

## Stengelelektor-Techniken und ihre Bedeutung für den Nachweis von Stachelkäfern (Col., Mordellidae)

Gregor SCHMITZ

### 1. Einleitung

Üblicherweise werden bei koleopterologisch-faunistischen Untersuchungen Streif- oder Klopfkäscher eingesetzt oder direkte Handaufsammlungen getätigt. Vor allem im Rahmen landschaftsökologischer Gutachten kommt der Einsatz von Fallen, insbesondere Barberfallen, hinzu. Die erwähnten Methoden sind zum Fang und Nachweis adulter Käfer geeignet und unverzichtbar. Sie erlauben qualitative Aussagen über das Vorkommen von Arten in Lebensräumen und Lebensraumausschnitten. Auch Angaben zur relativen Häufigkeit bzw. Dominanz sind ermittelbar. Reale Dichten können nicht berechnet werden, da bei Käschermethoden und Handaufsammlungen die Größe des untersuchten Raumausschnittes kaum zu quantifizieren ist bzw. bei Barberfallen die Fangraten wesentlich von der Aktivität der Tiere abhängen.

Für fundierte bioökologische Aussagen reichen reine Artenlisten nicht aus, da es bei der üblichen Imaginalfaunistik an Wissen über die larvale Lebensweise fehlt. Beim Blick auf die von HORION (1941-1974) und KOCH (1989a, 1989b, 1992) zusammengetragenen Daten zur Ökologie heimischer Käfer wird deutlich, wie wenig bzw. wie ungenau wir doch oft über Larvalnahrung bzw. -substrat und die räumliche Einnischung der Larven Bescheid wissen. Dies gilt im besonderen Maße für die sich im Inneren krautiger Pflanzen entwickelnden phyto- oder phytosaprophagen Arten. Das beste Beispiel einer solch vernachlässigten Gruppe sind die Mordellidae, bei denen sich die meisten Nachweise auf Klopffänge von Imagines aus der Vegetation (Blüten) beziehen, häufig auch ohne Notierung der abgekäscherten Pflanzen. Somit sind Angaben zum larvalen Lebensraum entsprechend vage und zufällig.

Im Rahmen von Untersuchungen der Phytophagenkomplexe von Beifuß (*Artemisia vulgaris* L.) und Rainfarn (*Tanacetum vulgare* (L.)) im Bonner Raum (SCHMITZ 1995) bewährte sich zur Erfassung stengelbesiedelnder Phytophager und deren Parasitoiden der Einsatz eines Stengelelektor, dessen

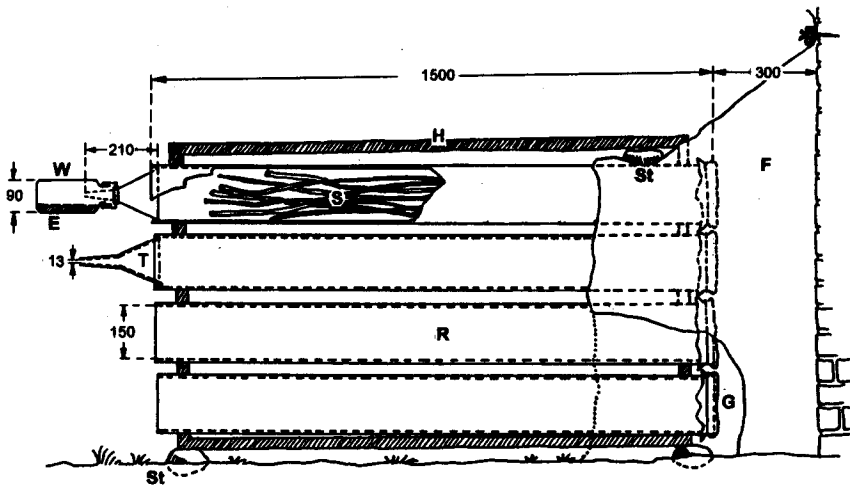
Bau, Funktionsweise und Möglichkeiten im folgenden erläutert werden. (Übersichten über Eklektormethoden bei: MÜHLENBERG 1976, SCHEDL 1982, BALOG 1958, SMITH 1966, SOUTHWOOD 1966). Abschließend werden einige mittels Eklektoren erbrachten Befunde zum Vorkommen von Mordellidae angeführt.

