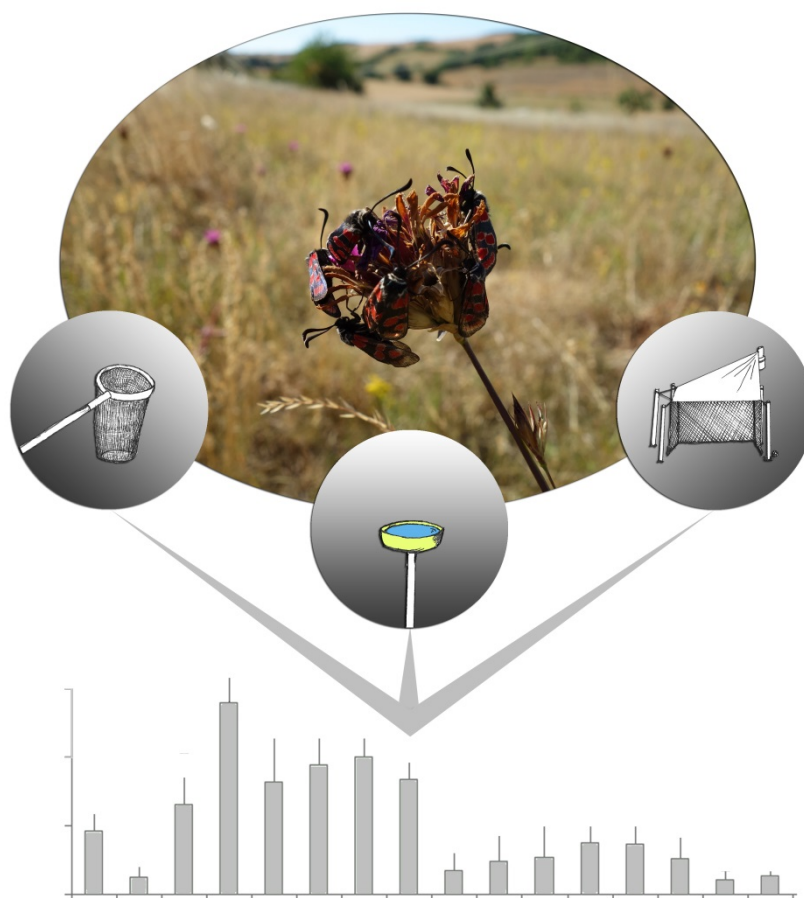


Sebastian Schuch, Hella Ludwig und Karsten Wesche

Erfassungsmethoden für ein Insektenmonitoring Eine Materialsammlung



Erfassungsmethoden für ein Insektenmonitoring Eine Materialsammlung

**Sebastian Schuch
Hella Ludwig
Karsten Wesche**

Titelbild: Vom Insekt über die Erfassung zur Statistik: Esparsetten-Widderchen auf Blüte im Grasland; Illustration dreier Erfassungsmethoden (Kescher, Farbschale und Malaisefalle); schematische Darstellung einer Häufigkeitsverteilung als Balkendiagramm (S. Schuch)

Adressen der Autorinnen und Autoren:

Dr. Sebastian Schuch Senckenberg Museum für Naturkunde
Postfach 300154, 02806 Görlitz
E-Mail: sebastian.schuch@senckenberg.de, sschuch@gwdg.de

Dr. Hella Ludwig Bundesamt für Naturschutz, Fachgebiet II 1.3 „Monitoring“
Konstantinstraße 110, 53179 Bonn
E-Mail: Hella.Ludwig@BfN.de

Prof. Dr. Karsten Wesche Senckenberg Museum für Naturkunde
Postfach 300154, 02806 Görlitz und
Deutsches Zentrum für Integrative Biodiversitätsforschung Halle-Jena Leipzig
Deutscher Platz 5e, 04103 Leipzig und
Internationales Hochschulinstitut Zittau, Technische Universität Dresden,
Markt 23, 02763 Zittau
E-Mail: karsten.wesche@senckenberg.de

Die Inhalte basieren auf den Ergebnissen eines Werkvertrags (Literaturstudie: „Erfassungsmethoden für ein bundesweites Insektenmonitoring“, Auftragnehmer: Prof. Dr. Karsten Wesche – Senckenberg Museum für Naturkunde, Görlitz), gefördert durch das Bundesamt für Naturschutz (BfN) mit Mitteln des Bundesministerium für Umwelt, Naturschutz und nukleare Sicherheit (BMU).

Diese Veröffentlichung wird aufgenommen in die Literaturdatenbank „DNL-online“ (www.dnl-online.de).

BfN-Skripten sind nicht im Buchhandel erhältlich. Eine pdf-Version dieser Ausgabe kann unter <http://www.bfn.de/skripten.html> heruntergeladen werden.

Institutioneller Herausgeber: Bundesamt für Naturschutz
Konstantinstr. 110
53179 Bonn
URL: www.bfn.de

Der institutionelle Herausgeber übernimmt keine Gewähr für die Richtigkeit, die Genauigkeit und Vollständigkeit der Angaben sowie für die Beachtung privater Rechte Dritter. Die in den Beiträgen geäußerten Ansichten und Meinungen müssen nicht mit denen des institutionellen Herausgebers übereinstimmen.



Diese Schriftenreihe wird unter den Bedingungen der Creative Commons Lizenz Namensnennung – keine Bearbeitung 4.0 International (CC BY - ND 4.0) zur Verfügung gestellt (<https://creativecommons.org/licenses/by-nd/4.0/deed.de>).

Druck: Druckerei des Bundesministeriums für Umwelt, Naturschutz und nukleare Sicherheit (BMU).

Gedruckt auf 100% Altpapier

ISBN 978-3-89624-326-3

DOI 10.19217/skr565

Bonn - Bad Godesberg 2020

Inhaltsverzeichnis

1	Einleitung und Bemerkungen zum Vorgehen	5
2	Zusammenfassungen zu verschiedenen etablierten Erfassungsmethoden	9
2.1	Sichtfang (active catches)	9
2.2	Streifkeschern (sweep-net catches)	12
2.3	Saugfang (suction sampling / vacuum sampling).....	15
2.4	Standardisierte Transektbegehung (standardised transect survey)	18
2.5	Malaisefalle (Malaise trap)	22
2.6	Bodenfalle / Barberfalle (pitfall trap)	25
2.7	Fang mit Ködern (baited traps).....	29
2.8	Farbschale (pan trap).....	31
2.9	Autokescher (car net).....	33
2.10	Kreuzfensterfalle / Lufteklektor (flight interception trap: cross shaped window trap / window pane).....	36
2.11	Offene Stamm- / Asteklektoren (trunk-window trap / trunk eclector)	39
2.12	Totholz-Eklektoren (dead wood emergence traps)	41
2.13	Bodenphotoeklektor (soil / ground photo-eclector / emergence trap).....	44
2.14	Lichtfang und Lichtfalle (light trap).....	46
2.15	Erfassung von Makrozoobenthos in Fließgewässern (surveying macrofauna of watercourses)	50
2.16	Erfassung von Wasserkäfern in stehenden Gewässern (surveying beetles in ponds).....	52
3	Kurzzusammenfassungen etablierter Erfassungsmethoden für einzelne Artengruppen	54
3.1	Heuschrecken (Orthoptera).....	54
3.2	Libellen (Odonata).....	54
3.3	Eintagsfliegen (Ephemeroptera), Köcherfliegen (Trichoptera) und Steinfliegen (Plecoptera)	55
3.4	Netzflügler (Neuroptera).....	55
3.5	Zikaden (Auchenorrhyncha)	55
3.6	Wanzen (Heteroptera).....	56
3.7	Großschmetterlinge (Macrolepidoptera): Tagfalter	56
3.8	Großschmetterlinge (Macrolepidoptera): Nachtfalter	57
3.9	Zweiflügler (Diptera): Schwebfliegen (Syrphidae).....	57
3.10	Hautflügler (Hymenoptera): Wildbienen (Apoidea)	57
3.11	Hautflügler (Hymenoptera): Grabwespen (Spheciformes, früher Sphecoidea)	58
3.12	Hautflügler (Hymenoptera): Blattlaus-Parasitoide.....	58
3.13	Käfer (Coleoptera): Ausgewählte Käferfamilien	58
3.14	Spinnentiere (Arachnida): Webspinnen (Araneae)	61

4	Methoden- und artengruppenübergreifende Aspekte.....	70
4.1	Zusammensetzung der Fangflüssigkeit	70
4.2	Bestimmungsaufwand	73
4.3	Aufbewahrung	77
4.4	Diversitätsmessungen mittels DNA-Barcoding.....	80
5	Zusammenfassung.....	83

1 Einleitung und Bemerkungen zum Vorgehen

Entomologinnen und Entomologen, Verbände und Fachbehörden des Naturschutzes beklagen seit Jahrzehnten den Rückgang der Insektendiversität insbesondere unserer heimischen Kulturlandschaft. Dennoch hat das Thema erst in den letzten Jahren eine erhöhte Aufmerksamkeit in Politik und Gesellschaft erfahren, wodurch das öffentliche und mediale Interesse aktuell groß ist. Auch politische Entscheidungsträgerinnen und Entscheidungsträger haben die Bedeutung der Biodiversitätsverluste erkannt und sehen sich gefordert, Maßnahmen zum Schutz der Insekten umzusetzen (BMU 2018, UMK 2017). Für deren Entwicklung und Evaluation bedarf es nicht nur einer soliden fachlichen Basis zum Beispiel zu Ökologie und Gefährdungsursachen, sondern auch einer wissenschaftlich belastbaren Datenbasis über Zustand und Entwicklung der Insektenfauna Deutschlands. Solche Daten sind in Deutschland nur in begrenztem Maße für konkrete Regionen oder Fragestellungen verfügbar. Darüber hinaus weichen artengruppenspezifische und artengruppenübergreifende Erfassungsmethoden aufgrund unterschiedlicher Anforderungen, Ziel- und Fragestellungen sowie persönlicher Vorlieben oft voneinander ab, so dass die verfügbaren Daten schlecht miteinander vergleichbar sind. Für das geplante bundesweite Insektenmonitoring werden aktuell die konzeptionellen Grundlängen für langfristig angelegte, regelmäßige und systematische Erfassungen von Insekten erarbeitet, die bundesweit gültige und wissenschaftlich belastbare Aussagen zu Zustand und langfristiger Entwicklung der Insektenfauna in Deutschland zulassen. Von großer Bedeutung bei der Auswahl geeigneter Erfassungsmethoden sind unter anderem ein hoher Standardisierungsgrad der jeweiligen Methoden, Aspekte zur Aussagekraft der Daten für das Insektenmonitoring z. B. mit Blick auf das erfassbare Artenspektrum oder die Möglichkeit quantitativer Aussagen, Aspekte zur Praktikabilität und zum Forschungs- und Entwicklungspotenzial.

Kenntnisse zu und Erfahrungen mit den verschiedenen etablierten und potenziell für ein Monitoring geeigneten entomologischen Erfassungsmethoden sind in Deutschland zwar prinzipiell vorhanden, waren aber bisher nicht in zusammengefasster Form verfügbar. Ziel der vorliegenden Materialsammlung ist es, zur Schließung dieser Lücke beizutragen.

Da die zugrundeliegende Literaturrecherche als Basis für die Konzeptentwicklung des bundesweiten Insektenmonitorings dienen sollte, war die Bearbeitungszeit von nur wenigen Monaten knapp bemessen (das entsprechende vom Bundesamt für Naturschutz mit Mitteln des Bundesministeriums für Umwelt, Naturschutz und nukleare Sicherheit geförderte F+E-Vorhaben „Konzeptentwicklung zum bundesweiten Insektenmonitoring“ startete im September 2018). Aufgrund dieses Zeitdrucks kann hier keinesfalls Anspruch auf Vollständigkeit erhoben werden. Vielmehr soll ein Überblick über das komplexe Thema der Insektenerfassungsmethoden mit Blick auf die Eignung für Monitoringaktivitäten zu Insekten geboten werden, der die Methodenauswahl für ein standardisiertes Vorgehen erleichtern soll.

Eine Herausforderung bei der Recherche war die große Vielfalt artengruppenspezifischer wie auch artengruppenübergreifender Erfassungsmethoden, die durch die enorme Vielfalt der Insekten mit ihren äußerst diversen Lebenszyklen bedingt ist. Im Rahmen der Recherche ist deutlich geworden, dass jede Erfassungsmethode selbst innerhalb einer Artengruppe nur einen gewissen Teil des Artinventars des untersuchten Lebensraums abbilden kann. Aus diesem Grund haben viele Spezialistinnen und Spezialisten für einzelne Artengruppen ihre individuellen Erfassungsmethoden im Laufe der Jahre verfeinert und an das von ihnen untersuchte Taxon oder die jeweilige Fragestellung angepasst. Diese Feststellung ist einerseits im Hinblick auf ein umfassendes und zugleich standardisiertes Monitoring zugegebenermaßen ernüchternd, andererseits macht sie deutlich, dass eine nahezu vollständige Inventarisierung eines Lebensraums nur von langjährigen Kennerinnen und Ken-

nen der entsprechenden Artengruppe und meist nur unter Einsatz verschiedener Methoden durchgeführt werden kann. Ein wichtiger Aspekt für die Auswahl geeigneter Erfassungsmethoden für Monitoringaktivitäten ist neben dem Spektrum repräsentativ erfassbarer Arten(gruppen) die Standardisierbarkeit. Weitere wichtige Aspekte betreffen Zeitaufwand und Kosten sowie Forschungs- und Entwicklungspotenzial der Methoden.

Zu Beginn unserer Rechercharbeit haben wir den Kontakt zu verschiedenen Spezialistinnen und Spezialisten diverser Artengruppen gesucht (siehe unten). Diese haben uns zahlreiche Hinweise auch zu relevanter Fachliteratur gegeben und uns Letztere in vielen Fällen direkt zur Verfügung gestellt. Diese Hinweise wurden aufgegriffen und, wie auch die in den entsprechenden Arbeiten zitierte und weitere Literatur, mithilfe verschiedener Datenbanken weiter verfolgt (DNL online, Scopus, googleScholar). Dabei wurden auch Fachartikel berücksichtigt, die den empfohlenen Artikel zitiert hatten („zitiert von“-Funktion in den Suchprogrammen). Durch die Befragung der Fachleute konnten wir sicherstellen, wenigstens die relevantesten Erfassungsmethoden zu berücksichtigen, was eine zielführende Bearbeitung dieses weiten Themenfelds in der uns zur Verfügung stehenden Zeit ermöglichte. Zusätzlich wurde mit den genannten Suchmaschinen systematisch mit verschiedenen Schlagwortkombinationen aus Erfassungsmethode und Taxon nach relevanter Literatur gesucht (z. B. „light trap“ bzw. „Lichtfalle“ und „Lepidoptera“ bzw. „Schmetterling“). Der Fokus lag dabei auf Literatur bzw. Erfassungsaktivitäten aus Deutschland, den angrenzenden Ländern und dem Vereinigten Königreich; weitere relevante und verallgemeinerbare Literatur wurde ebenfalls berücksichtigt. Als besonders hilfreich erwiesen sich dabei folgende Übersichtsarbeiten:

- Insect Sampling in Forest Ecosystems (2005) Herausgeber: S.R. Leather, Blackwell Publishing, Oxford, 303 S.
- Dorow, W.H.O., Flechtner, G., Kopelke, J.-P. (1992) Naturwaldreservate in Hessen 3 - Zoologische Untersuchungen: Konzepte. Mitteilungen der Hessischen Landesforstverwaltung 26, 158 S.
- Winter, K., Bogenschütz, H., Dorda, D., et al. (1999) Programm zur Untersuchung der Fauna in Naturwäldern. IHW Verlag, 61S.
- Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD) (1992) Selbstverlag des VUBD, Nürnberg, 182 S.
- Arten- und Biotopschutz in der Planung: Methodische Standards zur Erfassung von Tierartengruppen (1992) Herausgeber: J. Trautner. Verlag josef margraf, Weikersheim 259 S.

Nach etwa einmonatiger Rechercharbeit wurden inhaltliche Schwerpunkte zu Erfassungsmethoden festgelegt (siehe unten), die sich mit Blick auf die Umsetzbarkeit der Recherche an einer Auswahl von Artengruppen durch das Bundesamt für Naturschutz orientierten. Diese Artengruppen wurden bereits im Zusammenhang mit (Konzepten zu) überregionalen Monitoringprogrammen in Deutschland betrachtet, für die Ermittlung von Ökosystemleistungen z. B. im Rahmen von Indikatoren (oder deren Entwicklung) diskutiert oder stehen im Zusammenhang mit internationalen Konventionen bzw. Richtlinien. Wenige Gruppen wurden ergänzt, deren Betrachtung für das geplante bundesweite Insektenmonitoring sinnvoll und praktikabel durchführbar erschien. Diese Auswahl von zu betrachtenden Artengruppen umfasst folgende taxonomische Gruppen der terrestrischen und limnischen Insekten und Spinnentiere:

- Heuschrecken (Orthoptera)
- Libellen (Odonata)
- Eintagsfliegen (Ephemeroptera), Köcherfliegen (Trichoptera), Steinfliegen (Plecoptera),
- Netzflügler (Neuroptera)
- Zikaden (Auchenorrhyncha)
- Wanzen (Heteroptera)
- Großschmetterlinge (Macrolepidoptera): Tag- / Nachtfalter
- Zweiflügler (Diptera): Schwebfliegen (Syrphidae)
- Hautflügler (Hymenoptera): Wildbienen (Apoidea), Grabwespen (Spheciformes), Blattlaus-Parasitoide
- Käfer (Coleoptera): Scarabaeidae, Cerambycidae, Melandryidae, Carabidae, (Cicindelidae), Buprestidae, Elateridae, Dytiscidae, Lucanidae, (Cetoniidae), Curculionidae, Bostrichidae, Cucujidae, Rhysodidae, familienübergreifend Totholzkäfer
- Spinnentiere (Arachnida): Araneae (Webspinnen) – obgleich nicht zu Insekten gehörend, sind diese Arthropoden ebenfalls wichtige Bioindikatoren und sollen mit Blick auf Insektenerfassungsmethoden, durch die sie miterfasst werden können, berücksichtigt werden

Im Rahmen der Recherchearbeit wurde der Fokus auf etablierte Erfassungsmethoden gelegt, die für mindestens eine der genannten Gruppen ein einigermaßen repräsentatives Artenspektrum abdecken und im Hinblick auf die Umsetzbarkeit in einem Monitoringprogramm möglichst kostengünstig und praktikabel sind. Auf Basis von Literaturanalyse und Gesprächen mit Spezialistinnen und Spezialisten wurden für diese Erfassungsmethoden einzelne Kapitel erstellt, die eine allgemeine Beschreibung umfassen sowie Angaben zur Standardisierbarkeit (unter anderem hinsichtlich der Phänologie der jeweiligen Artengruppen, den zu beprobenden Lebensraumtypen, den Standortbedingungen und der Witterung, unter der die Erfassungen stattfinden sollten), zum erfassbaren Artenspektrum, dem Zeitaufwand und den Kosten sowie dem Forschungs- und Entwicklungspotenzial der Methoden. Außerdem ist in jedem Kapitel relevante Literatur zitiert. Des Weiteren wurde eine Übersichtstabelle zu Erfassungsmethoden zusammengestellt, die neben einer kurzen Beschreibung der Methoden auch verschiedene Aspekte z. B. zu Einsatzmöglichkeiten, Standardisierung oder Aufwand zusammenfasst. Die Tabelle kann unter folgendem Link auf der Internetseite des Bundesamts für Naturschutz abgerufen werden: https://www.bfn.de/fileadmin/BfN/monitoring/Dokumente/Onlinematerial_Insektenerfassungsmethoden.pdf.

Schließlich wurden in weiteren Kapiteln für die oben genannten Artengruppen zusammenfassende Absätze zu den artengruppenspezifischen Aspekten der analysierten Erfassungsmethoden erstellt.

