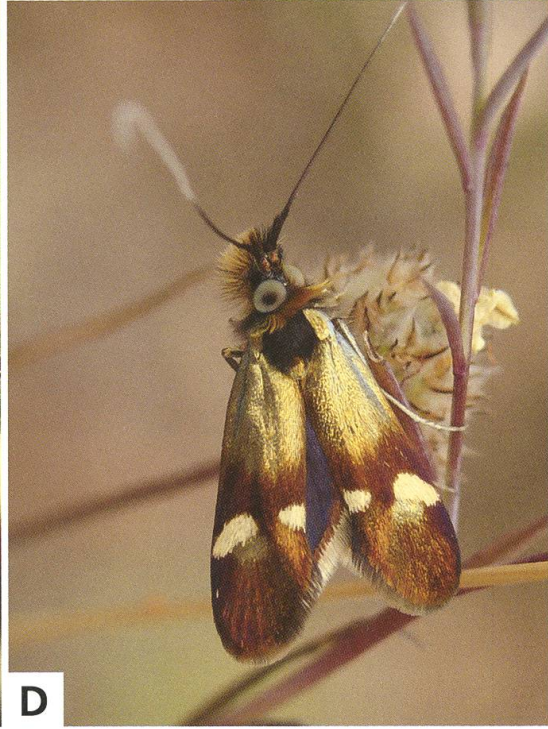
A



B



C



D

Abb. 32. Synchrones Schwärmen.

A, B Synchrones Schwärmen der ♂♂ von *Adela reaumurella*²⁶, Biel BE, 2.5.1993.

C *Nemophora metallica*⁹, ♂, Chasseral BE, 13.8.2011, e.l.

D *Nemophora raddaella latreillella*⁸, ♂, Portugal, Algarve, südlich Barão de S. João, 13.4.2009 (Foto Wesenberg).