## 2. Bau und Funktionsweise des Stengelelektors

Die verwendete Anordnung besteht aus mehreren in einem Holzgestell untergebrachten Eklektorröhren, die die eigentlichen Fangeinheiten darstellen. Diese Einheiten wurden aus 150 cm langen PVC-Röhren (Abwasser-Rohr) hergestellt, deren Innendurchmesser 16 cm beträgt. In diese Röhren wird trockenes Stengelmaterial eingebracht, aus dem die stengelbewohnenden Insekten schlüpfen. Am "vorderen" Ende befindet sich die Fangeinrichtung, der Eklektorkopf, bestehend aus einem umgekehrt in die Röhre mit Silikon passend eingeklebten weißen Polyethylentrichter und einer mittels Deckelbohrung aufgesetzten PE-Weithalsflasche (Abb.1). Diese kann für die Kontrolle bzw. Entnahme abgeschraubt werden, wobei der durchbohrte Schraubdeckel auf dem Trichterstützen verbleibt. Zur besseren Fixierung des Deckels, der in Fangposition die Flasche samt Fangflüssigkeit halten muß, wird ein passender Kabelschoner-Gummiring auf den Trichterstützen fest aufgeschoben. Als Fangflüssigkeit wird Ethylenglycol verwendet, weil es nur wenig verdunstet und die Tiere nicht vor Erreichen der Fangflasche abtötet. Das "hintere" Ende ist zum Zweck des Luftaustauschs mit einer Gaze (z.B. feiner Gardinstoff) abgedichtet. Damit die sich phototaktisch orientierenden Insekten nach ihrem Schlupf nicht in der Röhre verbleiben, wird das hintere Ende durch eine schwarze lichtundurchlässige Folie abgedunkelt.

Beim Aufbau des Eklektorgestells ist ein leichtes Gefälle nach hinten einzurichten, damit von außen eindringendes oder durch Kondensation entstehendes Wasser durch die Gase abfließen kann. Um Semifreilandbedingungen zu erreichen, wird der Eklektor draußen aufgestellt. Eine zu hohe Aufheizung der Röhren ist durch einen Platz im Schatten zu verhindern.

Mit dem Eklektor werden Schlupfdichten (Anzahl geschlüpfter Imagines/Stengeleinheit) erfaßt. In Stengeln absterbende Tiere bleiben demnach unberücksichtigt. Reale Dichten von Stengelbewohnern sind nur durch zeitaufwendige Sektion der Stengel und Zählung von Larven oder Puppen zu ermitteln.



**Abb. 1** : Seitenansicht gestapelter Stengelelektoren (die oberste Eklektorröhre ist fangbereit). Es bedeuten: **E** = Ethylenglycol (Fangflüssigkeit), **F** = schwarze, lichtundurchlässige Folie zum Verhindern von Lichteinfall in das hintere Ende der Röhren, **G** = feinmaschige, mit starkem Gummiband befestigte Gaze erlaubt Luftaustausch, **H** = Holzgestell (wetterfest gestrichen) für 4 x 4 Stengelelektoren, **R** = graue PVC-Röhre, nach hinten leicht geneigt ( $\Rightarrow$  Wasserabfluß), **St** = Steine zum Beschweren der Folie bzw. als Auflagefläche für das Holzgestell, **T** = Trichter aus Polyethylen (PE) mittels Silikonmasse fest in Röhre eingeklebt, **W** = abschraubbare PE-Weithalsflasche mit Loch im Deckel, mittels Gummiring (Kabelschoner) auf Trichter aufgeschoben.

### 3. Probenahme und Bestückung des Eklektors

Welches Pflanzenmaterial eingebracht wird, hängt von der Fragestellung ab. Auf keinen Fall sollten aber frische Pflanzenteile verwendet werden, denn Schimmelbildung würde hohe Mortalitäten bei den Stengelbewohnern zur Folge haben. Am günstigsten ist es, trockenes insbesondere winterstehendes Material einzutragen, so die im Frühjahr vorjährigen Stengel zwei- oder mehrjähriger Krautpflanzen.