Das Resultat der Recherche- und Analysearbeit umfasst Zusammenfassungen zu den folgenden 16 etablierten Erfassungsmethoden (14 für terrestrische und zwei für limnische Arthropoden; Kapitel 2), ein Kapitel zu artengruppenspezifischen Aspekten hinsichtlich der oben genannten Artengruppen (Kapitel 3) sowie Zusammenfassungen zu vier wichtigen methoden- und artengruppenübergreifenden Aspekten eines standardisierten Vorgehens für Monitoringaktivitäten (Fangflüssigkeiten, Bestimmungsaufwand, Aufbewahrung, Diversitätsmessungen mittels DNA-Barcoding; Kapitel 4):

- Sichtfang (active catches)
- Streifkeschern (sweep-net catches)
- Saugfang (suction sampling / vacuum sampling)
- Standardisierte Transektbegehung (standardised transect survey)
- Malaisefalle (Malaise trap)

- Bodenfalle / Barberfalle (pitfall trap)
- Fang mit Ködern (baited traps)
- Farbschale (pan trap)
- Autokescher (car net)
- Kreuzfensterfalle / Lufteklektor (flight interception trap: cross shaped window trap / window pane)
- Offene Stamm- / Asteklektoren (trunk-window trap / trunk eclector)
- Geschlossene Totholz-Eklektoren (dead wood emergence traps)
- Bodenphotoeklektor (soil / ground photo-eclector / emergence trap)
- Lichtfang und Lichtfalle (light trap)
- Erfassung von Makrozoobenthos in Fließgewässern
- Erfassung von Wasserkäfern in stehenden Gewässern

Damit wird ein Überblick über unterschiedliche Erfassungsmethoden verschiedener Insektenartengruppen gegeben und für ein Insektenmonitoring wichtige Aspekte beleuchtet.

Die letztendliche Auswahl geeigneter Methoden und ihre sachgerechte Anwendung hängt von vielen Details ab und erfordert langjährige Erfahrung. Für eine zielführende Methodenauswahl, Konzeption und optimale Umsetzung von Erfassungsansätzen für spezifische Fragestellungen wird daher die Einbindung der Expertise von Entomologinnen und Entomologen mit langjähriger Freiland Erfahrung empfohlen.

Bei der Planung sollte auch die Erfassung für die konkrete Zielstellung relevanter Umweltparameter und wichtiger Metadaten berücksichtigt werden. So ist zum Beispiel in den meisten Fällen der standardmäßige Einsatz von Dataloggern zur Aufzeichnung abiotischer Umweltparameter an stationären Fallen sehr sinnvoll, da viele dieser automatisch erfassten Daten bei einer späteren Auswertung von beträchtlicher Relevanz für die Interpretation der Ergebnisse sein können.

Danksagung

Unser Dank gilt an dieser Stelle den sehr engagierten und interessierten Entomologinnen und Entomologen, deren äußerst versierte und konkrete Hinweise es uns erst ermöglichten, diese Übersicht in so kurzer Zeit in der vorliegenden Form abzuschließen. Peter Sprick sei hier in besonderer Weise hervorgehoben. Er hat uns in mehreren Telefonaten sehr weitergeholfen. Aber auch Theo Blick, Roman Bucher, Viola Clausnitzer, Claus-Jürgen Conze, Thomas Fartmann, Axel Gruppe, Peter Haase, Heike Kappes, Wolfgang Dorow, Rolf Niedringhaus, Matthias Nuß, Christian Schmid-Egger, Chris Shortall, Hanno Voigt, Alexander Weigand, Paul Westrich und Stefan Zaenker soll an dieser Stelle aufs Herzlichste gedankt sein. Bei der Unterstützung in Planung und Durchführung waren Julian Bock, Stefan Meyer, Herbert Nickel, Gregor Stuhldreher, Merle Streitberger und Wiebke Züghart beteiligt. Ihnen danken wir ebenso ausdrücklich.

Literatur

BMU (2018): Eckpunktepapier zum Aktionsprogramm Insektenschutz der Bundesregierung. https://www.bmu.de/fileadmin/Daten_BMU/Download_PDF/Artenschutz/eckpunkte_insektenschutz_bf.pdf

UMK (2017): Ergebnisprotokoll der 89. Umweltministerkonferenz am 17. November 2017 in Potsdam. <https://www.umweltministerkonferenz.de/documents/89-umk-protokoll-final-1522236677.pdf>

2 Zusammenfassungen zu verschiedenen etablierten Erfassungsmethoden

In diesem Kapitel wird die Bandbreite bereits etablierter Erfassungsmethoden mit prinzipieller Eignung für ein Monitoring dargelegt. Die Ergebnisse der Recherchen zu diesen ausgewählten Erfassungsmethoden, auch mit Blick auf Möglichkeiten ihres Einsatzes in einem Insektenmonitoring, werden beschrieben.

2.1 Sichtfang (active catches)

Allgemeine Beschreibung

Der gezielte Sichtfang ist bei den meisten Insektenartengruppen eine wichtige Methode zur nahezu vollständigen Erfassung des Artinventars eines Lebensraums. Er wird auch oft als die aus naturschutzfachlicher Sicht am besten geeignete Methode beschrieben (Martin und Grell 1999; Westrich 2018), um nicht nur das Artenspektrum möglichst vollständig zu ermitteln, sondern beispielsweise auch Aussagen über Nahrungs- und Wirtspflanzen, Beutetiere und Nistplätze zu ermöglichen. Bedeutend für die Ergebnisse sind die Suchstrategien. Für die Erfassung eines möglichst vollständigen Artenspektrums müssen beispielsweise die verschiedenen Strukturen des Lebensraums beachtet werden (wie Ufer, Laubstreu, Altholz, Waldinneres, Schneisen, usw.). Eine Artenkennerin oder ein Artenkenner kann (z. B. bei phytophagen und / oder kryptischen Arten) sehr gezielt vorgehen und die speziellen Ressourcen der jeweiligen Arten aufsuchen. Die Tiere werden dann oft mit dem Kescher gefangen oder nach Abklopfen der Vegetation vom Klopfschirm aufgesammelt. Für Arten, die prinzipiell im Feld bestimmbar sind, kann die Sortier- und Bestimmungsarbeit im Labor entfallen (außer für Belegexemplare oder die Nachbestimmung von Arten). Bei einem Monitoring kann der Sichtfang eingesetzt werden, um das Artinventar eines Lebensraums möglichst vollständig zu ermitteln – diese gezielte, erfolgsorientierte Nachsuche erlaubt allerdings durch das stark von den lokalen Gegebenheiten abhängige Vorgehen keine präzisen und vergleichbaren Aussagen zur Individuen- oder Aktivitätsdichte der Arten, wie sie für die meisten Monitoringprogramme erforderlich sind. Es gibt jedoch beim Sichtfang die Möglichkeit, Häufigkeitsklassen einzuführen (z. B. sehr selten, vereinzelt, mäßig häufig, häufig, massenhaft), um semiquantitative Daten zu erhalten (Martin und Grell 1999). Dieses Vorgehen ist aber stark von den Erfassenden abhängig, da individuelle Einschätzungen vorgenommen werden müssen. Deswegen eignet sich diese Abundanz- bzw. Dichteschätzung nur bedingt für ein standardisiertes Langzeitmonitoring. Aus diesem Grund ist für ein entsprechendes Monitoringprogramm zu erwägen den Sichtfang mit anderen Erfassungsmethoden zu kombinieren, deren Stärken im Bereich quantitativer Aussagen liegen.

Standardisierbarkeit

Beim Sichtfang ist immer die Erfahrung der oder des Erfassenden für die Effektivität und Vollständigkeit der Erfassung ausschlaggebend. Für alle Erfassungen gilt, dass wichtige Faktoren wie Tageszeit, Schattenwirkung, Windverhältnisse, Bewölkung und Niederschlag möglichst standardisiert mit aufgenommen werden sollten. Da die Ausführung und Standardisierung der Sichterfassung in hohem Maße von den zu erfassenden Arten(gruppen) abhängig ist, sind im Nachfolgenden für einige exemplarische Gruppen Anhaltspunkte für die Anzahl von Begehungen (unter Berücksichtigung der Phänologie) und die Dauer einer Inventarisierung aufgeführt. Aus demselben Grund wird auf Aspekte zu (Standardisierbarkeit von) Lebensraumtyp, Standort und Witterung, erfassbarem Artenspektrum, Zeitaufwand und Kosten sowie zu Forschungs- und Entwicklungspotenzial verzichtet, die bei den meisten anderen Methoden aufgeführt sind.

Wildbienen (Hymenoptera: Aculeata): Für Wildbienen sollte man ab März sechs bis 10 Begehungen bis August / September einplanen (um kurze Aktivitätszeiten vieler Arten von ca. vier bis sechs Wochen berücksichtigen zu können). Pro Probefläche sollte man je nach Größe und Lebensraum mit mindestens ein bis zwei Stunden Erfassungszeit rechnen. Die Begehungen sollten bei trockenem, windstillem Wetter zwischen 9 Uhr und 16 Uhr stattfinden. Das Verhältnis von Geländearbeitszeit (bei Abtötung nur der nicht sofort zu bestimmenden Individuen) zu Bestimmungszeit (dieser Individuen) ist von der lokalen Artengemeinschaft abhängig und beträgt etwa 1:1 bis 1:1,5 (Weber 1999).

Schwebfliegen (Diptera: Syrphidae): Von April bis Juli sind zwei Begehungen pro Monat zu veranschlagen (aufgrund univoltiner Frühjahrsarten mit sehr kurzer Flugzeit), von Juli bis September / Oktober ein bis zwei Begehungen pro Monat (Martin und Grell 1999).

Tagfalter (Lepidoptera): Ab spätestens Mai sind mindestens vier bis fünf Begehungen pro Jahr einzuplanen [mit drei Hauptaspekten: Vollfrühling (oft Mai), Spätfrühling / Frühsommer, Hochsommer (mindestens zwei Begehungen)]; der Zeitaufwand je Probefläche hängt von Strukturvielfalt und Flächengröße ab (etwa ein bis drei Stunden; Hermann 1992). Es muss vorher festgelegt werden, ob auch Präimaginalstadien (Eier, Raupen, Puppen) miterfasst werden sollen. Eine standardisierte Transektbegehung ist zu empfehlen (siehe entsprechendes Kapitel).

Netzflügelartige (Neuropteroidea: Neuroptera, Raphidioptera, Megaloptera): Die meisten Netzflügler kann man von Mai bis September in einer oder mehreren Generationen nachweisen, die meisten Schlamm- und Kamelhalsfliegen besitzen ihr Aktivitätsmaximum hingegen im Mai und Juni (Saure und Gruppe 1999). Pro Begehung ist für alle drei Ordnungen mit zwei bis vier Stunden Erfassung zu rechnen. Es sollten zwischen drei und sechs Begehungen pro Jahr stattfinden (genauere Angaben bei Saure und Gruppe 1999). Die Erfassung im Wald ist schwieriger und sollte mit Kreuzfenster-Fallen in den Baumkronen durchgeführt werden. Das Verhältnis Geländearbeit zu Bestimmungszeit wird dabei auf zwischen 1:1 und 1:2 geschätzt.

Heuschrecken (Orthoptera): Die Heuschrecken sind mit Blick auf den Sichtfang ein Sonderfall, da der artspezifische „Gesang“ vieler Arten besser als die optische Nachsuche geeignet ist, ihre Anwesenheit in einem Habitat festzustellen. Das auf einer Fläche vorkommende Artenspektrum kann durch Verhören und gezieltes Keschern gut erfasst werden. Allerdings lassen sich so keine Individuendichten ermitteln. Hierzu können sogenannte Isolationsquadrate eingesetzt werden. Das sind mit Stoff bespannte Fangkäfige ohne Boden mit einer Wandhöhe von 80 cm, die eine Fläche von z. B. 2 m² umgrenzen (Lemke et al. 2010). Diese Quadrate werden je nach Habitatheterogenität pro beprobter Fläche mindestens 10 bis 15 Mal (gegen die Sonne) aufgesetzt und alle darin befindlichen Orthoptera-Individuen erfasst, indem sie vor Ort bestimmt und (nach abgeschlossener Untersuchung bzw. in geeignetem Abstand zur nächsten Probenahmestelle!) freigesetzt oder zur späteren Artbestimmung abgetötet werden. Eine genaue Kenntnis der Arten ist Voraussetzung für eine Bestimmung vor Ort. Zur Erfassung der Dornschröcken- und Grillenfauna müssen Begehungen im Mai und Juni stattfinden, für alle übrigen Arten sind August und September die besten Monate (Detzel 1992). Je nach Habitat ist nach drei bis vier Geländebegehungen innerhalb der oben genannten Monate davon auszugehen, dass mindestens 90 % des Arteninventars erfasst sind.

Literatur

- Detzel, P., 1992. Heuschrecken als Hilfsmittel in der Landschaftsökologie, In Arten- und Biotopschutz in der Planung: Methodische Standards zur Erfassung von Tierartengruppen. Hrsg. J. Trautner, pp. 189-194. verlag josef margraf, Weikersheim.
- Hermann, G., 1992. Tagfalter und Widderchen - Methodisches Vorgehen bei Bestandaufnahmen zu Naturschutz- und Eingriffsplanungen, In Arten- und Biotopschutz in der Planung: Methodische Standards zur Erfassung von Tierartengruppen. Hrsg. J. Trautner, pp. 219-238. verlag josef margraf, Weikersheim.
- Lemke, H., Löffler, F., Fartmann, T., 2010. Habitat- und Nahrungspräferenzen des Kiesbank-Grashüpfers (*Chorthippus pullus*) in Südbayern. *Articulata* 25, 133-149.
- Martin, C., Grell, H., 1999. Ausgewählte Hautflügler: Schwebfliegen, In Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD). pp. 240-247. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.
- Saure, C., Gruppe, A., 1999. Netzflügler, Schlamm- und Kamelhalsfliegen, In Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD). pp. 210-215. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.
- Weber, K., 1999. Ausgewählte Hautflügler: Wildbienen, In Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD). pp. 231-239. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.
- Westrich, P., 2018. Die Wildbienen Deutschlands. Eugen Ulmer KG, Stuttgart.

2.2 Streifkeschern (sweep-net catches)

Allgemeine Beschreibung

Streifkeschern wird zum Fang von Insekten in Vegetation von mittlerer und niedriger Höhe eingesetzt, um gezielt Insektengemeinschaften der Krautschicht einer bestimmten Fläche zu erfassen. Streifkescher sind stabil gebaut und besitzen einen Beutel aus strapazierfähigem Baumwollstoff oder aus relativ reißfester Gaze, der üblicherweise wesentlich länger als breit ist, damit auch Tiere mit einem Exhaustor gezielt entnommen werden können. Die Kescheröffnung ist üblicherweise rund, kann aber auch z. B. D-förmig sein, was bei niedriger Vegetation effektiver ist (Ozanne 2005).

Standardisierbarkeit

Der Streifkescher ist ein äußerst kostengünstiges und robustes Erfassungsgerät, das sich standardisiert sehr gut für semiquantitative Vergleiche verwenden lässt (vgl. Holzinger und Holzinger 2011; Nickel und Achtziger 2005; Rösch et al. 2013; Schuch et al. 2012a; Schuch et al. 2012b). Dabei sind Faktoren wie Form und Durchmesser der Kescheröffnung (gewöhnlich zwischen 0,3 und 0,5 Metern), die Anzahl der Kescherschläge entlang eines Transekts oder in einem definierten Bereich (meist zwischen 25 und 200 Schlägen pro Erfassung) und / oder die Dauer der Erfassung (z. B. fünf oder 10 Minuten mit einer definierten Schlagfrequenz) im Vorfeld festzulegen (Ozanne 2005). Der Streifkescher wird bei einer solchen Aufnahme üblicherweise von der oder dem Erfassenden in Form einer Acht durch die Vegetation hin- und herbewegt, während die zu beprobende Fläche abgescritten wird. Die Effektivität der Erfassung ist dabei von der individuellen Erfahrung, von der vorherrschenden Vegetationsstruktur, von den Wetterbedingungen und von der Tageszeit abhängig. Trotzdem erhält man damit repräsentative Ergebnisse, wie Wise und Lamb (1998) zeigen. In ihrer Studie ließ sich die standardisierte Erfassung zur zuverlässigen Erkennung von Populationsentwicklungen bei Schädlingen (Weichwanzen) in Weizenfeldern verwenden. Der Einfluss der erfassenden Person und die minimal notwendige Anzahl von Kescherschlägen, um die dominanten (Zikaden)arten einer Fläche überwiegend vollständig zu erfassen, wurde von Holzinger und Holzinger (2011) in einem Experiment mit 18 fachkundigen Personen untersucht. Die Autoren kamen zu dem Schluss, dass der „Faktor Mensch“ (Körpergröße, Geschwindigkeit, Kescherführung) eine untergeordnete Rolle spielt, solange die ausführende Person erfahren ist und ein standardisiertes „Kescherprotokoll“ eingehalten wird (z. B. entlang eines Transekts mit einer definierten Anzahl von Kescherschlägen bei trockener Vegetation und Windstille). Weiterhin wurde eine Mindestanzahl von 200 Kescherschlägen ermittelt, um die dominanten Arten verlässlich vollständig nachzuweisen.

Phänologie: Der Streifkescher wird vor allem während der Vegetationsperiode eingesetzt. Bei einer standardisierten Erhebung sollte je nach Fragestellung und zu erfassender Insektengruppe mindestens ein Frühjahrs- (Mai oder erste Junihälfte), ein Sommer- (Juli oder August) und ein Herbsttermin (zweite Septemberhälfte) gewählt werden.

Lebensraumtyp: Der Streifkescher wird vor allem im Offenland eingesetzt (Trockenrasen, Wiesen, Weiden, Gebüsche und Waldränder) und ist weniger gut geeignet für dichte Vegetation in Wald und Gebüschen (Zou et al. 2012). Prinzipiell gilt, dass sich die Methode bei besonders hochwüchsiger, schwer zu durchdringender Vegetation nicht eignet.

Standort: Eine standardisierte vegetationskundliche Erhebung sollte bei der Erstbegehung durchgeführt werden, da gerade im Grasland viele wirtspflanzenspezifische Arten zu finden sind. Zusätzlich ist eine Fotodokumentation der beprobten Fläche bei jeder Begehung zu empfehlen.

Witterung: Für den standardisierten Einsatz des Streifkeschers ist trockene Vegetation Voraussetzung. Temperatur und Wolkenbedeckung spielen für die Aktivität vieler Arten eine wichtige Rolle; meteorologische Daten sollten daher bei jeder Beprobung festgehalten werden (mindestens Lufttemperatur, Bewölkungsgrad, Uhrzeit).

Erfassbares Artenspektrum

Es können sowohl gezielt Artengruppen (z. B. mit Entnahme einzelner Tiere mit dem Exhaustor vor Ort) oder die entsprechenden Insektengemeinschaften eines Lebensraumtyps untersucht werden, denn die Erfassung mit dem Streifkescher gilt als repräsentativ für die Krautschicht verschiedener Lebensräume (Ozanne 2005). Naturgemäß werden Arten in der Vegetation besser erfasst als bodennahe Tiere. Für viele phytophage und räuberische Gruppen des Graslands wie viele Hymenoptera, Diptera, kleine Coleoptera (z. B. Curculionidae), Heteroptera, Auchenorrhyncha, Orthoptera und Araneae (z. B. Linyphiidae) ist Streifkeschern gut geeignet, für Lepidoptera hingegen weniger.

Zeitaufwand und Kosten (Installation, Betrieb, Praktikabilität)

Der große Vorteil dieser Erfassungsmethode liegt in ihrer Einfachheit, da Streifkescher leicht beschafft, transportiert und an vielen unterschiedlichen - auch relativ schwer zugänglichen - Orten eingesetzt werden können (Ozanne 2005). Es lassen sich also ohne besonders großen Aufwand viele verschiedene Flächen beproben (im Gegensatz zu vielen stationären Fallentypen), allerdings stellen die Erfassungen mittels Streifkescher nur Momentaufnahmen der vorkommenden Insektengesellschaft dar. Es kann randomisiert erfasst werden, was eine der Grundvoraussetzungen für aussagekräftige statistische Vergleiche ist (vergleiche Rösch et al. 2013). Auch lassen sich Bezüge zur Flächengröße herstellen. Vor allem in Kombination mit anderen Erfassungsmethoden wie beispielsweise der Bodenfalle (Standen 2000) oder dem Saugfang (Buffington und Redak 1998) ist standardisiertes Streifkeschern ein geeignetes Instrument für langfristige Monitoringprogramme.

Forschungs- und Entwicklungspotenzial

Über den Einfluss der Witterung und der Tageszeit auf das Fangergebnis mit Streifkeschern ist erstaunlich wenig bekannt. Es gibt keine größer angelegte Studie, die diesen Einfluss statistisch durchleuchtet. Der Streifkescher wurde ab der Mitte des 20. Jahrhunderts bei verschiedenen Untersuchungen unterschiedlicher Gruppen und Fragestellungen immer wieder standardisiert eingesetzt (Marchand 1953; Nickel und Achtziger 2005; Rösch et al. 2019; Schiemenz 1969) und hat deswegen ein nicht zu leugnendes Potenzial für Wiederholungsstudien, soweit die Rohdaten noch vorhanden sind bzw. in Archiven ermittelt werden können. Gerade an solche Wiederholungsuntersuchungen (vergleiche Schuch et al. 2012a; Schuch et al. 2012b; Schuch et al. 2011) ließe sich ein langfristig angelegtes lokales Monitoring anschließen.