Pro Röhre sollte nur eine Pflanzenart von einem Standort vorgesehen werden. Innerhalb einer Stengelprobe sind weitere Differenzierungen möglich, z.B. nach Durchmesserklassen oder Stengelabschnitten. Bei der Bestückung sollte ferner folgendes beachtet werden:

- Bester Sammeltermin ist das zeitige Frühjahr (März/April), da so die Stengel möglichst lange am Standort verbleiben und eine Beeinflussung der Schlupfraten durch die Methode minimiert wird.
- Wurden die Stengel bei feuchter Witterung gesammelt, sollten diese zur Schimmelvermeidung vor der Bestückung für ein bis zwei Tage im Trockenen bei Zimmertemperatur lagern.
- Möchte man das Larvalsubstrat möglichst genau ermitteln, ist das zu untersuchende Pflanzenorgan sorgfältig von anhaftender Erde oder anderen Teilen der Pflanze zu säubern. Im Falle der Stengel ist das Abreiben alter, vertrockneter Blätter oder Blüten auch deswegen anzuraten, weil sonst ungewollt Spinnen eingebracht werden, die die schlüpfenden Insekten vor dem Erreichen des Eklektorkopfes "abfangen". Mit dem Abreiben werden außerdem aufliegende Insekteneier und anhaftende parasitierte Blattläuse entfernt. Die daraus schlüpfenden Tiere (z.B. die Blattlaus-schlupfwespen, Aphidiidae) würden sonst bei der Auswertung irritieren.
- Die Probengröße ist für spätere Angaben zur "Schlupfdichte" (Anzahl geschlüpfter Individuen/Raumeinheit) zu ermitteln. Im Falle der Stengel bieten sich an: Anzahl der Stengel, Gesamtlänge der Stengel (durchschnittliche Stengellänge x Anzahl der Stengel), Gewicht (im trockenen Zustand).

#### 4. Entnahme der Insekten

Man wird schon bei den ersten Kontrollen feststellen, daß außer den gewünschten Käfern ein große Anzahl anderer Insekten schlüpfen, so diverse Arten parasitischer Kleinwespen (Chalcidoidea, Proctotrupoidea, Ichneumonoidea), Wanzenlarven, Kleinschmetterlinge (bes. Gelechiidae, Tortricidae und Pyralidae) Fliegen (Agromyzidae, Trypetidae, Chloropidae) und Gallmücken (Cecidomyiidae). Alle diese Beifänge erbringen wertvolles Material und sollten nicht verworfen, sondern entsprechenden Spezialisten zur Verfügung gestellt werden.

Zum Entnehmen der geschlüpften Tiere kann man sich eines langen Pinsels bedienen oder die Fangflüssigkeit durch ein feinmaschiges Nylonnetz schütten. Bei den Entnahmen ist das Trichterrohr auf dort befindliche lebende oder tote Insekten zu überprüfen. Auch ist auf Spinnennetze zu achten, die mit einem Stöckchen entfernt werden können.

Die Entnahmezeiträume richten sich nach der Fragestellung. Grundsätzlich bieten sich zwei Möglichkeiten an: 1. Die Tiere in regelmäßigen Zeit-

räumen (täglich, wöchentlich, alle 10 Tage, 14-tägig) oder 2. einmalig am Ende des Jahres zu entnehmen. Auch ist in Erwägung zu ziehen, die Stengel für ein weiteres Jahr in den Röhren zu belassen, um "Nachzügler" bzw. Überlieger zu erfassen. Die regelmäßige Entnahme der Tiere ist der einmaligen vorzuziehen, da so zusätzlich zur Gesamtzahl auch der Schlupfverlauf ermittelt werden kann. Es bietet sich außerdem an, bei der Auszählung nach Geschlechtern zu differenzieren.

### 5. Plastiktüten als Eklektoren

Wer auf den relativ kostspieligen und aufwendigen Bau der besprochenen Eklektorröhren verzichten möchte, sei auf eine preiswerte Alternative verwiesen, die allerdings gegenüber den Röhren einige nicht unerhebliche Nachteile besitzt. Diese Methode sieht das "Eintüten" von Stengeln vor:

Die Stengel einer Probe werden an einem Ende mit Breitband-Gummibändern (z.B. Einmachgummis) zu Bündeln zusammengebunden. An diesem Ende wird eine Kordel angebracht, an der das Bündel an einem regengeschützten Ort aufgehängt werden kann. Ein Gefrierbeutel (für Folien-schweißgeräte) wird nun übergezogen und beidseitig abgebunden (Abb. 2). Die Entnahme erfolgt durch Öffnen der unteren Abbindung.