Literatur

- Buffington, M.L., Redak, R.A., 1998. A comparison of vacuum sampling versus sweep-netting for arthropod biodiversity measurements in California coastal sage scrub. *Journal of Insect Conservation* 2, 99-106.
- Holzinger, W., Holzinger, I. 2011. Semiquantitative Kescherfänge zur Zikadenerfassung: Wie viele Kescherschläge sind mindestens erforderlich und welchen Einfluss hat der Faktor „Mensch“ auf das Ergebnis? *Cicadina* 12, 89-105.
- Marchand, H., 1953. Die Bedeutung der Heuschrecken und Schnabelkerfe als Indikatoren verschiedener Graslandtypen. *Beiträge zur Entomologie* 3.

- Nickel, H., Achtziger, R., 2005. Do they ever come back? Responses of leafhopper communities to extensification of land use. *Journal of Insect Conservation* 9, 319-333.
- Ozanne, C.M.P., 2005. Sampling methods for forest Understory vegetation, In *Insect Sampling in Forest Ecosystems*. Hrsg. S.R. Leather, pp. 58-76. Blackwell Publishing, Oxford.
- Rösch, V., Hoffmann, M., Diehl, U., Entling, M. H., 2019. The value of newly created wood pastures for bird and grasshopper conservation. *Biological Conservation* 237, 493-503.
- Rösch, V., Tschardtke, T., Scherber, C., Batáry, P., 2013. Landscape composition, connectivity and fragment size drive effects of grassland fragmentation on insect communities. *Journal of Applied Ecology* 50, 387-394.
- Schiemenz, H., 1969. Die Zikadenfauna mitteleuropäischer Trockenrasen (Homoptera, Auchenorrhyncha): Untersuchungen zu ihrer Phänologie, Ökologie, Bionomie und Chorologie. *Faunistische Abhandlungen Staatliches Museum für Tierkunde in Dresden* 6, 201-280.
- Schuch, S., Bock, J., Krause, B., Wesche, K., Schaefer, M., 2012a. Long-term population trends in three grassland insect groups: a comparative analysis of 1951 and 2009. *Journal of Applied Entomology* 136, 321-331.
- Schuch, S., Bock, J., Leuschner, C., Schaefer, M., Wesche, K., 2011. Minor changes in orthopteran assemblages of Central European protected dry grasslands during the last 40 years. *Journal of Insect Conservation* 15, 811-822.
- Schuch, S., Wesche, K., Schaefer, M., 2012b. Long-term decline in the abundance of leafhoppers and planthoppers (Auchenorrhyncha) in Central European protected dry grasslands. *Biological Conservation* 149, 75-83.
- Standen, V., 2000. The adequacy of collecting techniques for estimating species richness of grassland invertebrates. *Journal of Applied Ecology* 37, 884-893.
- Wise, I.L., Lamb, R.J., 1998. Sampling plant bugs, *Lygus* spp. (Heteroptera: Miridae), in Canola to make control decisions. *The Canadian Entomologist* 130, 837-851.
- Zou, Y., Feng, J., Xue, D., Sang, W., Axmacher, J.C., 2012. A comparison of terrestrial arthropod sampling methods. *Journal of Resources and Ecology* 3, 174-182.

2.3 Saugfang (suction sampling / vacuum sampling)

Allgemeine Beschreibung

Der Saugfang eignet sich für viele Vegetationstypen von kurzgefressenen Weideflächen bis zu Gebüschern oder kleinen Bäumen. Er ist aber vor allem beim Besammeln von Arthropoden an Gräsern und Kräutern sehr effizient (Ozanne 2005) und hat den Vorteil, flächenbezogene Daten zu liefern. Prinzipiell wird zwischen zwei Haupttypen von Geräten unterschieden: solchen mit weitem Saugstutzen (w-type, Öffnung > 20 cm Durchmesser), die erstmals von Dietrick (1961) beschrieben wurden (Dietrick vacuum sampler, deswegen auch kurz D-Vac genannt), und solchen mit kleinem Saugstutzen (n-type, Öffnung < 15 cm Durchmesser). Letztere werden oft aus umgebauten Laubbläsern hergestellt und sind heutzutage üblicherweise im Gebrauch (Cherril 2015), da sie gegenüber dem D-Vac zwei entscheidende Vorteile haben: Zum einen ist die Saugkraft pro Fläche aufgrund des kleineren Saugstutzendurchmessers größer (Stewart und Wright 1995), zum anderen sind sie wesentlich leichter im Feld zu handhaben. Der Einsatz des D-Vac ist in Sonderfällen durchaus sinnvoll, wenn es beispielsweise um das Beprobieren von Agrarflächen mit relativ langhalmigen Feldfrüchten geht (Holland et al. 2012). Im Folgenden wird allerdings nur der Saugfang mit n-type-Stutzen behandelt, auch G-Vac genannt (modifizierter garden leaf blower).

Standardisierbarkeit

Da die Erfassung mit einem G-Vac nicht flächendeckend möglich ist, sondern nur punktuelle Aufnahmen erlaubt, sollte bei einem standardisierten Vorgehen sehr genau darauf geachtet werden, unter welchen meteorologischen Bedingungen (Lufttemperatur und Luftfeuchtigkeit, Bedeckungsgrad) und zu welcher Tageszeit die Erfassung stattfindet (wegen tageszeitlicher Aktivitätsunterschiede der erfassten Arten). Zudem sind die „besaugten“ Pflanzenarten und die Vegetationsstruktur maßgeblich. Sind diese Parameter standardisiert erfasst, dann lassen sich mit dem G-Vac vergleichbare Artenspektren und Abundanzen mit konkretem Flächenbezug (und einem definierten Luftvolumen pro Sekunde; siehe unten) erheben. Diese Methode ist folglich eine der wenigen Erfassungsmöglichkeiten für Insekten mit echtem Flächenbezug.

Phänologie: Der Saugfang wird vor allem in der Vegetationsperiode eingesetzt, da die meisten zu erfassenden Artengruppen zu dieser Zeit aktiv sind. Deswegen kann man sich je nach Fragestellung und Artengruppe auf die Monate März / April bis September / Oktober beschränken. Als Minimum werden je nach Fragestellung und Artengruppe drei Begehungen pro Jahr (Frühjahr, Sommer und Herbst) angesehen, wobei in den Sommermonaten mehrere Beprobungen sinnvoll sein können.

Lebensraumtyp: Eine flächenbezogene Erfassung mit dem Saugfang ist vor allem in den meisten Offenland-Lebensraumtypen möglich, jedoch in der Streuschicht oder auf Sand nicht sonderlich praktikabel, da der Sortieraufwand bei solchen Proben unverhältnismäßig hoch ist.

Standort: Es lassen sich bei einer Begehung viele verschiedene Vegetations- und Raumstrukturen beproben, sodass außerordentlich differenziert erfasst werden kann. Die besaugte Vegetationsstruktur und die besaugten Pflanzenarten sind maßgeblich für das erfasste Artenspektrum. Deswegen wird eine fachkundige Person andere Fangergebnisse erzielen als ein Laie. Je nach Kenntnis der Ökologie verschiedener Insektenarten und Schwerpunktsetzung können sich auch die Fangergebnisse fachkundiger Personen unterscheiden. Deswegen ist es bei einem standardisierten Vorgehen wichtig, entweder die be-

saugte Grundfläche zufällig auszuwählen oder bestimmte zu beprobende Vegetationsstrukturen vorher festzulegen. Dies kann z. B. über die Festlegung eines für die untersuchte Fläche repräsentativen oder zufällig ausgewählten Transekts realisiert werden. Während man das Transekt gleichmäßig abschreitet, setzt man beispielsweise alle zwei Schritte den Sauger für fünf Sekunden auf. Nach einer vorher festgelegten Anzahl von Besaugungen werden die gefangenen Tiere für eine spätere Bestimmung abgetötet und in ein Aufbewahrungsgefäß überführt. Alternativ werden im Grasland Plastikringe eines definierten Durchmessers und einer definierten Höhe über die Vegetation gestülpt und anschließend zügig mit definierter Luftstromgeschwindigkeit und in definierter Zeit abgesaugt (Ozanne 2005). Die Vegetation lässt sich aber auch für eine festgelegte Zeit direkt absaugen (vergleiche Bucher et al. 2019). Bei einer solchen Vorgehensweise sind periphere Saugeffekte zu beachten (Cherril 2015), da der Saugstutzen das besaugte Material nicht völlig umschließt und so flächenbezogene Messungen verfälscht werden können, die beim Beprobieren einer von einem Ring umschlossenen Fläche nicht auftreten.

Witterung: Saugfänge sollten stets bei trockener Vegetation durchgeführt werden. Feuchtigkeit mindert die Fangeffizienz (Henderson und Whittaker 1977), da Tiere verkleben und am Substrat haften bleiben können. Da die Ergebnisse von Umweltbedingungen wie Witterung und Vegetationskomplexität abhängig sind, sollten die Erhebungen unter ähnlichen Bedingungen durchgeführt oder relevante Umweltbedingungen für die spätere Auswertung und Interpretation miterfasst werden (Ozanne 2005).

Erfassbares Artenspektrum

Obwohl diese Methode prinzipiell für ein weites Spektrum an Artengruppen geeignet ist, gibt es gewisse Einschränkungen. Besonders gut lassen sich etwa die Bewohner des Graslandes erfassen wie Diptera, Coleoptera (vor allem Curculionidae und Chrysomelidae), Hymenoptera, Auchenorrhyncha, Heteroptera, Aphidae und Araneae. Allerdings werden große, schwere Arten oft verhältnismäßig schlechter erfasst als kleine, leichte (Buffington und Redak 1998). Auch bodennah lebende Artengruppen sind unterrepräsentiert (beispielsweise Staphylinidae und andere Käfergruppen oder Formicidae; auch bodennah lebende Spinnenarten werden schlechter erfasst als Spinnenarten der Krautschicht, Sanders und Entling 2011). Deswegen ist zu erwägen, den G-Vac mit anderen Erfassungsmethoden wie z. B. einem Extraktionsverfahren zu kombinieren (nach MacFadyen, Berlese oder Kempson).

Zeitaufwand und Kosten (Installation, Betrieb, Praktikabilität)

Der G-Vac erfordert zwar bei jeder Erfassung Personal, ist aber sehr leicht zu handhaben und die standardisierte Erfassung kann mit geringem Zeitaufwand durchgeführt werden. Er ist preisgünstig (etwa 200 € bis 400 €) und sehr robust. Bei der Ersterfassung sollten aufgrund des Einflusses der Vegetation(sstruktur) auf die Ergebnisse nach einem Standardprotokoll vegetationskundliche Daten erhoben werden.

Forschungs- und Entwicklungspotenzial

Aufgrund der quantitativen Erfassungsmöglichkeit hat die Erhebung mit dem G-Vac vor allem großes Potenzial in Kombination mit semiquantitativen, leicht einsetzbaren Erfassungsmethoden wie beispielsweise dem Streifkeschern, der Bodenfalle oder der Farbschale. Dies gilt zum einen, weil sie sich beim zu erfassenden Artenspektrum ergänzen, und zum anderen, weil sich die erhobenen Abundanzdaten zueinander in Bezug setzen lassen, wenn Sie am gleichen Standort erhoben worden sind. Eine standardisiert an den Fangergebnissen des G-Vac „geeichte“ flächenbezogene Abschätzung von Abundanz für semi-

quantitative Methoden müsste jedoch noch entwickelt werden.

Literatur

- Bucher, R., Nickel, H., Kaib, S., Will, M., Carchi, J., Farwig, N., Schabo, G.S., 2019. Birds and plants as indicators of arthropod species richness in temperate farmland. *Ecological Indicators* 103, 272-279.
- Buffington, M.L., Redak, R.A., 1998. A comparison of vacuum sampling versus sweep-netting for arthropod biodiversity measurements in California coastal sage scrub. *Journal of Insect Conservation* 2, 99-106.
- Cherril, A., 2015. Suction sampling of grassland invertebrates using the G-vac: Quantifying and avoiding peripheral suction effects. *European Journal of Entomology* 112, 520-524.
- Dietrick, E.J., 1961. An improved backpack motor fan for suction sampling of insect populations. *Journal of Economic Entomology* 54, 394-395.
- Henderson, I.F., Whittaker, T.M., 1977. The efficiency of an insect suction sampler in grassland. *Ecological Entomology* 2, 57-60.
- Holland, J.M., Smith, B.M., Birkett, T.C., Southway, S., 2012. Farmland bird invertebrate food provision in arable crops. *Annals of Applied Biology* 160, 66-75.
- Ozanne, C.M.P., 2005. Sampling methods for forest Understorey vegetation, In *Insect Sampling in Forest Ecosystems*. Hrsg. S.R. Leather, pp. 58-76. Blackwell Publishing, Oxford.
- Sanders, D., Entling, M.H., 2011. Large variation of suction sampling efficiency depending on arthropod groups, species traits, and habitat properties. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 138, 234-243.
- Stewart, A.J.A., Wright, A.F., 1995. A new inexpensive suction apparatus for sampling arthropods in grassland. *Ecological Entomology* 20, 98-102.

2.4 Standardisierte Transektbegehung (standardised transect survey)

Allgemeine Beschreibung

Es gibt vor allem zwei Artengruppen, für die diese Technik seit längerem und in größerem Umfang eingesetzt wird: Tagfalter (Lepidoptera) und Libellen (Odonata). Beide Artengruppen eignen sich besonders gut für die Bestimmung im Feld, da sie sich aufgrund ihrer oft eindeutigen äußerlichen Merkmale leicht auf Artniveau ansprechen lassen. Seit den 1970er Jahren wird in Großbritannien eines der umfangreichsten Programme zur Erfassung von Tagfaltern (Butterfly Monitoring Scheme) auf der Basis von Rasterdaten durchgeführt (Conrad et al. 2007). Grundlagen sind zum einen Raster von 10 x 10 km² Größe und zum anderen ein Netz aus Freiwilligen, die nach einem genau festgelegten Protokoll Daten erheben. Seit April 2017 gibt es eine Kooperation von insgesamt 14 europäischen Partnern, die sich zur gemeinsamen Nutzung der Daten nationaler Tagfalter-Monitoringprogramme zusammengeschlossen haben (eBMS, European Butterfly Monitoring Scheme). Diese Kooperation umfasst insgesamt 10 europäische Länder (darunter auch Deutschland mit dem Tagfalter-Monitoring Deutschland, TMD, siehe unten) mit Daten von über 6000 Erfassungsstellen (van Swaay et al. 2008).

In Großbritannien existiert außerdem ein Erfassungsprogramm für Libellen (Odonata Recording Scheme), das zwar nicht derart umfangreich wie das Butterfly Monitoring Scheme ist, aber ebenfalls seit Beginn der 1970er Jahre standardisiert durchgeführt wird (Parr 2010). Seit 1999 gibt es ein solches Programm auch in den Niederlanden (Termaat et al. 2015).

In England und Irland wurden seit 2008 bzw. 2011 nach Vorbild der Tagfalter-Monitoringprogramme auch Transektbegehungen für Hummelerfassungen durch Freiwillige etabliert („BeeWalk“ vom Bumblebee Conservation Trust aus England und „All-Ireland Bumblebee Monitoring Scheme“ des National Biodiversity Data Centre aus Irland).

Da Aspekte zur Standardisierbarkeit der Methode mit Blick auf Phänologie, Lebensraumtyp, Standort und Witterung stark von der jeweiligen zu untersuchenden Artengruppe und der Fragestellung abhängig sind, wird im Folgenden auf diese Aspekte zusammenfassend auf Basis etablierter Monitoringprogramme eingegangen. Prinzipiell lassen sich einige dieser Aspekte und das allgemeine Vorgehen entsprechend angepasst auch auf andere, leicht ansprechbare und ökologisch ähnliche Arten aus anderen Gruppen übertragen. Da erfassbares Artenspektrum, Zeitaufwand und Kosten sowie Forschungs- und Entwicklungspotenzial wiederum stark von den zu untersuchenden Artengruppen und der Umsetzung der standardisierten Transektbegehung abhängig sind, wird hier auf entsprechende Details verzichtet.

Standardisierbarkeit

Beim niederländischen Tagfaltermonitoring und beim TMD schreitet die geschulte erfassende Person mit definierter Geschwindigkeit (50 Meter in 5 Minuten) das Transekt ab und notiert dabei alle Tagfalter in einem gedachten Würfel von fünf Metern Kantenlänge (2,5 Meter zur Linken und zur Rechten der erfassenden Person, sowie fünf Meter vor und über ihr; van Swaay et al. 2002). Dabei werden die Zählungen wöchentlich im März, April, September und Oktober (das TMD empfiehlt auch Zählungen von Mai bis August) durchgeführt (zwischen 10 und 17 Uhr). Eine Erfassung mit verminderten Begehungszahlen ist ebenfalls möglich (van Swaay et al. 2008). Mit vier Begehungen pro Jahr (mindestens eine davon während des Hauptauftretens der meisten Arten im Juli oder August) können zumindest in der Agrarlandschaft etwa 90 % des vorhandenen Artenspektrums abgebildet werden (Lang

et al. 2016a), während aussagekräftige Daten artenreicherer Lebensräume mehr Begehungen erfordern. Üblicherweise werden die Ergebnisse solcher Erfassungen von Schmetterlingsexpertinnen und Schmetterlingsexperten übergeprüft. Mittlerweile werden die Tagfalter-Daten oft direkt per Anwendungssoftware (App) im Feld digital erfasst. Damit eröffnet sich die Möglichkeit, die Fundpunkte für eine Analyse im Nachhinein bedarfsorientiert räumlich zu aggregieren. Die Daten werden damit prinzipiell mit denen anderer Erfassungsprogramme vergleichbar, bei denen Tagfalter nicht punktgenau, sondern innerhalb von Transektabschnitten zusammenfassend erfasst werden (siehe unten). Man sollte bei der Planung von Monitoringprogrammen berücksichtigen, dass eine etablierte Transektmethode nicht ohne weiteres auf andere Regionen oder Fragestellungen übertragbar sein muss (Zhang et al. 2018). So ist die Aussagekraft einer Methode, die auf die Untersuchung der Schmetterlingsfauna in einem Bereich von bis zu fünf Metern Höhe ausgerichtet ist, zur Einschätzung der Baumkronen-Fauna stark eingeschränkt. Zu beachten ist ebenfalls, dass die Schmetterlingsvielfalt auch durch die Biogeografie und die Landnutzungsgeschichte einer Region beeinflusst wird.

Für Libellenerfassungen in Großbritannien sind folgende Angaben zu finden (Smallshire und Beynon 2010): Alle Libellen in einem zwei Meter breiten Streifen des Uferbereichs und einem fünf Meter breiten Streifen der Wasserfläche ab dem Uferrand werden erfasst (eventuelle Schilfgürtel sind der Wasserfläche zuzuschlagen). Erst nach Beendigung der Transektbegehung werden die durch Beobachtung nicht zu bestimmenden Exemplare gefangen und nachbestimmt. Es sollten pro Jahr mindestens fünf Begehungen zwischen Mai und September stattfinden.

Lebensraumtyp und Standort: Bei der Wahl der Lebensraumtypen und des Ortes für eine Transektbegehung muss die grundsätzliche Frage geklärt werden, ob eher häufige Arten in der Gesamtlandschaft erfasst werden sollen oder eher seltenere Arten in geschützten oder seltenen Habitaten (van Swaay et al. 2008). Für repräsentative Aussagen zu häufigen Arten der Gesamtlandschaft ist eine zufällige Auswahl der Transekte oder aber eine Stichprobenkulisse auf Basis einer stratifizierten Zufallsstichprobe möglich. Wichtig ist hier die Repräsentativität der Stichprobenflächen für die Gesamtlandschaft. Seltene Arten oder geklumpt vorkommende mittelhäufige Arten erfordern hingegen spezifische Stichprobenkulissen (wenn die Zahl der Transektbegehungen nicht auf ein unrealistisches Niveau erhöht werden soll). Letztlich sollte also bei der Planung eines Monitorings je nach Fragestellung vorher festgelegt werden, welche Lebensräume (mit welchem Schutzstatus) in welchen Regionen beprobt werden sollen.

Bei den großen Tagfaltererfassungsprogrammen wird üblicherweise ein Transekt von einem Kilometer Länge in einem relativ homogenen und leicht zugänglichen Lebensraumtyp gewählt (van Swaay et al. 2008). Auch in Deutschland werden etliche Erfassungen unterschiedlichen Umfangs durchgeführt (Lang et al. 2016b), Schlüsselfaktoren bei der Festsetzung der Rahmenbedingungen sind die Transektlänge, die Anzahl der Begehungen und das Zeitfenster, in der die Artenaufnahme stattfindet. Transektlängen von einem Kilometer Länge haben sich in Kosten-Nutzen-Analysen als optimal für abhängige Stichproben und nahe beieinander liegende Transekte herausgestellt (Lang et al. 2016a). Zu lange Transekte bergen das Risiko, die Motivation der erfassenden Person zu gefährden, zu kurze Transekte das einer unzureichenden Erfassung der Tagfalterfauna. Die Transekte sollten in 50-Meter-Sektionen unterteilt werden (oder durch punktgenaue Verortung der erfassten Individuen nachträglich unterteilbar sein), wie es bei den europaweiten Schmetterlingserfassungsprogrammen und entsprechend auch beim TMD festgelegter Standard ist.

Bei Libellen beträgt die Transektlänge 100 Meter (es wird oft in zwei 50-Meter-Sektionen

unterteilt), wobei immer entlang einer Wasserfläche (fließend oder still) erfasst wird (Smallshire und Beynon 2010).

Alle Transekte sollten jährlich fotografisch und mit mehreren GPS-Koordinaten-Punkten pro Transekt nachvollziehbar dokumentiert werden.

Witterung: Alle Begehungen sollten bei Wetterbedingungen mit vorher festgelegten Kriterien erfolgen. Bei verschiedenen europäischen Schmetterlingserfassungsprogrammen, zum Beispiel in den Niederlanden und Deutschland (TMD), ist eine Mindestlufttemperatur von 17 °C (bzw. 13 °C bei sonnigem Wetter) Grundvoraussetzung (van Swaay et al. 2008). Die Windstärke muss außerdem weniger als sechs Beauforts betragen (TMD: maximal vier Beauforts). Für Libellen sollte Ähnliches beachtet werden. Die British Dragonfly Society hat ein Handbuch herausgegeben, in dem recht detaillierte Angaben gemacht werden (Smallshire und Beynon 2010). So ist je nach Tageszeit, Wolkenbedeckung (mehr oder weniger als 60 %) und Lufttemperatur eine Erfassung zumeist nur zwischen 10 und 16 Uhr sinnvoll, und das bei einer maximalen Windstärke von vier Beauforts. Diese Beispiele zeigen, wie genau bei der Planung standardisierter Erfassungen die Kriterien für die Wetterbedingungen festgelegt werden sollten.

Zählung von Präimaginalstadien und Exuvien

Zwei Möglichkeiten der erweiterten Tagfalter- bzw. Libellenerfassung seien hier noch kurz aufgeführt, denn beide können sowohl ergänzend als auch alternativ zur Adulterfassung eingesetzt werden, sind aber bisher nicht in vergleichbarem Umfang etabliert.

Präimaginalstadien: Zum Nachweis von Schmetterlingsarten über Eier bzw. Raupen oder Puppen benötigt die erfassende Person vertiefte Vorkenntnisse (z. B. über Phänologie, Wirtspflanzen, Standortbedingungen und Eiablagemata oder larvale Verhaltensweisen; Hermann 2006). Dann aber bietet die Methode gewisse Vorteile, denn Eier und Raupen sind insgesamt wesentlich zahlreicher vorhanden als adulte Falter (um den Faktor 10-100). Sie sind orts- bzw. pflanzenfremd und über Monate hinweg nachweisbar (adulte Falter zum Teil nur wenige Wochen). Zusätzlich kann die Erfassung witterungsunabhängig erfolgen (Hermann 2006). In der Planung für ein Monitoring können die genannten Punkte ausschlaggebende Kriterien sein.

Exuvien: Oertli (2008) schlägt vor, bei einem Libellenmonitoring immer zumindest die Exuvien zu erfassen, falls zu geringe finanzielle Mittel zur Verfügung stehen. Ihre Anwesenheit ist der beste Indikator, dass eine Art dort alle Lebenszyklen durchlaufen hat. Außerdem lässt sich über die Anzahl der gesammelten Exuvien eine verlässliche Abschätzung der Individuendichte der entsprechenden Art gewinnen, sofern standardisiert erfasst wird. Allerdings ist die Methode zeitaufwendig (wiederholte Aufnahmen) und, ähnlich zur Präimaginalstadienerfassung, ist ein spezifisches Wissen für Erfassung und Bestimmung notwendig. Diese Erfassungsmöglichkeit sollte aber dennoch bei der Planung eines Monitorings unbedingt in Erwägung gezogen werden.

Literatur

Conrad, K.F., Fox, R., Woiwod, I.P., 2007. Monitoring biodiversity: measuring long-term changes in insect abundance, In *Insect Conservation Biology Proceedings of the Royal Entomological Society's 23rd Symposium*. Hrsg. A.J.A. Stewart, T.R. New, O.T. Lewis. CABI, Oxfordshire.

Hermann, G., 2006. Präimaginalstadien-Suche als Nachweismethode für Tagfalter - Rahmenbedingungen, Chancen, Grenzen. *Abhandlungen aus dem Westfälischen Museum für Naturkunde* 68, 223-231.

- Lang, A., Bühler, C., Dolek, M., Roth, T., Züghart, W., 2016a. Estimating sampling efficiency of diurnal Lepidoptera in farmland. *Journal of Insect Conservation* 20, 35-48.
- Lang, A., Bühler, C., Roth, T., Dolek, M., 2016b. Nutzungsmöglichkeiten des Tagfalter-Monitorings Deutschland (TMD) für das Monitoring der Umweltwirkungen gentechnisch veränderter Pflanzen. BfN-Skripten 383, Bonn-Bad Godesberg.
- Oertli, B., 2008. The use of dragonflies in the assessment and monitoring of aquatic habitats, In *Dragonflies and Damselflies - Model organisms for ecological and evolutionary research*. Hrsg. A. Córdoba-Aguilar, pp. 79-96. Oxford University Press, Oxford.
- Parr, A.J., 2010. Monitoring of Odonata in Britain and possible insights into climate change, In *Monitoring Climatic Change With Dragonflies*. Hrsg. J. Ott, pp. 127-139. BioRisk.
- Smallshire, D., Beynon, T., 2010. *Dragonfly Monitoring Scheme Manual*. British Dragonfly Society, 1-12.
- Termaat, T., van Grunsven, R.H.A., Plate, C.L., van Strien, A.J., 2015. Strong recovery of dragonflies in recent decades in The Netherlands. *Freshwater Science* 34, 1094-1104.
- van Swaay, C.A.M., Kirkland, P., Wiemers, M., Munguira, M., Verovnik, R., Šašić, M., Pettersson, L.B., Collins, S., Warren, M.S., Wynhoff, I., Settele, J., Maes, D., 2018. *Butterfly Conservation Europe. Activity Report 2017. Report VS2018.020*, Butterfly Conservation Europe & De Vlinderstichting/Dutch. Wageningen, Butterfly Conservation.
- van Swaay, C.A.M., Nowicki, P., Settele, J., van Strien, A.J., 2008. Butterfly monitoring in Europe: methods, applications and perspectives. *Biodiversity and Conservation* 17, 3455-3469.
- van Swaay, C.A.M., Plate, C.L., Van Strien, A., 2002. Monitoring butterflies in the Netherlands: how to get unbiased indices. *Proceedings of the section Experimental and Applied Entomology of the Netherland Entomological Society (N.E.V.) Amsterdam* 13, 21-27.
- Zhang, C., Harpke, A., Kühn, E., Páramo, F., Settele, J., Stefanescu, C., Wiemers, M., Zhang, Y., Schweiger, O., 2018. Applicability of butterfly transect counts to estimate species richness in different parts of the palaeartic region. *Ecological Indicators* 95, 735-740.

2.5 Malaisefalle (Malaise trap)

Allgemeine Beschreibung

Die Malaisefalle wird seit den 1930er Jahren von Entomologinnen und Entomologen eingesetzt und wurde im Laufe der Zeit immer wieder modifiziert. Grundprinzip ist, dass über einem oder mehreren senkrecht aufgespannten Netzen eine zeltartige Konstruktion angebracht wird, die am höchsten Punkt in eine Fangdose mündet. Die Konstruktionsvielfalt der Malaisefallen ist groß und die Methoden verschiedener Malaisefallen-Monitoringaktivitäten unterscheiden sich zum Teil erheblich (betrifft sowohl Aufbau als auch Erhebung von Begleitdaten). Zu (inter-)national etablierten Monitoringaktivitäten mit Einsatz von Malaisefallen zählen z. B. das Global Malaise Trap Programm „GMP“, das Swedish Malaise Trap Project „SMTP“ oder das im Frühjahr 2019 gestartete deutschlandweite „Malaisefallen-Projekt“ von LTER-D. Der Entomologische Verein Krefeld verwendet seit Jahrzehnten das Malaisefallen-Modell nach Townes, das inzwischen recht verbreitet ist. Einen Überblick über diesen speziellen Fallentyp und die Methode insgesamt bieten Ssymank et al. (2018).

Standardisierbarkeit

Die Malaisefalle ermöglicht bei relativ geringem Aufwand die massenhafte Erfassung eines breiten Artenspektrums flugfähiger Insekten. Unter Berücksichtigung von Leerungsintervall und Standort können Aussagen über Diversitätsänderungen gemacht werden. Ist der Fallenstandort festgelegt, sind bei Bestimmung der Individuenzahlen der verschiedenen Arten(gruppen) auch semiquantitative Aussagen möglich (auch das Abtropfgewicht der Probe wird beispielsweise als Maß für die Biomasse der gefangenen Insekten für quantitative Vergleiche genutzt; Hallmann et al. 2017). Durch die bereits erwähnte Vielfalt der Fallenmodelle ist ein Vergleich der Daten der verschiedenen Projekte allerdings nur stark eingeschränkt möglich.

Phänologie: Da die Falle kontinuierlich und über das gesamte Jahr betriebsfähig ist, kann bei entsprechenden Leerungsintervallen für bestimmte Fragestellungen auch die Phänologie betrachtet werden. Aufgrund der Abhängigkeit der Fangeffizienz von der Sonneneinstrahlung (Irvine und Woods 2007) und einer generell höheren Insektenaktivität in den Sommermonaten sollten die Fangergebnisse eines Fangintervalls immer in Bezug zu diesen Faktoren gesetzt werden.

Lebensraumtyp: Malaisefallen sind prinzipiell nur für offene Habitate geeignet (mindestens drei Stunden potenzielle Sonnenscheindauer wird empfohlen, möglichst in südexponierter Lage; Ssymank et al. 2018). Malaisefallen lassen sich jedoch auch in lichten Wäldern, auf großen Lichtungen oder am Waldrand einsetzen (Malaisefallen im Kronenraum sind ein Sonderfall). In Gewässernähe ist die Malaisefalle eine sinnvolle Erfassungsmöglichkeit für verschiedene aquatische Gruppen.

Standort: Wie bei vielen anderen Fallen, z. B. Boden- und Lichtfallen, hat die Wahl des Fallenstandorts (innerhalb eines Lebensraumtyps) großen Einfluss auf das erfasste Artenspektrum. Bei mehreren Malaisefallen auf derselben Fläche unterscheiden sich die Fangergebnisse zum Teil erheblich (Mindestfallenabstand > 15 - 20 m). Diese starke Abhängigkeit der Ergebnisse von der lokalen Umgebung erschwert den Vergleich der Daten unterschiedlicher Standorte oder auch von Zeitreihen an veränderlichen Standorten. Daher sollte die Installation der Falle immer möglichst nach festgelegten Kriterien von einer fachkundigen Person durchgeführt werden. Darüber hinaus sollten im Rahmen der Insektenerfassungen umfassende Umweltdaten in unmittelbarer Fallenumgebung erhoben werden, um sie in die Auswertung einfließen lassen zu können. Diese genaue Dokumentation der Umgebung

(Vegetationsstruktur und pflanzensoziologische Zusammensetzung, besondere Mikrohabitate wie Totholz und Ameisenkolonien, Flugkorridore, tägliche durchschnittliche Sonnenscheindauer im Fallenbereich und weitere Parameter) sollte standardisiert z. B. durch gezielte Erfassungen, regelmäßige Fotodokumentation und Luftbildaufnahmen erfolgen. Mit Blick auf die zu erwartenden Probenmengen ist ein erhöhter Aufwand bei der Dokumentation der Umweltbedingungen in der Regel verhältnismäßig.

Witterung: Die Witterung (und hier vor allem die Sonnenscheindauer im unmittelbaren Fallenumfeld) hat erheblichen Einfluss auf das Fangergebnis. Auch Windgeschwindigkeit, Lufttemperatur und -feuchtigkeit beeinflussen die Flugaktivität von Insekten. Deswegen sollten meteorologische Daten unbedingt mit erhoben werden (möglichst in der Umgebung der Falle).

Erfassbares Artenspektrum

Die Malaisefalle erfasst ein sehr weites Artenspektrum. Voraussetzungen für eine prinzipielle Erfassbarkeit von Arten mittels dieser Falle sind die Flugfähigkeit (mindestens eines Geschlechts der Imagines) sowie spezifisches Verhalten auf zwei Ebenen: Die Fortbewegung im Bereich der „Prallfläche“ der Malaisefalle sowie eine positive Phototaxis im Falleninnenraum, um in die mit Konservierungsflüssigkeit gefüllte Fangdose zu gelangen. Besonders effizient ist die Malaisefalle in der Erfassung von Diptera und Hymenoptera (Ssymank et al. 2018). In nennenswertem Umfang werden außerdem Lepidoptera, Hemiptera, Coleoptera und Neuroptera erfasst. Allerdings ist darauf zu achten, dass schon die Maschenweite der verwendeten Gaze das erfassbare Artenspektrum beeinflussen kann (Darling und Packer 2012). Auch kann das ermittelte Artenspektrum von einem Jahr auf das nächste (Fraser et al. 2008) und abhängig vom lokalen Standort (siehe oben) beträchtlich variieren, was bei einem standardisierten Vorgehen berücksichtigt werden sollte. Es gibt Artengruppen, die mit anderen Methoden, insbesondere solchen mit Lockwirkung, effizienter erfasst werden. So eignen sich für die Erfassung des Artenspektrums blütenbesuchender Insekten beispielsweise Farbschalen besser (Campbell und Hanula 2007) und sind darüber hinaus wesentlich einfacher zu handhaben und kostengünstiger.

Zeitaufwand und Kosten (Installation, Betrieb, Praktikabilität)

Der Preis für eine Malaisefalle (Modell nach Townes) liegt zwischen 400 und 500 € (möglich sind Auftrags- und Selbstbau). Für eine Vegetationsperiode sind 20 Leerungsintervalle empfehlenswert (alle vierzehn Tage, ggf. sind Reparaturen miteinzuplanen). In der Hauptsaison von Mai bis August / September sollte die Leerung mindestens alle vierzehn Tage erfolgen, da sonst die Konservierungsqualität beeinträchtigt werden kann. Der Stoff einer Malaisefalle sollte nach jedem Jahr ausgetauscht werden, da Verwitterungseffekte das Fangergebnis beeinflussen. Die Fallen sind leicht zu zerstören, deswegen sollten sie mit einem Zaun gegen Wildtiere gesichert werden. Malaisefallen gelten bei machen Entomologinnen und Entomologen durch ihre hohe Fängigkeit als invasiv, auch wenn die mittels einer Malaisefalle durchschnittlich täglich gefangene Insektenbiomasse als vergleichbar mit der täglichen Nahrungsmenge einer Spitzmaus angesehen wird (Ssymank et al. 2018). Daher sollte zumindest in besonders kleinflächigen, seltenen Lebensräumen mit seltenen, stenöken Arten der Einsatz von Malaisefallen kritisch geprüft werden. Wegen der beträchtlichen Probenmengen ist darüber hinaus die Frage der langfristigen Archivierung unbedingt zu klären.

Forschungs- und Entwicklungspotenzial

Einer der größten Vorteile der Malaisefalle ist ihre extreme Fangeffizienz: Sie gilt als der

Fallentyp für das Offenland mit den höchsten Fangzahlen überhaupt (in Sommermonaten oft zwischen 3000 und 4000 Tiere pro Falle). Diese enorme Fängigkeit stellt auch gleichzeitig einen großen Nachteil dar, denn sie zieht einen beträchtlichen Sortier- und Bestimmungsaufwand nach sich. Zudem ist bei vielen der erfassten Artengruppen die morphologische Artbestimmung besonders anspruchsvoll. Diesem Problem ist mit klassischen Methoden schwer beizukommen. Ein vielversprechender Ansatz zur automatisierten Auswertung von Mischproben sind moderne, in der Entwicklung befindliche Bestimmungsmethoden wie das Metabarcoding. Mit diesen Methoden kann mit geringem Zeitaufwand die Diversität des in einer Mischprobe enthaltenen genetischen Materials ermittelt werden (meist entsprechen die genetisch auftrennbaren Einheiten dabei dem Artniveau). Mit dieser Methode werden auch Arten identifiziert, die nicht eigenständig, sondern z. B. über den Mageninhalt von Insekten in die Falle eingetragen wurden. Allerdings können die Methoden bisher noch keine konkreten Angaben zur Abundanz der jeweiligen Arten liefern. Details zum Metabarcoding sind dem Kapitel 4.4. zu entnehmen.

Weiteres Entwicklungspotenzial von Malaisefallen wird bei Ssymank et al. (2018) ausführlich beschrieben. Dazu zählen automatisierte Erfassungsstationen und der Einsatz von Klimadatenloggern.

Literatur

- Campbell, J.W., Hanula, J.L., 2007. Efficiency of Malaise traps and colored pan traps for collecting flower visiting insects from three forested ecosystems. *Journal of Insect Conservation* 11, 399-408.
- Darling, D.C., Packer, L., 2012. Effectiveness of Malaise traps in collecting Hymenoptera: the influence of trap design, mesh size, and location. *The Canadian Entomologist* 120, 787-796.
- Fraser, S.E.M., Dytham, C., Mayhew, P.J., 2008. The effectiveness and optimal use of Malaise traps for monitoring parasitoid wasps. *Insect Conservation and Diversity* 1, 22-31.
- Hallmann, C.A., Sorg, M., Jongejans, E., Siepel, H., Hofland, N., Schwan, H., Stenmans, W., Müller, A., Sumser, H., Hörrn, T., Goulson, D., de Kroon, H., 2017. More than 75 percent decline over 27 years in total flying insect biomass in protected areas. *PLOS ONE*, 1-21.
- Irvine, K.M., Woods, S.A., 2007. Evaluating shading bias in Malaise and window-pane traps. *Journal of the Acadian Entomological Society* 3, 38-48.
- Ssymank, A., Sorg, M., Doczkal, D., Rulik, B., Merkel-Wallner, G., Vischer-Leopold, M., 2018. Praktische Hinweise und Empfehlungen zur Anwendung von Malaisefallen für Insekten in der Biodiversitätserfassung und im Monitoring. *Series Naturalis* 1, 1-12.

2.6 Bodenfalle / Barberfalle (pitfall trap)

Allgemeine Beschreibung

Das Prinzip der Bodenfalle zum Fang von Arthropoden wurde in den 1930ern von Barber zum ersten Mal entwickelt und beschrieben. Die entsprechend auch Barberfalle genannte Methode ist der Standard für die Erfassung epigäischer Bodenfauna (vor allem von Laufkäfern und bodenlebenden Spinnen).

Standardisierbarkeit

Im Laufe der Jahrzehnte sind so viele verschiedene Bodenfallen-Modelle mit unterschiedlichen Formen, Materialien, Modifizierungen (z. B. mit Ködern) und Fangflüssigkeiten verwendet worden, dass sich kein einheitliches Design durchgesetzt hat. Da die Bodenfalle im Prinzip nur aus einem Gefäß besteht, das bündig zur Oberfläche in den Boden eingelassen wird, ist sie sehr schnell und kostengünstig einsetzbar, was letztlich aber auch die große Methoden-Vielfalt bedingt, die sich einer Standardisierung entzieht.

Einige Parameter und Eigenschaften, die sich für eine standardisierte Erfassung als sinnvoll herausgestellt haben, werden im Folgenden beschrieben:

Fallentyp: Bei der Wahl des Materials hat sich Glas als besonders geeignet herausgestellt (Blick 1999). Ein Öffnungsdurchmesser von etwa 5 bis 7 cm kann bei standardisiertem Vorgehen als sinnvoll betrachtet werden (Trautner und Fritze 1999). Je tiefer ein Gefäß ist, desto weniger Fangflüssigkeit kann verdunsten und desto mehr Regenwasser kann die Falle aufnehmen (Ausspülschutz). Deswegen ist, wenn auch in flachgründigem Boden nicht immer ohne weiteres umsetzbar, eine Fallentiefe von mindestens 10 cm sinnvoll (Blick 1999).

Abdeckungen (Überdachungen) sind gegen Regen bei regelmäßiger Leerung in der Regel nicht erforderlich (Trautner und Fritze 1999). Allerdings erhöhen sie die Entdeckungsgefahr (Vandalismus) und können das Mikroklima unterhalb der Falle verändern und somit auch das erfasste Artenspektrum beeinflussen (durchsichtige Dächer minimieren diesen Effekt). Andererseits gewähren Abdeckungen auch Schutz vor Aasfressern (v. a. Vögeln; Woodcock 2005).