Auf folgende methodische Nachteile ist nun hinzuweisen:

- Herausrutschende oder abstehende Stengel können die dünne Folie leicht perforieren und damit ungewollte Fluchtmöglichkeiten für die geschlüpften Tiere schaffen.
- Die Tiere sterben nicht in einer Fangflüssigkeit, sind also nach ihrem Tod trocken und damit zerbrechlich. Beim Öffnen der Tüten und Kontrolle der Falten, in denen sich die Tiere bevorzugt



Abb. 2: Verwendung eines Plastiksackes zur Erfassung stengelbrütender Insekten.

befinden, können Extremitäten leicht abbrechen. Auch Erschütterungen durch Wind führen möglicherweise zu Beschädigungen.

- Trotz vorsichtigen Rüttelns der Stengelbündel bei der Entnahme könnten zwischen den Stengeln Tiere hängen bleiben, die damit nicht oder erst zu einem späteren Termin erfaßt werden.
- Während der Schlupfphasen ist der Anteil lebender Tiere noch hoch. Eine Entnahme ist zu diesem Zeitpunkt erschwert, weil sich viele von ihnen im oberen Teil der Tüte befinden und sich schlecht einsammeln lassen (Exhaustor).
- Bei Einlagerung der Stengel kann es zum Eindringen von Museumskäfern (*Anthrenus* spp.) oder Staubläusen (Psocoptera) kommen, welche sich von den Insektenleichen ernähren. Dies ist bei Eklektoren mit Fangflüssigkeiten nicht möglich.

## 6. Befunde zum Auftreten von Mordellidae im Bonner Raum

Die im Rahmen von Untersuchungen zur Phytophagenfauna von *Artemisia vulgaris* und *Tanacetum vulgare* eingesetzten Eklektormethoden (SCHMITZ 1995), erbrachten einige neue Befunde zur Faunistik und Biologie der Mordellidae. ERMISCH (1969) gibt für den mitteleuropäischen Raum 62 Arten an. Allein 34 sind in der ehemaligen Rheinprovinz nachgewiesen (KOCH 1968, 1974, 1993). KOCH (1989b) gibt für *Artemisia vulgaris* 7 und für *Tanacetum vulgare* keine Stachelkäferarten an. Häufigkeiten der im Bonner Großraum aus Stengeln erzeugten Tiere sind Tab. 1 zu entnehmen.

	<i>Artemisia vulgaris</i>	<i>Tanacetum vulgare</i>
Anzahl untersuchter Standorte	38	25
Anzahl eingebrachter Stengel	492	986
Gesamtstengellänge [m]	490	985
Anzahl Ind. (Mittl. Dichte in: Ind/m)		
<i>Mordellistena weisei</i> SCHILSKY	65 (0,13)	- -
<i>Mordellistena bicoloripilosa</i> ERM.	479 (0,98)	42 (0,04)
<i>Mordellistena acuticollis</i> SCHILS.	570 (1,16)	14 (0,01)
<i>Mordellistena pumila</i> (GYLL.)	- -	1 (<0,001)
<i>Anaspis frontalis</i> (L.)	- -	1 (<0,001)
<i>Schizopyrmnus</i> sp. (Braconidae)	1093 (2,23)	67 (0,07)

**Tab.1:** Daten zur Häufigkeit der im Bonner Raum 1993 aus *Artemisia vulgaris* und *Tanacetum vulgare* geschlüpften Mordellidae und Scaptiidae sowie deren Hauptparasitoid *Schizopyrmnus* sp. (Hym., Braconidae).