Schutzvorrichtungen gegen unerwünschten Beifang in Form von Gittern oder Trichtern sind in manchen Fällen wirksam, aber wohl vor allem durch ihren möglichen unerwünschten Einfluss auf das erfassbare Artenspektrum (großen Individuen und Spinnen kann so ein Entkommen ermöglicht werden) kein Standard. Sie empfehlen sich bei Leerungsintervallen von einem Monat oder an Standorten, in denen umfangreicher Beifang (z. B. Spitzmäuse oder Schnecken) erwartet werden kann, was den Bearbeitungsaufwand pro Probe erhöht und das erfasste Artenspektrum beeinflusst (Aasgeruch). Mitunter kann die gesamte Probe durch Mäusebeifang sogar unbrauchbar werden (Melber 1987). Setzt man handelsüblichen Hasendraht von 13 mm Maschenweite ein, so lässt sich Wirbeltierbeifang deutlich reduzieren, ohne dass beispielsweise der Fang von *Carabus coriaceus*, mit bis zu ca. 4 cm Körperlänge einer der größten Laufkäferarten Mitteleuropas, beeinträchtigt wird (persönliches Gespräch: Peter Sprick).

Eine sehr interessante Modifikation schlägt Melber (1987) vor, um das Einsetzen der Falle und den Fangflüssigkeitswechsel möglichst störungsfrei zu gestalten. Ein Kunststoffzylinder (18 bis 20 cm Länge) wird langsam in den Boden gedrückt und dabei die Erde im Inneren mit einer kleinen Handschaufel entfernt, bis das obere Ende des Rohres mit der Bodenoberfläche abschließt. So findet quasi keine Veränderung der Erdschicht und Bodenaufgabe

um die Falle herum statt. Nun kann das Fanggefäß in die Röhre gestellt werden. Ein Trichter wird eingesetzt, dessen Durchmesser dem Innendurchmesser des Zylinders entspricht und der eine etwa 3 cm tiefe Fallstrecke zum Oberrand des Zylinders freilässt (siehe Abb. 1; Melber 1987). Zu guter Letzt kann das Rohr mit Maschendraht gegen Beifang gesichert werden. Eine Überdachung aus Plexiglas ist möglich. Dieses Modell hat bei einem (jahrzehnte-)lang angelegten Monitoring den zusätzlichen Vorteil, dass die Fallen stillgelegt (der Zylinder verbleibt verschlossen im Boden) und bei Bedarf weiter betrieben werden können.

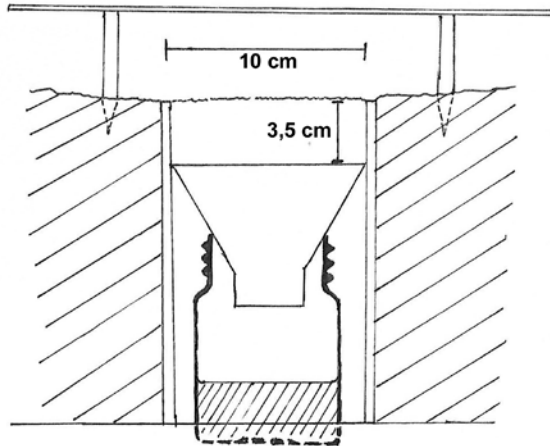


Abb. 1: Bodenfalle nach Melber (1987)

Phänologie: Die Leerungsintervalle können stark variieren und müssen bei einer standardisierten Erfassung festgelegt werden. Blick (1999) nennt wenige Tage bis zu einem Monat, über den Winter (Frostschutz begeben) oder in Höhlen und Blockhalden sogar bis zu sechs Monate. Im Sommer sind zwei Wochen bis zu einem Monat üblich und sinnvoll. Es sollte für jeden Standort mindestens eine Vegetationsperiode lang erfasst werden.

Lebensraumtyp: Die Bodenfalle ist in jedem terrestrischen Lebensraumtyp einsetzbar.

Standort: Es werden sechs bis 10 Fallen pro Probestelle mit einem Mindestabstand von fünf Metern zueinander empfohlen (Trautner und Fritze 1999). Allerdings gibt es dazu viele verschiedene Angaben, denn der Mindestabstand zwischen zwei Bodenfallen, der eine gegenseitige Beeinflussung ausschließt, ist nicht genau bekannt und vom untersuchten Lebensraumtyp und dem artspezifischen Verhalten abhängig. Bei Fängen über längere Zeiträume hinweg kann die Fallenzahl geringfügig reduziert werden. Die Umgebung der Falle sollte wenigstens bei der Erstinstallation, bei einem Langzeit-Monitoring besser regelmäßig, dokumentiert werden.

Witterung: Die Bodenfalle ist weitestgehend witterungsunabhängig. Nach Starkregenereignissen sollte sie kontrolliert werden.

Erfassbares Artenspektrum

Für Carabidae und bodenlebende Araneae (v. a. die vaganten Lycosidae und Clubionidae) ist die Bodenfalle Standard, wie unzählige Erfassungen belegen. Zudem ist sie auch gut für Staphylinidae geeignet.

Zeitaufwand und Kosten (Installation, Betrieb, Praktikabilität)

Innerhalb der letzten achtzig Jahre hat sich die Bodenfalle zu der wahrscheinlich am weitesten verbreiteten Erfassungsmethode für Insekten entwickelt. Dies ist vor allem ihrer

preisgünstigen Bauweise zu verdanken, denn es bedarf keines besonderen Verarbeitungsschrittes, um Bodenfallen herzustellen (Woodcock 2005). Außerdem ist sie leicht zu transportieren und schnell zu installieren (dieser Vorteil kann auch von Nachteil sein, denn allzu sorglos sollte man diesen Fallentyp nicht gebrauchen, setzt sein Einsatz doch Erfahrung voraus und sollte darum nicht ohne Einweisung durch eine fachkundige Person durchgeführt werden). Von sehr großem Vorteil ist zusätzlich die kontinuierliche Erfassung, was minimalen Aufwand mit großem Nutzen verbindet, denn dadurch können auch Arten registriert werden, die in geringer Dichte vorkommen. Für die semiquantitative Erfassung scheint dieser Fallentyp geeignet, allerdings muss man sich bewusst machen, dass nur die so genannte Aktivitätsdichte gemessen wird (Blick 1999): Aktiverer Arten werden überproportional häufig erfasst. In einer entsprechenden Auswertung sollte die unbedingt Berücksichtigung finden. Auch gibt es Hinweise darauf, dass verschiedene Artengruppen (und sogar verschiedene Individuen einer Art) unterschiedlich auf die Fangflüssigkeitszusammensetzung der Fallen reagieren (Gerlach et al. 2009; Woodcock 2005), was eine Standardisierung der Fangflüssigkeit erfordert und darüber hinaus bei der Auswertung berücksichtigt werden sollte.

Weitere die Fängigkeit beeinflussende Faktoren sind die Größe der Art (bei prinzipiell für große Arten geeigneter Fallenausführung werden diese aufgrund ihres durchschnittlich höheren Aktivitätsradius häufiger erfasst als kleinere Arten), die Zusammensetzung der Fangflüssigkeit (Ethanolgeruch hat beispielsweise Lockwirkung auf etliche Arten, siehe dazu auch das Kapitel über Fangflüssigkeiten) und die bereits in der Probe befindlichen Tiere (Aasgeruch und starke Lockwirkung von z. B. Sexualpheromonen).

Bei einer langfristigen Erfassung mit Bodenfallen besteht wie bei allen invasiven Erfassungsmethoden die Herausforderung, dass in nicht geringem Umfang anfallendes Probenmaterial vor und nach der Bestimmung archiviert werden muss (siehe dazu das Kapitel über Archivierung).

Forschungs- und Entwicklungspotenzial

Die Bodenfalle ist in Kombination mit anderen Fallentypen besonders sinnvoll einzusetzen (siehe dazu beispielsweise das Kapitel über den Bodenphotoeklektor). Borges und Brown (2003) zeigen, dass sich Saugfang und Bodenfallen im Grasland in Bezug auf das erfasste Artenspektrum sehr gut ergänzen, jeweils einzeln hingegen ein ungenügendes Abbild der vorhandenen Arthropodengemeinschaft widerspiegeln können.

Literatur

- Blick, T., 1999. Spinnentiere, In Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD). pp. 147-160. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.
- Borges, P.A.V., Brown, V.K., 2003. Estimating species richness of arthropods in Azorean pastures: the adequacy of suction sampling and pitfall trapping. *Graellsia* 59, 7-24.
- Gerlach, A., Voigtländer, K., Heidger, C.M., 2009. Influences of the behaviour of epigeic arthropods (Diplopoda, Chilopoda, Carabidae) on the efficiency of pitfall trapping. *Soil Organisms* 81, 773-790.
- Melber, A., 1987. Eine verbesserte Bodenfalle (Kurzartikel). *Abhandlung des Naturwissenschaftlichen Vereins Bremen* 40, 331-332.
- Trautner, J., Fritze, M.-A., 1999. Laufkäfer, In Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD). pp. 184-195. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.

Woodcock, B.A., 2005. Pitfall trapping in ecological studies, In *Insect Sampling in Forest Ecosystems*. Hrsg. S.R. Leather, pp. 37-57. Blackwell Publishing, Oxford.

2.7 Fang mit Ködern (baited traps)

Allgemeine Beschreibung

Köder werden eingesetzt, um gezielt einzelne Arten oder in ihren ökologischen Ansprüchen ähnliche Artengemeinschaften anzulocken. Der Einsatz von Ködern, seien es Aas, Dung, Früchte, Sexuallockstoffe (Pheromone) oder sogar Nistplätze, führt wie bei allen aktiven Fallentypen zu einem vorsätzlich selektiven Fangergebnis.

Standardisierbarkeit

Der standardisierte Einsatz von Ködern ist schwierig, denn der Zustand des Köders selbst hat Einfluss auf das Fangergebnis. So hat beispielsweise der Verwesungsgrad von Aas einen großen Einfluss auf die Zusammensetzung des angelockten Artenspektrums (Young 2005). Bei Dung wiederum ist das gefangene Spektrum beispielsweise davon abhängig, ob trockene oder feucht gehaltene Exkrememente verwendet werden (Vessby 2001). Zusätzlich ist hier auch noch die Beschaffenheit des Dungs (abhängig von der Tierart und ihrer Nahrung) ein Faktor. Beim Einsatz von Pheromonen schließlich ist die exakte Konzentration äußerst entscheidend, denn unnatürlich hohe Konzentrationen können abstoßend wirken (Young 2005) und es gibt viele Anbieter mit ganz unterschiedlichen Produkten, die nicht nur für Forschungszwecke produziert werden. Diese für Beköderungen allgemeingültigen Faktoren müssen zusätzlich zu jenen berücksichtigt werden, die für die jeweiligen Erfassungsmethoden spezifisch sind. Nachfolgend werden einige verbreitete Erfassungsmethoden mit der Verwendung von Ködern dargestellt, jedoch nicht jeweils im Detail auf Aspekte zu Standardisierbarkeit, erfassbarem Artenspektrum, Zeitaufwand und Kosten sowie zu Forschungs- und Entwicklungspotenzial eingegangen, da diese stark von den verwendeten Methodenvarianten abhängig sind.

Bodenfallen: Der Einsatz von Ködern in Bodenfallen erzeugt eine absichtliche Verschiebung des gefangenen Artenspektrums hin zu bestimmten Arten und sollte ausschließlich für qualitative Analysen der Zielarten verwendet werden, wie beispielsweise Artinventarisierungen (Woodcock 2005). Ausnahmen sind die semiquantitative Erfassung einer sehr seltenen Art, die mit anderen Methoden höchstens zufällig nachgewiesen werden kann, der Ködereinsatz in der Schädlingskontrolle, bei der sich ein aufkommendes Massenaufreten einer bestimmten Art detektieren lässt, und die Erfassung geklumpt auftretender Arten (z. B. von Ameisen). Für semiquantitative Nachweise gleichmäßig verteilter, relativ häufig auftretender Arten ist eine Beköderung nur dann sinnvoll, wenn sie mit köderfreien Methoden unterrepräsentiert wären.

Bodenfallen können z. B. mit Aas oder mit Dung bestückt werden. Der Köder wird dabei auf eine kleine Plattform gelegt, die aus der Fangflüssigkeit herausragt. Alternativ kann er auch auf einem Gitter platziert werden, das über der Fallenöffnung liegt (vgl. Lobo et al. 1998). Für eine standardisierte Erhebung von Dungkäfern (Scarabaeidae und Hydrophilidae) eignet sich eine derart modifizierte Bodenfalle besonders gut (Spector 2006), denn sogar Nicht-Fachkundige können mit deutlich weniger als 10 Fallen innerhalb weniger Tage die Dungkäfergesellschaft eines Habitats (die Arten, die von dem ausgebrachten Köder angelockt werden) weitestgehend erfassen. Deshalb sollte bei der Planung eines langfristig angelegten Monitorings die Ökologie der potenziell zu erfassenden Arten genau in den Blick genommen werden. Maximal zehn Bodenfallen werden entlang eines Transekts in etwa 50 Metern Abstand zueinander ausgebracht (Larsen und Forsyth 2005). So ist sichergestellt, dass sich die Fallen nicht gegenseitig beeinflussen. Auch müssen die Windverhältnisse während des Erfassungszeitraums berücksichtigt werden, da sie für die Verbreitung der Lockstoffe verantwortlich sind. Dungkäfer, die nicht von ausgebrachten Ködern angelockt

werden, können ergänzend mit Gelbschalen oder Kreuzfensterfallen erfasst werden. Ein einheitlicher Standard zur Erfassung von Dungkäfern (Protokoll zu Fallenaufbau, Dungklassifizierung, Erhebungsspezifizierungen) existiert allerdings nicht (Spector 2006).

Pheromonfallen: Vor allem bei vielen Lepidoptera ist die Lockwirkung weiblicher Pheromone auf Männchen der gleichen Art bekannt und gut erforscht. Pheromonfallen wirken äußerst selektiv (teilweise aber auch über die Zielart hinaus auf auf die Zielart spezialisierte Arten wie Räuber, Parasitoide oder Parasiten) und werden vor allem bei der Schädlingskontrolle eingesetzt. Normalerweise ist der chemische Köder an einer Klebfalle oder in einer Kiste mit Sammelgefäß mit Tötungsmittel aufgetragen. Erstere haben den Nachteil, schnell mit Individuen gesättigt zu sein und regelmäßig erneuert werden zu müssen, letztere sind komplizierter zu handhaben. Bei der Klebfalle eignen sich die Fänge für eine spätere Präparation meist nicht mehr, da selbst bei löslichen Klebern die Tiere beim Ablösen oft stark beschädigt werden. Bei beiden Fallentypen gibt es kaum einheitliche Ausführungen, da schon geringe Veränderungen den Fang erheblich beeinflussen können (Young 2005). Windrichtung, Fallenausrichtung und die Größe der ausgebrachten Köder beeinflussen das Fangergebnis ebenso wie die Konzentration des aufgebrauchten Pheromons. Dieser Fallentyp sollte daher und aufgrund seiner artspezifischen Selektivität nur bei speziellen Fragestellungen verwendet werden.

Reusen: Dieser Fallentyp dient dem Fang von aquatischen Insekten und kann mit Schweineleber bestückt werden (siehe Kapitel: Erfassung von Wasserkäfern in stehenden Gewässern).

Literatur

- Larsen, T.H., Forsyth, A., 2005. Trap spacing and transect design for dung beetle biodiversity studies. *Biotropica* 37, 322-325.
- Lobo, J.M., Lumaret, J.-P., Jay-Robert, P., 1998. Sampling dung beetles in the French Mediterranean area: effects of abiotic factors and farming practices. *Pedobiologia* 42, 252-266.
- Spector, S., 2006. Scarabaeine dung beetles (Coleoptera: Scarabaeidae: Scarabaeinae): an invertebrate focal taxon for biodiversity research and conservation. *The Coleopterists Bulletin Monograph* 5, 71-83.
- Vessby, 2001. Habitat and weather affect reproduction and size of the dung beetle, *Aphodius fossor*. *Ecological Entomology* 26, 430-435.
- Woodcock, B.A., 2005. Pitfall trapping in ecological studies, In *Insect Sampling in Forest Ecosystems*. Hrsg. S.R. Leather, pp. 37-57. Blackwell Publishing, Oxford.
- Young, M., 2005. Insects in flight, In *Insect Sampling in Forest Ecosystems*. Hrsg. S.R. Leather, pp. 116-145. Blackwell Publishing, Oxford.

2.8 Farbschale (pan trap)

Allgemeine Beschreibung

Der Fang mit Farbschalen hat viel mit dem Fang mit Bodenfallen gemein (Zou et al. 2012), allerdings werden hier fliegende anstelle von epigäischen Arthropoden erfasst. Farbschalen sind im Grunde lediglich flache, mit Fangflüssigkeit gefüllte Schalen, die auf einem Ständer montiert sind. Es gibt sie in verschiedenen Varianten (meist blau, gelb oder weiß, aber auch rot oder violett). Sie können einzeln oder kombiniert verwendet werden (blau reflektiert kein UV-Licht, gelb reflektiert es mäßig und weiß gut). Der gleichzeitige Einsatz von drei dicht beieinander stehenden Farbtypen auf einer Probestfläche ist gebräuchlich (Dorow et al. 1992).

Standardisierbarkeit

Da die Farbe der Falle für das Fangergebnis entscheidend ist, sollte bei einer Standardisierung hier besonders sorgfältig vorgegangen werden. Die Reflektionsspitze einer Farbe muss genau bekannt sein (bei Lacken UV-Bereich beachten). Auch das Verwitterungsverhalten sollte geprüft werden, damit sich keine Verfälschungen im Laufe der Vegetationsperiode einstellen. Weiterhin müssen Anordnung der Schalen bei einem Set verschiedener Farbvarianten, Aufstellhöhe, Fangflüssigkeit und Schalendurchmesser genau festgelegt werden.

Phänologie: Farbschalen können das gesamte Jahr über eingesetzt werden. März / Mai bis August / September sind allerdings beispielsweise für Schwebfliegen die entscheidenden Monate (Martin und Grell 1999). Viele Arten treten in diesem Zeitraum nur innerhalb von vier bis sechs Wochen auf. Für Wildbienen ist ebenfalls eine Erfassung über die gesamte Vegetationsperiode sinnvoll, wobei hier zwei Jahre abgedeckt werden sollten, da sich die Bienengemeinschaften eines Lebensraums in zwei aufeinander folgenden Jahren oft beträchtlich unterscheiden (Westrich 2018). Ein Leerungsintervall von einem Monat sollte in keinem Fall überschritten werden, auch weil es sonst zu starker Schimmel- und Aasgeruchbildung kommen kann (Dorow et al. 1992). Das Leerungsintervall kann der Phänologie der einzelnen Arten und der Fragestellung angepasst werden.

Lebensraumtyp: Farbschalen eignen sich für Offenland und Wald, wobei je nach zu erfassender Artengruppe und Fragestellung auch vor allem Übergangsstrukturen beprobt werden sollten (Waldrand, Hecken, Lichtungen).

Standort: Der Standort der Farbschale ist ein entscheidender Faktor für das Fangergebnis. Die Auswahl des Standorts durch eine fachkundige Person ist zu empfehlen, da Laien oftmals kaum mit der Ökologie der zu erfassenden Arten vertraut sind und Einschätzungen der Standortbedingungen für eine spätere Auswertung essentiell sind (Martin und Grell 1999). Außerdem ist der Standort auch mitentscheidend für die Fangeffizienz der Falle; eine gewisse Erfahrung im Gebrauch von Farbschalen ist also notwendig. Zusätzlich sollte eine pflanzensoziologische Erhebung in der Umgebung des Fallenstandorts durchgeführt werden. Untersuchungen mit Farbschalen auf unterschiedlich hohen Ständern zeigen eine deutliche Zonierung der Fauna (Dorow et al. 1992), deswegen sollte im Vorfeld festgelegt werden, welcher Bereich beprobt werden soll (z. B. Blühhorizont).

Witterung: Farbschalen sind witterungsanfällig, da ein Regenschutz ihre Fängigkeit beeinflusst. Es empfiehlt sich ein Überlaufschutz (mit Gaze abgedichtetes Loch etwa 1cm unterhalb des Schalenrandes). Da die Fangflüssigkeit in Abhängigkeit vom Niederschlag verdünnt wird, ist auf eine Leerung spätestens alle vier Wochen zu achten (Schimmelbildung). Bei dem Betrieb von Farbschalen ist es dementsprechend wichtig, die Witterung stets im

Blick zu behalten.

Erfassbares Artenspektrum

Die verwendete Farbe ist absolut entscheidend für die Selektivität der Falle (Young 2005). Generell eignet sich die Methode sehr gut zum Nachweis blütenbesuchender Diptera, Hymenoptera und Coleoptera (Dorow et al. 1992). Weiße Farbschalen sind für Diptera meist am fängigsten, Blau- und Gelbschalen für Hymenoptera und Blauschalen für Coleoptera (manche Arten gehen jedoch verstärkt auf rote Farbschalen). Einzig Thysanoptera finden sich in allen Farbtypen in ähnlicher Häufigkeit (Winter et al. 1999). Die Geschlechter einer Art können unterschiedlich stark auf die verschiedenen Farbvarianten ansprechen (Zou et al. 2012). Für einzelne Bienenarten ist das bekannt und sollte vor allem bei der semiquantitativen Auswertung berücksichtigt werden. Im Vergleich zu Bodenfallen erfassen Farbschalen durch ihre Lockwirkung oftmals mehr eingeflogene „Touristen“, die nicht direkt mit dem untersuchten Lebensraumtyp assoziiert sind (Young 2005).

Zeitaufwand und Kosten (Installation, Betrieb, Praktikabilität)

Die Farbschale bietet (ähnlich der Bodenfalle) eine äußerst preisgünstigste (ca. 10 - 30 € pro Falle) und schnell zu installierende Erfassungsmöglichkeit. Eine mit dem Fallentyp vertraute Person sollte bei der Erstinstallation anwesend sein. Die Umgebung sollte gut dokumentiert werden, eine pflanzensoziologische Aufnahme ist wünschenswert. Leerung, Wartung und Zustandsdokumentation der Fallen selbst sind sehr viel weniger aufwendig. Da Farbschalen offen sein müssen, kann es zu Störungen durch Vögel (Futterquelle: Verfälschung des Fangergebnisses) und im Herbst zu verstärktem Laubeintrag kommen (Dorow et al. 1992). Sich entwickelnder Aasgeruch kann zu einer Verfälschung des angelockten Artenspektrums führen (vor allem in den Sommermonaten). Ein Überlaufschutz gegen Starkregenereignisse ist empfehlenswert.

Forschungs- und Entwicklungspotenzial

Die Lockwirkung der einzelnen Farben ist noch nicht vollständig geklärt. Auch kann das Artenspektrum in unterschiedlichen Straten stark variieren.

Literatur

- Dorow, W.H.O., Flechtner, G., Kopelke, J.-P., 1992. Naturwaldreservate in Hessen 3 - Zoologische Untersuchungen: Konzepte. Mitteilungen der Hessischen Landesforstverwaltung 26, 158 S.
- Martin, C., Grell, H., 1999. Ausgewählte Hautflügler: Schwebfliegen, In Handbuch landschaftsökologischer Leistungen. Hrsg. Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD), pp. 240-247. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.
- Westrich, P., 2018. Die Wildbienen Deutschlands. Eugen Ulmer KG, Stuttgart.
- Winter, K., Bogenschütz, H., Dorda, D., Dorow, W.H.O., Flechtner, G., Graefe, U., Köhler, F., Menke, N., Schaueremann, J., Schubert, H., Schulz, U., Tauchert, J., 1999. Programm zur Untersuchung der Fauna in Naturwäldern. IHW Verlag.
- Young, M., 2005. Insects in flight, In Insect Sampling in Forest Ecosystems. Hrsg. S.R. Leather, pp. 116-145. Blackwell Publishing, Oxford.
- Zou, Y., Feng, J., Xue, D., Sang, W., Axmacher, J.C., 2012. A comparison of terrestrial arthropod sampling methods. Journal of Resources and Ecology 3, 174-182.

2.9 Autokescher (car net)

Allgemeine Beschreibung

Der Autokescher ist ein auf dem Fahrzeugdach montiertes Netz und zählt nicht zu den Standardmethoden bei der Erhebung von Insekten, da man für seinen Gebrauch auf eine befahrbare Strecke angewiesen ist. Es können nur die sich über der Straße im entsprechenden Luftraum befindlichen Insekten ohne Flächenbezug erfasst werden. Dennoch bietet das Autokeschern eine gute (und bequeme) Möglichkeit zur semiquantitativen Erfassung von Fluginsekten (vor allem von Diptera und Coleoptera).

Standardisierbarkeit

Da die Methode bisher keine breite Anwendung gefunden hat, gibt es keinen Standard. So kann sie beispielsweise auch mit dem Fahrrad (Freude et al. 1965) oder mit dem Motorrad durchgeführt werden. In einfachsten Fall hält der Erfassende einen Handkescher während der Fahrt in die Luft. Beim Auto kann dies durch den Beifahrer geschehen (Beifahrerkeschern). Eine vereinheitlichende Variante ist die Montage eines größeren Keschers auf dem Dach eines PKWs. Dabei wird ein rechteckiger Rahmen, der etwa 0,5 bis 1 m² umspannt, auf ganzer Dachbreite und orthogonal zur Dachfläche angebracht (Jentzsch et al. 2017). Am Rahmen wird ein Keschnetz aufgespannt, an dessen spitz zulaufendem Ende sich ein abnehmbarer Fangbeutel befindet. Bei definierter Geschwindigkeit (im Mittel 40 km / h) und definierter Strecke kann ein definiertes Luftvolumen entlang eines Transekts abgesehen werden. Bei der Wahl der Maschenweite ist auf einen guten Kompromiss zwischen Winddurchlässigkeit (Luftstaugefahr abhängig von der Geschwindigkeit) und Durchlässigkeit für kleinere Insekten zu achten (Maschenweite < 1 mm; Jentzsch et al. 2017).

Phänologie: Im Laufe einer Vegetationsperiode verschiebt sich das Spektrum der erfassten Gruppen zugunsten von Diptera und Hymenoptera, während im Frühsommer noch beträchtliche Mengen an Coleoptera gefangen werden können (Freude et al. 1965). Hier dürfte der ergiebigste Monat der Mai sein und die beste Tageszeit die Mittagsstunden und die zwei Stunden vor Sonnenuntergang. Prinzipiell ist Autokeschern aber ganzjährig und zu jeder Tages- und Nachtzeit möglich (nachts ist der Einfluss des Scheinwerferlichts zu berücksichtigen).

Lebensraumtyp: Die Methode eignet sich für Wald und Offenland, sofern entsprechende Fahrwege vorhanden sind. Ein zufälliges Beprobieren ist nicht möglich, da die Erfassung an einen befahrbaren Untergrund gebunden ist. Allerdings können abgelegene Wald- und Feldwege artenreiche Grenzstrukturen darstellen (Jentzsch et al. 2017). Je nach Fragestellung ist auch der Einsatz des Autokeschers im Stadtgebiet eine kostengünstige Option.

Standort (Fahrstrecke): Die Strukturen entlang der Erfassungstrecke können vor der Ersterfassung vegetationskundlich untersucht werden. Bei Waldbeprobungen sollte zumindest die Hauptbaumart bzw. der Waldtyp bekannt sein. Eine Fotodokumentation (oder gar Filmdokumentation während der Probenahme) entlang der Erfassungstrecke scheint leicht umsetzbar und sinnvoll. Hier lassen sich gut Standards etablieren.

Witterung: Für jede Erfassungsfahrt sind meteorologische Daten festzuhalten (Lufttemperatur, Luftdruck, Luftfeuchte, Windrichtung und Windgeschwindigkeit), da sich diese maßgeblich auf das Fangergebnis auswirken können. Das Fangergebnis ist, ähnlich wie beim Lichtfang, schwer vorhersehbar und stark von der Witterung abhängig (Freude et al. 1965); optimale Voraussetzungen sind Windstille und warme, feuchte Luftverhältnisse.

Erfassbares Artenspektrum

Jentzsch et al. (2017) bieten einen anteiligen Überblick über das erfasste Artenspektrum in einem Waldgebiet. Demnach sind Dipteren mit über der Hälfte der erfassten Individuen dominant. Weitere nennenswerte Gruppen sind Coleoptera (mit knapp 20 %, hoher Anteil Staphylinidae) und Hymenoptera (mit ca. 10 %). Andere Gruppen wie Araneae, Lepidoptera, Odonata, Thysanoptera und Hemiptera sind mit jeweils 0,1 bis 0,4 % schwach repräsentiert.

Zeitaufwand und Kosten (Installation, Betrieb, Praktikabilität)

Da die Methode im Verhältnis zu anderen Erfassungsmöglichkeiten kaum erprobt ist, gibt es wenig Erfahrungswerte. Sie wird jedoch als effizient beschrieben (Freude et al. 1965; Herrmann 2001; Jentzsch et al. 2017) und hat Potenzial für eine standardisierte Erhebung in einem Monitoring. Zwar gibt es keinen direkten Flächenbezug, andererseits lässt sich das beprobte Luftvolumen leicht ermitteln und ermöglicht so semiquantitative Vergleiche. Die Methode ist unabhängig vom Erfassenden und bietet je nach Transekt einen repräsentativen Landschaftsquerschnitt, der bei fest installierten Fallen nicht in dem Maße gegeben ist. Die Anzahl der gefangenen Individuen ist zum Teil enorm. In der Untersuchung von Jentzsch et al. (2017) wurden insgesamt etwa 200 Proben zu verschiedenen Tageszeiten genommen (1,5 h Fahrzeit / Probe bei durchschnittlich 40 km / h und einer Kescherrahmenfläche von 0,88 m²), in denen sich insgesamt etwas über 200.000 Individuen befanden. Der nachfolgende Sortier-, Bestimmungs- und letztlich auch Archivierungsaufwand ist also recht hoch (durchschnittlich 1000 Tiere pro Probe), zumal es sich um relativ schwer zu bestimmende Gruppen handelt.

Fangvorrichtungen auf Autodächern müssen entweder genehmigt oder nur für die Zeit des Fangens auf nicht-öffentlichen Wald- und Feldwegen montiert werden.

Forschungs- und Entwicklungspotenzial

Bei einem auf das Autodach montierten Fanggerät kommt es bei unterschiedlichen Geschwindigkeiten zwangsläufig zu vielfältigen Strömungs- und Verwirbelungseffekten, die vermutlich auch vom eingesetzten Fahrzeugtyp abhängig sind. Diese Effekte sind nicht untersucht, sollten bei einem standardisierten Verfahren aber bekannt sein.

Um zumindest den Einfluss der individuellen Aerodynamik des Fahrzeugtyps gering zu halten, könnte der Kescher auf einem Gestell mit einem gewissen Abstand zum Autodach montiert werden, um außerhalb des spezifischen Strömungsbildes des Fahrzeugtyps zu fangen. Bei einem größeren Monitoring sollte darauf geachtet werden, bei allen Beprobungen stets das gleiche Fahrzeugmodell zu verwenden, um vergleichbare Standardbedingungen herzustellen.

Eine automatische Verschlussvorrichtung für den Kescherrahmen scheint für Unterbrechungen der Fahrt sinnvoll (Jentzsch et al. 2017).

Literatur

Freude, H., Harde, K.W., Lohse, G.A., 1965. Die Käfer Mitteleuropas, Band 1: Einführung in die Käferkunde. Goecke & Evers, Krefeld.

Herrmann, A., 2001. Autokescher und Beifahrerkescher. Mitteilungen Internationaler Entomologen 26, 155-158.

Jentzsch, M., Glinka, T., Link, J., Lehmann, B., 2017. Einsatz eines Autokeschers im Ziegelrodaer Forst - Ergebnisse und Bemerkungen zur Methode (Arachnida: Araneae,

Pseudoscorpiones; Insecta: Ephemeroptera, Odonata, Hemiptera, Coleoptera, Hymenoptera, Lepidoptera, Mecoptera, Diptera. Hercynia N.F. 50, 31 - 93.

2.10 Kreuzfensterfalle / Luftkolektor (flight interception trap: cross shaped window trap / window pane)

Allgemeine Beschreibung

Die Kreuzfensterfalle ist eine Modifikation der Fensterfalle, allerdings robuster und vielfältiger einsetzbar (Winter et al. 1999). Sie besteht aus zwei orthogonal zueinander stehenden Scheiben mit einer Fangdose an der Unterseite (sowie, je nach Ausführung, einer weiteren Fangdose an der Oberseite, siehe unten) und einem Dach auf der kreuzförmigen Anordnung. Diese Konstruktion muss lediglich mit Fangflüssigkeit befüllt und aufgehängt werden. Ihr Einsatz hat sich vor allem bei Untersuchungen im Wald bewährt. Für die Erfassung im Kronenraum ist sie sehr gut und mit recht geringem Aufwand einsetzbar, vergleiche Gruppe et al. (2008).

Standardisierbarkeit

Dieser Fallentyp eignet sich gut für Monitoringprogramme. Seine Prallfläche ist fest definiert (z. B. 8 x 12,5 cm x 50,0 cm; vgl. Winter et al. 1999), dadurch sind auf Lebensraumtyp, Stratum und Leerintervall bezogene semiquantitative Vergleiche möglich. Knuff et al. (2019) schlagen eine Ausführung vor, bei der das trichterförmige Dach der Falle ebenfalls mit einer Fangdose ausgestattet ist (so genannter „top collector“). So können zusätzlich zu den (meist artspezifisch) nach unten ausweichenden oder sich fallenlassenden Insekten auch solche erfasst werden, die nach oben ausweichen. Das Spektrum der erfassten Fluginsekten wird damit signifikant erweitert (siehe „erfassbares Artenspektrum“).

Phänologie: Kreuzfensterfallen können das gesamte Jahr über eingesetzt werden. Je nach untersuchtem Lebensraumtyp und Jahreszeit kann das Leerintervall auf die Phänologie der auftretenden Artengruppen abgestimmt werden.

Lebensraumtyp: Kreuzfensterfallen können auch im Offenland verwendet werden, dabei sind sie meist an einem Ständer in 1,5 m bis 2,0 m Höhe angebracht (Dorow et al. 1992). Besonders oft werden sie allerdings bei der Erfassung im Wald eingesetzt. Dort eignen sie sich, je nach Fragestellung, besonders für Waldinnenränder (Windwürfe, Wegränder) und Lichtungen jeglicher Art (Winter et al. 1999). Zur Erfassung im Kronenraum können sie an einer Schnur hinaufgezogen und am Baum selbst fixiert werden (nach einer aufwendigeren Erstinstallation ist die anschließende Wartung der Fallen oft mit geringem Aufwand verbunden). Aufgrund der vielseitigen Einsetzbarkeit (auch für die einzelnen Straten), lassen sich semiquantitative Stichproben aus verschiedenen Lebensraumtypen miteinander vergleichen.

Standort: Die Umgebung sollte sowohl am Boden, als auch im Kronenraum genau dokumentiert werden (evtl. mittels Drohneneinsatzes).

Witterung: Die Kreuzfensterfalle ist relativ wenig witterungsabhängig. Es kann aber zu Laubeintrag in den Fangtrichter kommen. Ein Überlaufschutz am Fanggefäß sollte vorhanden sein, da die Fallen bei Starkregenereignissen volllaufen können. Die Plexiglas-Prallflächen sollten jährlich erneuert werden, da Verwitterungseffekte die Fangeffizienz einschränken (Dorow et al. 1992). Bei der Installation sollte unbedingt darauf geachtet werden, wie lange die potenzielle tägliche Sonnenscheindauer am Fallenstandort ist, da sogenannte Beschattungseffekte Einfluss auf die Fangeffizienz haben können (Irvine und Woods 2007). Der Effekt ist bei verschiedenen Gruppen unterschiedlich stark ausgeprägt (ähnlich wie bei Malaisefallen). Auch Windgeschwindigkeit, Lufttemperatur und Luftfeuchtigkeit beeinflussen die Flugaktivität von Insekten. Deswegen sollten meteorologische Daten unbedingt mit erhoben werden (möglichst in der direkten Umgebung der Falle).

Erfassbares Artenspektrum

Die Zusammensetzung der erfassten Gruppen ist stratenabhängig. Generell werden oft schwärmende Arten gefangen, also Arten, die nicht gleichmäßig verteilt auftreten. Die Kreuzfensterfalle eignet sich z. B. gut für die Erfassung von Neuroptera-Arten in Baumkronen. Blütenbesucher sind ebenfalls häufig in den Fängen enthalten, wenn auch nicht so dominant wie bei den für sie konzipierten Fallentypen mit Lockeffekt (z. B. Farbschalen). Bei der Kreuzfensterfalle kann es Anlockeffekte auf bestimmte Blütenbesucher durch weiße oder farbige Bauteile geben (Dorow et al. 1992). Das hauptsächlich erfasste Artenspektrum besteht aus Vertretern der Gruppen Diptera, Coleoptera, Hymenoptera, Heteroptera, Auchenorrhyncha und Sternorrhyncha. Bei der Erfassung der Totholzkäferfauna hat sich die Methode „hervorragend bewährt“ (Bense 1992), denn die Fänge von Kreuzfensterfallen in Naturwäldern setzten sich mitunter zu über 90 % aus Totholzkäfern zusammen. Die oben erwähnte modifizierte Falle mit „top collector“ nach Knuff et al. (2019) erfasst Individuen der Gruppen Hymenoptera, Diptera, Lepidoptera, Neuroptera, Auchenorrhyncha und Thysanoptera wesentlich besser als herkömmliche Kreuzfensterfallen und ist in diesem Aspekt der Malaisefalle recht ähnlich. Die Wirkweise des unteren Teils der Falle wird bei der modifizierten Version offenbar nicht beeinträchtigt. Sie erfasst Coleoptera, Heteroptera, Psocoptera und Sternorrhyncha in mit klassischen Kreuzfensterfallen vergleichbaren Mengen.

Zeitaufwand und Kosten (Installation, Betrieb, Praktikabilität)

Die Erstinstallation und der Betrieb sind bei diesem Fallentyp wenig aufwendig. Die Kosten belaufen sich auf etwa 300 € pro Fangeinrichtung. Die Kreuzfensterfalle ist im Vergleich zur einfachen Fensterfalle weniger störanfällig und flexibler einsetzbar. Die Oberflächengröße der Fangflüssigkeit ist relativ gering (kaum Austrocknungsgefahr), außerdem ist das gefangene Material für Vögel unzugänglich (Dorow et al. 1992). Die Lockwirkung durch entstehenden Aasgeruch ist ebenfalls minimal. Kreuzfensterfallen können gut ergänzend zu anderen Fallentypen eingesetzt werden. Das Verhältnis von Zeitaufwand und Kosten zur Fangeffizienz und dem abgebildeten Artenspektrum ist bei Kreuzfensterfallen sehr gut (Bouget et al. 2008).

Forschungs- und Entwicklungspotenzial

Die Kreuzfensterfalle wurde bisher vor allem zur Erforschung des Lebensraumtyps Wald eingesetzt, obwohl sie prinzipiell auch für das Offenland geeignet ist. Ihre Praktikabilität in diesem Lebensraumtyp ist deshalb wenig erprobt. Wegen des oben erwähnten Beschattungseffekts ist zu überlegen, ob man bei einem Monitoring diesen Fallentyp an der Dachkonstruktion standardmäßig mit Sensoren versehen sollte, die automatisch Umweltparameter wie Sonnenscheindauer, Windstärke, Lufttemperatur und Luftfeuchtigkeit aufzeichnen. Solche Sensoren sind mittlerweile sehr preisgünstig und der zusätzliche Aufwand ist minimal (Data-Logger).

Literatur

- Bense, U., 1992. Methoden der Bestandserhebung von Holzkäfern, In Arten- und Biotopschutz in der Planung: Methodische Standards zur Erfassung von Tierartengruppen. Hrsg. J. Trautner, pp. 163-176. verlag josef margraf, Weikersheim.
- Bouget, C., Brustel, H., Brin, A., Noblecourt, T., 2008. Sampling saproxylic beetles with window flight traps: methodological insights. *Revue d'Ecologie* 10, 21-32.
- Dorow, W.H.O., Flechtner, G., Kopelke, J.-P., 1992. Naturwaldreservate in Hessen 3 - Zoologische Untersuchungen: Konzepte. *Mitteilungen der Hessischen Landesforstverwaltung* 26, 158 S.

- Gruppe, A., Großner, M., Engel, K., Simon, U., 2008. Vertical and horizontal distribution of arthropods in temperate forests, In *Canopy arthropod research in Europe*. Hrsg. A. Floren, J. Schmidl, pp. 383-405. bioform entomology, Nürnberg.
- Irvine, K.M., Woods, S.A., 2007. Evaluating shading bias in Malaise and window-pane traps. *Journal of the Acadian Entomological Society* 3, 38-48.
- Knuff, A.K., Winiger, N., Klein, A.-M., Segelbacher, G., Staab, M., 2019. Optimizing sampling of flying insects using a modified window trap. *Methods in Ecology and Evolution* 10, 1820-1825.
- Winter, K., Bogenschütz, H., Dorda, D., Dorow, W.H.O., Flechtner, G., Graefe, U., Köhler, F., Menke, N., Schauer, J., Schubert, H., Schulz, U., Tauchert, J., 1999. *Programm zur Untersuchung der Fauna in Naturwäldern*. IHW Verlag.