Folgende Befunde aus dem Bonner Raum seien hervorgehoben:

1. *Mordellistena bicoloripilosa*, die in großer Anzahl aus *Artemisia vulgaris* gezogen wurde, ist erst seit 1994 aus der Rheinprovinz bekannt (vgl. KÖHLER 1995). Das bisherige Fehlen von Nachweisen dieser offenbar in Westdeutschland nicht seltenen Art (vgl. RENNER 1978), läßt sich weniger auf spezifische Schwierigkeiten beim Erbeuten der Imagines, als vielmehr auf Verwechslung mit *Mordellistena weisei* zurückführen. Die Unterscheidung beider Arten ist anhand der Männchen relativ einfach (Färbung des Vorderkopfes, Genitalien). Die Weibchen sind dagegen nur schwer zuzuordnen (geringe Unterschiede in diesen Merkmalen).

2. *Mordellistena bicoloripilosa* wurde erstmals auch aus *Tanacetum vulgare* gezogen, allerdings in sehr viel geringerer Dichte.

3. Die für *Artemisia vulgaris* angegebene *Mordellistena weisei* ist zumindest im Bonner Raum geringer vertreten als zumeist angenommen. Aus *Artemisia vulgaris* schlüpfte *Mordellistena bicoloripilosa* über sieben mal häufiger als *Mordellistena weisei*.

4. Die in ERMISCH (1969) als häufig angegebene, auch im Rheinland zu den häufigeren Arten zählende (vgl. KOCH 1993) und von KLAUSNITZER (1967) bei Dresden aus *Artemisia vulgaris* gezogene *Mordellistena pseudonana* ERM. konnte für dieselbe Pflanze im Bonner Raum nicht nachgewiesen werden. Dagegen war die bislang erst einmal aus dem Rheinland gemeldete (KÖHLER 1990) *Mordellistena acuticollis* - aus derselben Untergattung - stark vertreten.

5. Auch *Mordellistena acuticollis* wurde erstmals aus *Tanacetum vulgare* gezogen. ERMISCH (1969) und KOCH (1992) geben als Wirtspflanze *Cirsium arvense* (Ackerkratzdistel) an.

6. Mit nur je einem Exemplar schlüpfen die im Rheinland häufigste Gattungsvertreterin *Mordellistena pumila* und die Scaptiide *Anaspis frontalis* (letztere vermutlich phytosaprophag) aus Stengeln von *Tanacetum vulgare*.

Durch den Einsatz von Stengelelektoren waren auch Aussagen zur Schlupfdynamik der *Mordellistena*-Arten möglich. Diese überwintern als Larven in den Stengeln und verpuppen sich im Frühjahr (KLAUSNITZER 1967). Die Schlupfzeit der im Bonner Raum erzeugten Arten erstreckte sich von An-

fang Juni bis Anfang September, wobei der Höhepunkt Ende Juni/Anfang Juli lag. Abbildung 3 zeigt die Schlupfdichte von *Mordellistena* spp. und *Schizoprymnus* sp. aus im Frühjahr 1992 gesammelten Stengeln von *Artemisia vulgaris*. Zwischen verschiedenen *Mordellistena*-Arten wurde bisher noch nicht differenziert.

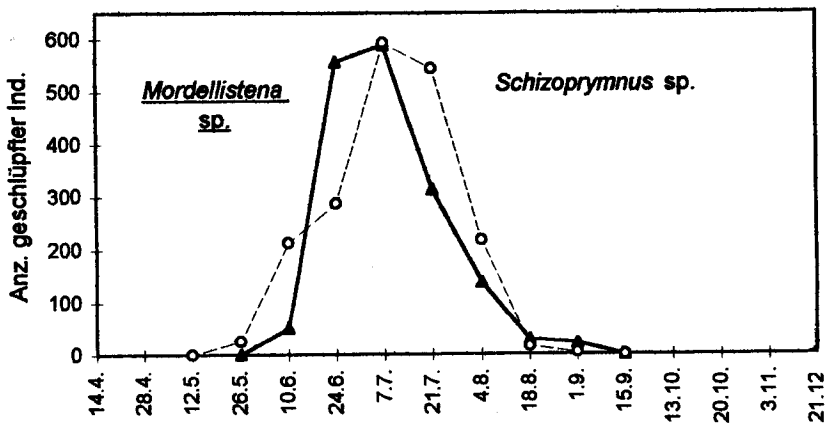


Abb. 3: Schlupfverlauf von *Mordellistena* spp. und deren Solitärparasitoid *Schizoprymnus* sp. aus von Stengeln von *Artemisia vulgaris*, gesammelt an verschiedenen Standorten im Bonner Großraum im Frühjahr 1992.