2.11 Offene Stamm- / Asteklektoren (trunk-window trap / trunk eclector)

Allgemeine Beschreibung

Offene Stamm- bzw. Asteklektoren erfassen die sich im Bereich des Eklektors entlang des Stamms oder Asts fortbewegenden Arthropoden (z. B. aus dem Stamm oder Ast geschlüpfte, auf Nahrungssuche oder im Stratenwechsel befindliche Arthropoden). Sie werden an lebendigen Gehölzen und oft auch an stehendem Totholz eingesetzt (siehe Kapitel zu Totholzeklektoren). Im Gegensatz dazu erfassen geschlossene Eklektoren, wie sie an Totholz eingesetzt werden, lediglich Schlüpfabundanzen im Bereich des Eklektors und sind dementsprechend etwas anders konstruiert.

Offene Stammeklektoren werden am senkrechten Abschnitt eines Stammes angebracht. Am Stamm emporlaufende Arthropoden gelangen durch die Öffnung der Bodenplatte in den Eklektor, der nach oben dicht am Stamm abschließt. Dort suchen sie phototaktisch die Kopfdosen auf und werden dort gesammelt. Tiere, die dabei herunterfallen, werden in den an der Bodenplatte angebrachten Fangflaschen gesammelt. An senkrechten oder waagerechten Ästen angebrachte offene Asteklektoren sind bei ähnlicher Funktionsweise etwas anders konstruiert. Die einzelnen Eklektorvarianten erfassen jeweils ein leicht unterschiedliches Artenspektrum (durchaus auch mit unterschiedlichen Abundanzen). Eine sehr gute Übersicht geben Dorow et al. (1992).

Standardisierbarkeit

In Bezug auf Leerungsintervall, Baumart und -alter können Aussagen über Diversitätsänderungen gemacht werden. Da Größe sowie Standort der Falle in der Regel festgelegt sind, sind hier auch semiquantitative Aussagen möglich (Dominanzklassen).

Phänologie: Der Eklektor kann das ganze Jahr hindurch betrieben werden. Monatliche Leerungen (je nach Fragestellung) sollten zumindest zwischen März und Dezember erfolgen. Das Leerungsintervall kann jedoch beliebig angepasst werden.

Lebensraumtyp: Der Einsatz von Stamm- und Asteklektoren ist nicht an bestimmte Lebensraumtypen, sondern an die Präsenz von zu beprobenden Stämmen und / oder Ästen gebunden.

Standort: Stammeklektoren sind mit ihrem Erfassungsspektrum an die jeweilige Baumart gebunden. Sie sollten in etwa zwei Metern Höhe montiert werden. Der Stammdurchmesser des ausgewählten Baumes sollte etwa den durchschnittlichen Stammdurchmesser der Bäume der Kronenschicht besitzen. Es empfiehlt sich, auf jeder untersuchten Fläche zwei Fallen pro Hauptbaumart anzubringen (andere Baumarten sind wünschenswert, jedoch nur bei einem Anteil von über 10% am Gesamtbestand; Winter et al. 1999). Zum Mindestabstand zwischen zwei mit Eklektoren bestückten Stämmen gibt es keine Angaben. Es empfiehlt sich jedoch, nicht Stämme in unmittelbarer Nachbarschaft zu wählen. Art und Zustand des Baumes sowie seine Umgebung sollten dokumentiert werden (z. B. Alter, durchschnittlicher Lichteinfall, Rindenstruktur, Pilzbefall, Moosbewuchs, Bäume der Umgebung, Art und Bedeckungsgrad des Unterwuchses, Beschaffenheit der Streuschicht).

Witterung: Aufgrund ihrer Konstruktionsweise sind Stammeklektoren weitestgehend witterungsgeschützt. Am Stamm herablaufendes Regenwasser kann allerdings vor allem die unteren Fallendosen fluten. Deshalb empfiehlt sich dort ein Überlaufschutz (Loch, durch Gaze verschlossen).

Erfassbares Artenspektrum

Der Fang mit Stammeklektoren ist eine der effizientesten Erfassungsmöglichkeiten im Wald (hohe Fangzahlen, weites Artenspektrum). Man kann damit Arten nahezu jeder Artengruppe erfassen, jedoch in unterschiedlichem Ausmaß. Einen guten Überblick über das Artenspektrum verschiedener Konstruktionen bieten Dorow et al. (1992). Den größten Anteil haben jedoch immer Diptera, Coleoptera und Collembola, wobei sowohl Stratenwechsler als auch (tot-)holzbewohnende Arten erfasst werden können. Auch Plecoptera, Blattaria, Dermaptera, Heteroptera, Auchenorrhyncha, Mecoptera und Araneae finden sich in beträchtlichem Maße in der Fangflüssigkeit. Bei der Erfassung an liegenden Stämmen kommen noch Thysanoptera und Hymenoptera in nennenswerten Mengen hinzu.

Zeitaufwand und Kosten (Installation, Betrieb, Praktikabilität)

Der Anschaffungspreis für einen Stamm-Eklektor liegt ungefähr bei 500 €. Die Erstinstallation ist recht aufwendig und erfordert eine fachkundige Person (auch bei der Auswahl des Standortes). Die Fangflüssigkeit sollte bei jeder Leerung ausgetauscht werden (von März bis Dezember mindestens monatlich). Gelegentlich kann es zu Wildschäden kommen (Wildschweine, Hirsche). Da relativ große Probenmengen anfallen können, ist die Frage der langfristigen Archivierung zu klären.

Forschungs- und Entwicklungspotenzial

Wegen des hohen Probenumfangs bei dieser Erfassungsmethode ist die Bestimmung durch DNA-Barcoding-Verfahren eine Option (siehe dazu Anmerkungen im Kapitel über Malaisfallen bzw. Bestimmungsaufwand und Aufbewahrung).

Literatur

- Dorow, W.H.O., Flechtner, G., Kopelke, J.-P., 1992. Naturwaldreservate in Hessen 3 - Zoologische Untersuchungen: Konzepte. Mitteilungen der Hessischen Landesforstverwaltung 26, 158 S.
- Winter, K., Bogenschütz, H., Dorda, D., Dorow, W.H.O., Flechtner, G., Graefe, U., Köhler, F., Menke, N., Schaueremann, J., Schubert, H., Schulz, U., Tauchert, J., 1999. Programm zur Untersuchung der Fauna in Naturwäldern. IHW Verlag.

2.12 Totholz-Eklektoren (dead wood emergence traps)

Allgemeine Beschreibung

In und an Totholz lebende Insektenarten zu erfassen erfordert verschiedene Techniken, um der strukturellen Vielfalt im Wald beizukommen (siehe auch Kapitel 3.13.15 „Totholzkäfer“). Es gibt drei Typen von Totholz-Eklektoren (nach Dorow et al. 1992). Eine vierte Erfassungsmöglichkeit ist der Stubbeneklektor, der hier ebenfalls mitaufgeführt ist. Geschlossene Eklektoren, wie sie meist für Totholz eingesetzt werden, erfassen nur Schlüpfabundancen in dem von ihnen abgedeckten Bereich. Offene Eklektoren hingegen erfassen darüber hinaus auch die weiteren sich im Bereich des Eklektors bewegendem Arthropoden (siehe Kapitel zu offenen Stammeklektoren). Folgende grundlegende Typen von Totholz-Eklektoren gibt es:

- a) Geschlossener Stammeklektor an liegendem Stamm: Zwei Halbschalen aus Kunststoff werden um den Stamm eines Baumes zusammengesetzt und mit Abstandshaltern justiert. Die aus dem Stamm schlüpfenden Tiere entweichen durch Löcher nach oben in eine Kopfdose oder nach unten in Fangflaschen.
- b) Offener Stammeklektor an stehendem Stamm: gleiches Konstruktionsprinzip wie an lebenden Gehölzen (siehe Kapitel zu offenen Stamm- und Asteklektoren).
- c) Geschlossener Schwachtotholzeklektor: Zweige ($d = 8 - 15 \text{ cm}$) und Äste ($d = 2 - 7 \text{ cm}$) werden in etwa einen Meter langen Stücken auf Gaze (Maschenweite $0,25 \text{ mm}$) gelegt und diese wird durch Ankleben mit Silikon an einen Bodenphotoeklektor (siehe Bodenphotoeklektor) abgedichtet.
- d) Geschlossener Stubbeneklektor: Über einen Baumstumpf (Stubben) wird ein Bodenphotoeklektor installiert (siehe Bodenphotoeklektor).

Standardisierbarkeit

Alle genannten geschlossenen Eklektoren lassen sich auf ein Holzvolumen bzw. eine Fläche beziehen und sind damit auch für quantitative Erfassung geeignet. Bei einem Monitoring müssen noch einige andere Faktoren im Vorfeld berücksichtigt und möglichst genau festgelegt werden, um eine Vergleichbarkeit der Daten zu gewährleisten. Winter et al. (1999) machen dazu einige Vorschläge: Baumart, Stammdurchmesser, Volumen und Mantelfläche, Berindung (in %), Besonnung (hoch / mittel / gering), Überschildung (licht / locker / geschlossen), Ausprägung der Strauchschicht (keine / locker / dicht), Deckungsgrad der Bodenvegetation (10 %-Stufen), Bodenfeuchte (trocken / mittel / nass), Zersetzungsgrad des Totholzes (beginnend / fortgeschritten / stark / Mulm), Flechtenbewuchs, Moosbewuchs, Pilze (Fruchtkörper). Burns et al. (2014) unterscheiden grundsätzlich zwischen Verrottungsstadium durch rot-braune oder weiße Pilzzersetzung. Außerdem weisen die Autoren darauf hin, dass die Ausrichtung des verrottenden Stammes ebenfalls eine Rolle spielt. Sie schlagen acht Kategorien vor (Himmelsrichtungen: NW, N, NO, O, SO, S, SW und W).

Phänologie: Alle Eklektor-Typen können und sollten ganzjährig betrieben werden, da der Fang automatisiert erfolgt. Mindestens monatliche Leerungen zwischen März und Dezember sind sinnvoll. Das Leerungsintervall kann jedoch (je nach Fragestellung) angepasst werden. Stammeklektoren (liegend geschlossen) sollten nach einem Jahr umgesetzt und Schwachholzeklektoren neu beschickt werden (Winter et al. 1999). Für Stammeklektoren (stehend offen) und Stubbeneklektoren empfiehlt sich der Einsatz über mehrere Jahre an einem Standort.

Lebensraumtyp: Der Einsatz von Totholz-Eklektoren ist nicht an bestimmte Lebensraumtypen, sondern an die Präsenz von zu beprobenden Strukturen gebunden.

Standort: Je Probefläche sollten zwei Stammeklektoren (liegend geschlossen) an z. B. der Hauptbaumart angebracht werden (Dorow et al. 1992). Der Einsatz von Stammeklektoren (stehend offen) sollte von der Verfügbarkeit entsprechender Bäume abhängig gemacht werden. Schwachholz- und Stubbeneklektoren können je nach Fragestellung eingesetzt werden, für erstere empfiehlt sich aber das Schwachholz der häufigsten zwei Baumarten der Fläche zu beproben (Winter et al. 1999).

Witterung: Alle Erfassungsarten sind witterungsunabhängig (nur nach Starkregenereignissen sollten die Fangdosen kontrolliert werden). Unter den Eklektoren kommt es aber zur Veränderung des Mikroklimas (vor allem durch starke Sonneneinstrahlung), deren Auswirkungen nicht ausreichend erforscht ist.

Erfassbares Artenspektrum

Bei Dorow et al. (1992) findet sich eine äußerst detaillierte Aufschlüsselung der erfassbaren Artengruppen mit den einzelnen Eklektortypen. Im Folgenden sind die relevanten Gruppen aufgeführt und durch die Angaben bei Winter et al. (1999) ergänzt:

- a) Stammeklektor (liegend geschlossen): Erfasst auch mehrjährige Arten (je nach Betriebsdauer), neben Coleoptera auch vor allem Diptera und Collembola. Von allen Gruppen wird auch ein hoher Anteil an Larven abgedeckt. Zwei weitere regelmäßig, aber weniger stark erfasste Gruppen sind Hymenoptera und Thysanoptera.
- b) Baumelektor (stehend offen): Erfasst zusätzlich das Spektrum eines Stammeklektors (wenn auch in Bezug auf Totholz), das heißt gezielt den Stamm anfliegende Arten. Neben Coleoptera vor allem Diptera und Hymenoptera.
- c) Schwachholzelektor: Hier dominieren Coleoptera, Diptera, Thysanoptera und Homoptera.
- d) Stubbeneklektor: Erfasst ebenfalls auch mehrjährige Arten, hauptsächlich Diptera, Hymenoptera, Coleoptera und Collembola, in nennenswerter Zahl auch Araneae, Homoptera, Thysanoptera und Heteroptera.

Zeitaufwand und Kosten (Installation, Betrieb, Praktikabilität)

Die Erstinstallation ist sehr aufwendig, da liegende Bäume mitunter freigeräumt und teilweise ausgegraben werden müssen. Außerdem müssen die Eklektor-Halbschalen an den Baum angepasst werden. Der Zustand des Stammes muss genau dokumentiert werden, so auch die Umgebung (zu erfassende Parameter oben beschrieben). Eine Person mit langjähriger Erfahrung in der Erfassung mit Eklektoren sollte bei der Erstinstallation anwesend sein. Die Anschaffungskosten belaufen sich je nach Typ auf 300 € bis 1000 €. Wildschäden an installierten Eklektoren können vorkommen, sind aber recht selten (Dorow et al. 1992).

Forschungs- und Entwicklungspotenzial

Die Änderung des Mikroklimas innerhalb eines Totholzelektors und damit beispielsweise Auswirkungen auf das Schlüpfverhalten von Totholzkäfern ist nicht ausreichend erforscht (Økland 1996).

Literatur

- Burns, M.L., Smith, M., Slade, E.M., Ennos, R.A., 2014. The saproxylic activity index: a new tool for the rapid assessment of deadwood species during Forest Restoration. *Open Journal of Forestry* 4, 144-150.
- Dorow, W.H.O., Flechtner, G., Kopelke, J.-P., 1992. Naturwaldreservate in Hessen 3 - Zoologische Untersuchungen: Konzepte. *Mitteilungen der Hessischen Landesforstverwaltung* 26, 158 S.
- Økland, B., 1996. A comparison of three methods of sampling saproxylic beetles. *European Journal of Entomology* 93, 195-209.
- Winter, K., Bogenschütz, H., Dorda, D., Dorow, W.H.O., Flechtner, G., Graefe, U., Köhler, F., Menke, N., Schauermann, J., Schubert, H., Schulz, U., Tauchert, J., 1999. Programm zur Untersuchung der Fauna in Naturwäldern. IHW Verlag.

2.13 Bodenphotoeklektor (soil / ground photo-elector / emergence trap)

Allgemeine Beschreibung

Der Bodenphotoeklektor ist entwickelt worden, um flächenbezogene Daten zu erhalten, indem man sogenannte Schlüpfabundanzen erfasst. Dabei wird eine zeltartige Konstruktion über einer fest definierten Bodenfläche angebracht, um alle dort schlüpfenden Insekten abfangen zu können. Für Programme zur Erfassung der Waldfauna ist diese Methode ein wichtiger Standard (Winter et al. 1999), wobei der Eklektor meist in Kombination mit einer Bodenfalle verwendet wird, um epigäische Räuber aus dem Fangbereich des Bodenphotoeklektors zu entfernen und so deren Beeinflussung der Fangergebnisse zu verhindern. Außerdem sind die aus der Bodenfalle gewonnenen Daten in Ergänzung zu den Daten aus den Eklektorkopfdosen zu sehen. Es gibt bei dieser Erfassungsform ein relativ einheitliches Bauprinzip, das eine Grundfläche von 1 m² beprobt. Prinzipiell kann man zwischen drei Typen unterscheiden: Zelt-, Stubben- und Totholzeklektor (Dorow et al. 1992). Die beiden letztgenannten sind Sonderfälle des ersteren (siehe Totholzeklektor). Stubbeneklektoren werden über Baumstümpfen angebracht, Totholzeklektoren über größeren Stücken liegenden Totholzes.

Standardisierbarkeit

Zwar können die Individuenzahlen aus dem Eklektor einer fest definierten Fläche zugeordnet werden, allerdings handelt es sich dabei um sogenannte Schlüpfabundanzen (Dorow et al. 1992), da kein festes Bodenvolumen abgegrenzt wird. Weniger aktive Arten können dementsprechend unterrepräsentiert sein. Bei der Standardisierung sind der Waldvegetationstyp und der Zwischenstammbereich zu beachten.

Phänologie: Die Falle wird standardmäßig ein Jahr betrieben und kann anschließend versetzt werden (nach Schneeschmelze). Leerungsintervalle sollten je nach Fragestellung festgelegt werden.

Lebensraumtyp: Prinzipiell gibt es hinsichtlich von Lebensraumtypen keine grundsätzlichen Einschränkungen, auch wenn sie schwerpunktmäßig in Waldlebensräumen eingesetzt wird. Bodenzusammensetzung, eventuelle Streuauflage und Bodenbeschaffenheit sollten dokumentiert werden.

Standort: Für jedes zu untersuchende Waldgebiet sollten mindestens sechs Eklektoren eingesetzt werden, um ein möglichst vollständiges Artinventar zu erhalten. Die beiden Waldvegetationstypen mit dem größten Flächenanteil sollten mit jeweils drei Bodenphotoeklektoren bestückt werden (Winter et al. 1999). Folgende Kriterien sind bei der Standortwahl der einzelnen Eklektoren zu beachten: repräsentativer Waldbestand, homogener Zwischenstammbereich (Fallenstandort mit etwa gleichem Abstand zu umgebenden Stämmen), Stellen mit extremer Bodenverdichtung oder felsigem Untergrund vermeiden (u. a. aus forstlichen Standortkarten ableitbar). Die Umgebung ist genau zu dokumentieren. Bei Erstinstallation sollte ein Fachkundiger anwesend sein.

Witterung: Durch die Zeltkonstruktion ist dieser Fallentyp weitestgehend unabhängig von Witterungseinflüssen. Allerdings kann sich das Mikroklima innerhalb der Falle durch Sonneneinstrahlung erheblich verändern (Extraktionseffekt). Ist starke Sonneneinstrahlung am Standort zu erwarten, kann der dunkle Zeltstoff mit reflektierendem Material abgedeckt werden.

Erfassbares Artenspektrum

Besonders stark repräsentierte Gruppen sind Diptera, Coleoptera, Thysanoptera, Homoptera, Collembola und Araneae. Eine gute Übersicht über die Zusammensetzung der erfassten Arthropodengruppen für Zelt-, Stubben- und Totholzeklektoren findet sich in Dorow et al. (1992).

Zeitaufwand und Kosten (Installation, Betrieb, Praktikabilität)

Die Erstinstallation ist aufwendig, da die Falle teilweise eingegraben werden muss und die Umgebung dokumentiert werden sollte. Eine mit dem Fallentyp vertraute Person ist hier sehr hilfreich. Anschließende Leerung, Wartung und Zustandsdokumentation hingegen sind sehr viel weniger aufwendig als die Erstinstallation. Es kann zu Wildschäden an der Falle kommen (Alkohol in Bodenfalle und Kopfdose haben Lockwirkung) und nach besonders regenreichen bzw. heißen Tagen besteht die Gefahr des Überlaufens bzw. Austrocknens der Fanggefäße. Die Materialkosten belaufen sich auf ca. 300 bis 400 Euro pro Falle.

Forschungs- und Entwicklungspotenzial

Die Auswirkung des weiter oben beschriebenen Extraktionseffekts bei andauernder Sonneneinstrahlung ist nicht genügend erforscht. Hier wäre der Einsatz von Sensoren zur automatisierten Erfassung von Umweltparametern (Sonnenscheindauer, Lufttemperatur und -feuchtigkeit) innerhalb und außerhalb des Zeltes aufschlussreich (Data-Logger). Zusatzkosten und Aufwand wären im Vergleich zum Nutzen äußerst gering.

Literatur

- Dorow, W.H.O., Flechtner, G., Kopelke, J.-P., 1992. Naturwaldreservate in Hessen 3 - Zoologische Untersuchungen: Konzepte. Mitteilungen der Hessischen Landesforstverwaltung 26, 158 S.
- Winter, K., Bogenschütz, H., Dorda, D., Dorow, W.H.O., Flechtner, G., Graefe, U., Köhler, F., Menke, N., Schauermann, J., Schubert, H., Schulz, U., Tauchert, J., 1999. Programm zur Untersuchung der Fauna in Naturwäldern. IHW Verlag.