Die Befunde aus dem Bonner Raum zeigen, daß der Einsatz von Stengel-ektoren oder entsprechenden Methoden zum Nachweis von Mordellidae geeignet ist. Darüber hinaus sind Aussagen zum Wirtspflanzenspektrum, zur räumlichen Einnischung, Schlupfdichte und -dynamik sowie zum Parasitoidenkreis möglich. Nachahmung wird daher empfohlen! Aus Pflanzenstengeln gezogenes Material sichte ich gerne. Allerdings muß eingeräumt werden, daß *Artemisia vulgaris* offensichtlich besonders reich an Mordellidae ist. Stichprobenartige Überprüfungen anderer Stauden (z.B. *Echinops exaltata*, *Leucanthemum vulgare* und *Cirsium arvense*) ergaben sehr viel geringere Dichten.



## 7. Literatur

- BALOG, J. (1958): Lebensgemeinschaften der Landtiere. Ihre Erforschung unter besonderer Berücksichtigung der zooökologischen Arbeitsmethoden. - Berlin.
- ERMISCH, K. (1969): Fam. Mordellidae, in: FREUDE, H., K. W. HARDE & G. A. LOHSE (Hrsg.) Die Käfer Mitteleuropas, Bd. 8 - Krefeld, 160-196.
- HORION, A. (1941-1974): Faunistik der mitteleuropäischen Käfer. Bd 1-12. diverse Orte und Verlage.
- KLAUSNITZER, B. (1967): Zur Biologie von *Mordellistena weisei* SCHILSKY (Col., Mordellidae). - Dtsch. Ent. Z. (N.F.) **5**, 477-480.
- KOCH, K. (1968): Käferfauna der Rheinprovinz. - Decheniana Beihefte (Bonn) **13**, 1-382.
- KOCH, K. (1974): Erster Nachtrag zur Käferfauna der Rheinprovinz. - Decheniana **126**, 191-265.
- KOCH, K. (1989a): Die Käfer Mitteleuropas, Ökologie, Bd. E1. - Krefeld.
- KOCH, K. (1989b): Die Käfer Mitteleuropas, Ökologie, Bd. E2. - Krefeld.
- KOCH, K. (1992): Die Käfer Mitteleuropas, Ökologie, Bd. E3. - Krefeld.
- KOCH, K. (1993): Dritter Nachtrag zur Käferfauna der Rheinprovinz, Teil III: Ostomidae - Scolytidae. - Decheniana (Bonn) **146**, 203-271.
- KÖHLER, F. (1990): Anmerkungen zu bemerkenswerten Käferfunden 1989 und 1990 in der Rheinprovinz. - Rundschreiben Arb.gem. Rhein. Koleopterologen (Bonn), 1990, 94-105.
- KÖHLER, F. (1995): Anmerkungen zur Käferfauna der Rheinprovinz VIII. Bemerkenswerte Neu- und Wiederfunde (Ins., Col.). - Mitt. Arb.gem. Rhein. Koleopterologen (Bonn) **5**, 93-104.
- MÜHLENBERG, M. (1976): Freilandökologie. - Heidelberg.
- RENNER, K. (1978): *Mordellistena bicoloripilosa* ERM. und *Mordellistena klapperichi* ERM. (Mordellidae) autochthon an der Oberweser.- Ent. Blätter **74**, 45-46.
- SCHEDL, W. (1982): Methoden zur Erfassung der Tierwelt der verschiedenen Strata des Bewuchses, in: JANETSCHKE, H. (Hrsg.): Ökologische Feldmethoden. - Stuttgart, 121-136.
- SCHMITZ, G. (1995): Phytophagenkomplexe von *Artemisia vulgaris* und *Tanacetum vulgare* im Stadt-Umland-Gradienten. - DGaE-Nachrichten (im Druck).
- SMITH, R. L. (1966): Ecology and field biology. - New York, London.
- SOUTHWOOD, T. R. E. (1966): Ecological methods with particular reference to the study of insect populations. - London.

Gregor SCHMITZ, Institut für Angewandte Zoologie  
Universität Bonn, An der Immenburg 1, 53121 Bonn