2.14 Lichtfang und Lichtfalle (light trap)

Allgemeine Beschreibung

Es gibt zwei Vorgehensweisen: eine temporäre, schnell zu installierende Lichtfalle (mit Anwesenheit des Erfassenden, sogenannter Lichtfang) und eine stationäre, langfristige Installation, die nur beim Aufbau die unbedingte Präsenz einer Fachfrau oder eines Fachmanns erfordert. Da die Wahl der Leuchtanlage und des Lichtfangstandorts bei dieser Erfassungstechnik ebenso entscheidend ist wie die Berücksichtigung der Witterung in der Fangnacht (einschließlich Mondphase), müssen bei einem standardisierten Verfahren für diese Punkte im Vorfeld genaue Parameter festgelegt werden.

Standardisierbarkeit

Lichtfallenfang ist eine hocheffiziente Erfassungsmöglichkeit. Standardisierte Verhältnisse in Bezug auf Lichtspektrum, Lichtintensität und Erfassungsdauer lassen Aussagen über Diversität und Diversitätsänderungen bei sensitiven Artengruppen zu. Ist der Fallenstandort festgelegt, sind hier auch semiquantitative Aussagen über Bestandsentwicklungen möglich. So gibt es beispielsweise das Rothamsted Insect Survey (RIS) light trap network mit speziellem Fallentyp, das seit Jahrzehnten Daten sammelt (mittlerweile gibt es europaweit mindestens in Dänemark, Finnland, Frankreich und Irland zusätzliche Erfassungsstandorte; Conrad et al. 2007). Solche Programme mit Verwendung stationärer Lichtfallen haben allerdings den Nachteil, dass sie im Gegensatz zum händischen Lichtfang mit deutlich größerem logistischem Aufwand verbunden sind (regelmäßige Leerung, Instandhaltung und Bestimmung großer Individuenzahlen). Der händische Lichtfang bietet deswegen eine flexible Alternative für die Inventarisierung der nachtaktiven Insekten verschiedener Lebensraumtypen, hat aber den Nachteil, dass er qualifizierte Personen im Feld erfordert und dadurch weniger leicht zu standardisieren ist.

Leuchtanlage: Welche emittierte Wellenlänge mit welcher Lichtintensität auf welche Arten wie wirkt, ist in vielen Fällen immer noch Gegenstand der Forschung (Jonason et al. 2014; Merckx und Slade 2014; Steinbauer et al. 2012). Es gibt bei den Leuchtanlagen prinzipiell zwei Möglichkeiten (nach Meier 1992):

- a) Leuchtstoffröhren und -lampen: Gebräuchlich sind superaktinische Röhren (320-480nm, 5-40 W) und sogenanntes Schwarzlicht. Vor- und Nachteile: geringe Hitzeentwicklung, niedriger Stromverbrauch, lange Lebensdauer, Emission von für Nachtfalter attraktiven Lichtspektren, geringe Fernwirkung (für kleinräumige und vergleichende Untersuchungen sinnvoll, da nur wenige Meter Reichweite), preisgünstig (ca. 30 € pro Röhre).
- b) Leuchtlampen (Entladungslampen): Wichtigste Typen sind Quecksilberdampf-Hochdruck-Lampe, Mischlichtlampe (mit Wolfram-Glühfaden) und Schwarzlichtlampe. Vor- und Nachteile: Hitzeentwicklung, große Helligkeit (100 - 500 W) und relativ hoher Stromverbrauch (es gibt handliche Modelle, die mit bis zu 300 W betrieben werden können), höhere Ausfallwahrscheinlichkeit, hohe Fernwirkung (etwa 15 m, für manche Arten $\geq 60\text{m}$; Truxa und Fiedler 2012), hohe Anschaffungs- und Betriebskosten, Betrieb über 250 W nicht empfehlenswert (viele Nachtfalter lassen sich dann auf Vegetation außerhalb des Lichtkreises nieder; es gibt Arten, die schwache Lichtquellen bevorzugen)

Phänologie: Empfohlen sind mindestens fünf bis sechs Leuchttermine pro Vegetationsperiode (Frühlingsmaximum Mitte / Ende März während der Hochblüte der Salweide), dann ab Mitte Mai mit drei- bis vierwöchigem Abstand bis September (definierte Witterung abpas-

sen, siehe unten); auf das Erscheinen der Schneespinner (im Februar) und einiger Frostspanner (im Oktober) sollte in einer standardisierten Erhebung nicht eingegangen werden (Meier 1992). Die stationäre Erfassung ist ganzjährig möglich und die Fallen werden zumindest beim RIS täglich geleert, um eine möglichst hohe zeitliche Auflösung zu erhalten.

Lebensraumtyp: Lichtfallen eignen sich für Offenland und Wald. Bei der parallelen Untersuchung verschiedener, benachbarter Lebensraumtypen sollte auf gleichzeitiges Leuchten geachtet werden (Mindestfallenabstand > 40 Meter; Meier 1992). Die Reichweite der Lockwirkung einer Falle ist bei standardisierten Bedingungen (vor allem Witterung und Standort) maßgeblich von der Leuchtanlage und der angelockten Art abhängig (zum Teil kommt es sogar zu einer höheren Lockwirkung auf eines der beiden Geschlechter einer Art).

Lichtfallen gelten als wenig invasiv (vor allem im Vergleich zu den vielen Lichtquellen in menschlichen Siedlungen), allerdings sollte bei kleinen Habitaten mit seltenen Arten auf eine Dauerinstallation verzichtet werden.

Standort: Wie bei Boden- und Malaisefallen hat die Wahl des Fallenstandorts (innerhalb eines Lebensraumtyps) großen Einfluss auf das erfasste Artenspektrum. Die Installation der Falle sollte deswegen immer von einer oder einem Fachkundigen durchgeführt werden. In Hügel- und Bergland kommt es beispielsweise zu charakteristischen nächtlichen Temperaturschichtungen mit warmer Hangzone und Kaltluftsee am Talgrund. In steil eingeschnittenen Tälern ist es am Oberhang also nicht nur wärmer, das Licht strahlt auch weiter aus, was das Fangergebnis beeinflusst (Schönborn 2003). Im Wald ist das nächtliche Klima meist homogener, aber auch hier ist auf Einflüsse durch Topographie und Vegetationsstruktur zu achten. Lichtfallen können auch in der Nähe von Gewässern eingesetzt werden.

Witterung: Die Witterung und die Mondphase haben sehr großen Einfluss auf das Fangergebnis (Yela und Holyoak 1997), schon geringe Unterschiede in Lufttemperatur und Bewölkung vermindern die Flugaktivität vieler Arten (Schönborn 2003). Prinzipiell sind dunkle, warme, windstille und feuchte Nächte am besten geeignet (Young 2005). Auf die Windrichtung ist ebenfalls zu achten, weil sie oftmals ein Indikator für die allgemeinen Witterungsbedingungen ist. In kalten, klaren, trockenen und hellen Nächten ist mit einem schlechten Fangergebnis zu rechnen.

Erfassbares Artenspektrum

Der Fang mittels Lichtfallen wird nicht nur zum Nachweis nachtaktiver Lepidopteren eingesetzt, sondern eignet sich auch zur Erfassung adulter Formen aquatischer Gruppen (vor allem Trichoptera; Peissner 1992).

Hauptsächlich: Diptera (vor allem auf Lichtspektren im sichtbaren Bereich), Lepidoptera und Trichoptera (vor allem im ultra-violetten Bereich)

Außerdem: Hymenoptera, Coleoptera, Neuroptera, Heteroptera, Auchenorrhyncha, Ephemeroptera und Plecoptera (die beiden letztgenannten nur, wenn sie schwärmen)

Zeitaufwand und Kosten (Installation, Betrieb, Praktikabilität)

Stationäre Lichtfallen sind aufwendig in der Anschaffung (ca. 300 bis 1000 €, Installation an geeignetem, leicht erreichbarem Ort), kostspielig im Betrieb (RIS: tägliche Leerung, anfällig für Vandalismus - auch Menschen werden von Licht angezogen - unter Umständen hoher Bestimmungsaufwand, Maximum: Juli / August), liefern dafür aber kontinuierlich Daten (unter standardisierten Bedingungen - eine wichtige Voraussetzung für ein Monitoring). Im Gegensatz dazu ist der händische Lichtfang kostengünstig (ca. 100 bis 300 €), hat keine Betriebskosten, erfordert aber eine Entomologin oder einen Entomologen vor Ort (je Leucht-

termin in Sommermonaten drei bis fünf Stunden Fangzeit). Außerdem muss prinzipiell flexibel auf die Witterung reagiert werden können.

Forschungs- und Entwicklungspotenzial

Die Lockwirkung verschiedener Lichtspektren und die Auswirkungen der Lichtintensität und der Witterung auf die Aktivität verschiedener Arten bzw. Artengruppen ist nicht vollständig geklärt (bei Lepidoptera noch am besten erforscht; van Langevelde et al. 2011; Wölfling et al. 2016). In diesem Zusammenhang ist der Einsatz von Leuchtdioden interessant, da sie in einem sehr engen Spektrum emittieren und so gezielt einzelne Artengruppen ansprechen könnten (Green et al. 2012; Infusino et al. 2017). Zudem gibt es Bemühungen, den Lichtfang mit Hilfe von Fotofallen (erfasstes Tier auf weißem Hintergrund) zu automatisieren. Ein gut trainierter Bestimmungs-Algorithmus kann eine Art potenziell in 90 % der Fälle richtig ansprechen. Die Entwicklung entsprechender Verfahren, beispielsweise des machine learnings mit Hilfe von deep learning basierten Algorithmen, schreitet rasch voran. Hogeweg et al. (2019) stellten jüngst erste Ergebnisse einer Testphase für ein Monitoring-Netzwerk aus „smart insect cameras“ vor. Die preisgünstigen Geräte machen alle 10 Sekunden Aufnahmen von einer 30 x 40 Zentimeter großen Fläche, die vertikal oder horizontal aufgespannt werden kann (beleuchtet oder in verschiedenen Farben; siehe Farbschalen). Diese Bilder werden mit oben genannten Algorithmen halbautomatisch ausgewertet, indem einzelne Insekten einer Art zugeordnet und diese Individuen sogar auf verschiedenen Aufnahmen wiedererkannt werden, sodass Mehrfachzählungen vorgebeugt werden kann. Bei dieser Form des Lichtfangs würden beträchtliche Personalkosten entfallen und es wäre eine kontinuierliche Erfassung möglich (Mayo und Watson 2007; Watson et al. 2004).

Literatur

- Conrad, K.F., Fox, R., Woiwod, I.P., 2007. Monitoring biodiversity: measuring long-term changes in insect abundance, In *Insect Conservation Biology Proceedings of the Royal Entomological Society's 23rd Symposium*. Hrsg. A.J.A. Stewart, T.R. New, O.T. Lewis. CABI, Oxfordshire.
- Green, D., Mackay, D., Whalen, M., 2012. Next generation insect light traps: The use of LED light technology in sampling emerging aquatic macroinvertebrates. *Australian Entomologist* 39, 189-194.
- Hogeweg, L., Laurens, Z., Katrmanos, I., Jongejans, E., 2019. Smart insect cameras. *Biodiversity Information Science and Standards* 3, e39241.
- Infusino, M., Brehm, G., Di Marco, C., Scalercio, S., 2017. Assessing the efficiency of UV LEDs as light sources for sampling the diversity of macro-moths (Lepidoptera). *European Journal of Entomology* 114, 25-33.
- Jonason, D., Franzén, M., Ranius, T., 2014. Surveying moths using light traps: Effects of weather and time of year. *PLOS ONE* 9, e92453.
- Mayo, M., Watson, A.T., 2007. Automatic species identification of live moths, In *Applications and Innovations in Intelligent Systems XIV*. SGAI 2006. Hrsg. R. Ellis, T. Allen, A. Tuson, pp. 58-71. Springer, London.
- Meier, M., 1992. Nachtfalter - Methoden, Ergebnisse und Problematik des Lichtfangs im Rahmen landschaftsökologischer Untersuchungen, In *Arten- und Biotopschutz in der Planung: Methodische Standards zur Erfassung von Tierartengruppen*. Hrsg. J. Trautner, pp. 203-218. verlag josef margraf, Weikersheim.
- Merckx, T., Slade, E.M., 2014. Macro-moth families differ in their attraction to light: implications for light-trap monitoring programmes. *Insect Conservation and Diversity* 7, 453-461.

- Peissner, T., 1992. Erfassung und Eignung des Makrozoobenthos für die Gütebestimmung und Beurteilung von Gewässern, In Arten- und Biotopschutz in der Planung: Methodische Standards zur Erfassung von Tierartengruppen. Hrsg. J. Trautner, pp. 75-96. Verlag Josef Margraf, Weikersheim.
- Schönborn, C., 2003. Methoden zur Erfassung von Nachtschmetterlingen - Grundlagen, Möglichkeiten und Voraussetzungen für aussagekräftige Ergebnisse (Insecta: Lepidoptera). Beiträge zur bayerischen Entomofaunistik 5, 7-15.
- Steinbauer, M.J., Haslem, A., Edwards, E.D., 2012. Using meteorological and lunar information to explain catch variability of Orthoptera and Lepidoptera from 250 W Farrow light traps. *Insect Conservation and Diversity* 5, 367-380.
- Truxa, C., Fiedler, K., 2012. Attraction to light – from how far do moths (Lepidoptera) return to weak artificial sources of light? *European Journal of Entomology* 109, 77-84.
- van Langevelde, F., Ettema, J.A., Donner, M., WallisDeFries, M.F., Groenendijk, D., 2011. Effect of spectral composition of artificial light on the attraction of moths. *Biological Conservation* 144, 2274-2281.
- Watson, A.T., O'Neill, M.A., Kitching, I.J., 2004. Automated identification of live moths (Macrolepidoptera) using digital automated identification System (DAISY). *Systematics and Biodiversity* 1, 287-300.
- Wölfling, M., Becker, M.C., Uhl, B., Traub, A., Fiedler, K., 2016. How differences in the settling behaviour of moths (Lepidoptera) may contribute to sampling bias when using automated light traps. *European Journal of Entomology* 113, 502-506.
- Yela, J.L., Holyoak, M., 1997. Effects of moonlight and meteorological factors on light and bait trap catches of noctuid moths (Lepidoptera: Noctuidae). *Environmental Entomology* 26, 1283-1290.
- Young, M., 2005. Insects in flight, In *Insect Sampling in Forest Ecosystems*. Hrsg. S.R. Leather, pp. 116-145. Blackwell Publishing, Oxford.

2.15 Erfassung von Makrozoobenthos in Fließgewässern (surveying macrofauna of watercourses)

Allgemeine Beschreibung

Unter Makrozoobenthos wird die Gesamtheit der in der Bodenzone und dem Uferbereich eines Gewässers lebenden und mit bloßem Auge erkennbaren tierischen Organismen verstanden. Es gibt zahlreiche Erfassungsmethoden für unterschiedliche aquatische Gruppen, was deren große Vielfalt bezüglich Mobilität, artspezifischem Verhalten und Nutzung verschiedener Mikrohabitate widerspiegelt (Blaustein und Spencer 2005). Deswegen wurden je nach Gruppe und Habitat spezielle Methoden entwickelt. Ein Standard für Makrozoobenthoserfassungen wurde mit dem Inkrafttreten der EG-Wasserrahmenrichtlinie (EG-WRRL) um die Jahrtausendwende etabliert. Diese im „Methodischen Handbuch Fließgewässerbewertung“ (Meier et al. 2006) festgehaltenen Vorgehensweisen werden heute in Deutschland großflächig eingesetzt. Im Folgenden ist die Methode zur Erfassung von Eintags- (Ephemeroptera), Stein- (Plecoptera) und Köcherfliegenlarven (Trichoptera) kurz vorgestellt. Das „Methodische Handbuch Fließgewässerbewertung“ bietet über die detaillierte Darstellung der standardisierten Freiland- und Labormethoden zur Entnahme und Bearbeitung von Makrozoobenthos hinaus eine operationelle Taxaliste, Bestimmungsliteraturlisten (einschließlich eigens erstellter Bestimmungsschlüssel) und verschiedene Berechnungsmethoden.

Erfassung von Ephemeroptera, Plecoptera und Trichoptera mittels Kicksampling

Das „Methodische Handbuch Fließgewässerbewertung“ beschreibt das standardisierte Vorgehen sehr genau, darum sei hier die Beschreibung des Vorgehens auf Seite 19 zitiert (es wird ein sogenannter Benthoskescher mit quadratischem Grundriss und einer Kantenlänge von 25 cm, einer Gaze-Maschenweite von 500 µm und einer Netztiefe von 70 cm, mit ausziehbarem Teleskopstiel von drei bis vier Metern Länge verwendet): „Die Beprobung erfolgt grundsätzlich entgegen der Fließrichtung beginnend am untersten Ende der Probestelle. Für die Entnahme einer Teilprobe wird eine Fläche von 25 x 25 cm² (projizierte Rahmenmaße des Keschers) bearbeitet. Dabei wird der Kescher senkrecht zum Gewässerboden aufgesetzt und das Substrat in Fließrichtung vor dem Kescher mit dem Fuß aufgewirbelt. Bei der Methode (Kicksampling genannt) wird das Substrat zu einer Tiefe von ca. 2 bis 5 cm aufgewirbelt, so dass möglichst viele Organismen in den Kescher gespült werden. In geringer Tiefe werden Grobkies bzw. größere Steine oder Totholz möglichst gründlich mit der Hand abgewaschen. Nach jeder etwa dritten bis fünften Teilprobenahme sollte der Kescher ausgeleert und das Substrat in einen mit ca. 2 bis 3 Litern Wasser gefüllten 10 Liter Eimer, eine flache Schüssel oder eine Weißschale überführt werden. Das gesamte Probenmaterial (ohne Wasser) sollte die Hälfte des Gefäßvolumens nicht überschreiten, andernfalls ist das Material auf entsprechend mehr Gefäße zu verteilen. Ist vorgesehen, nach der Probenahme das alternative Lebendsortierverfahren für das Freiland anzuwenden, besteht die Möglichkeit, die Teilproben bereits während der Probenahme auf mehrere Weißschalen aufzuteilen (z. B. alle 3-4 Kescherzüge). Rollen Grobkies oder größere Steine aufgrund starker Strömung in den Kescher, können diese schon zwischen der Entnahme von zwei Teilproben aus dem Kescher genommen werden, nachdem die anheftenden Organismen gelöst und in den Kescher überführt wurden.“

Auswahl der Probestelle

Eine geeignete Probestelle spiegelt den Zustand eines längeren Gewässerabschnitts oder eines gesamten Wasserkörpers wider, nicht etwa besondere Kleinstrukturen. Es sind Mor-

phologie und Habitatzusammensetzung (z. B. Befestigungsgrad des Uferbereichs, Vorhandensein von Totholz), Aufbau der Ufervegetation inklusive Beschattungsgrad und Anteile von Schnellen und Stillen zu berücksichtigen. Außerdem sollte beachtet werden, dass die Probestelle nicht in der Nähe von Brücken oder Belastungsstellen (z. B. punktuellen Einleitungen) liegt.

Die Länge der Probestelle sollte bei Bächen 20 - 50 m, bei mittelgroßen und großen Flüssen 50 - 100 m betragen.

Wahl des Zeitpunkts zur Probennahme

Probenahmen im Tiefland und im Mittelgebirge sind zwischen Februar und August möglich, in den Alpen und im Alpenvorland zwischen Februar und Mai. Es wird empfohlen, Bäche (in den Alpen auch Flüsse) von Februar bis April und Flüsse von Mai bis Juli zu beproben.

Forschungs- und Entwicklungspotenzial

Die Vorgehensweise zum Makrozoobenthos-Monitoring nach dem „Methodischen Handbuch Fließgewässerbewertung“ ist stark standardisiert und in Deutschland etabliert. Je nach konkreter Fragestellung könnte der Einsatz ergänzender Methoden sinnvoll sein. Adulte Trichoptera lassen sich zum Beispiel sehr gut mit Lichtfallen an Gewässern erfassen (siehe Lichtfalle). Diese Methode ist allerdings noch nicht umfassend standardisiert worden.

Literatur

- Blaustein, L., Spencer, M., 2005. Sampling devices and sampling design for aquatic insects, In *Insect Sampling in Forest Ecosystems*. Hrsg. S.R. Leather, pp. 186-220. Blackwell Publishing, Oxford.
- Meier, C., Haase, P., Rolaufts, P., Schindehütte, K., Schöll, F., Sundermann, A., Hering, D., 2006. *Methodisches Handbuch Fließgewässerbewertung - Handbuch zur Untersuchung und Bewertung von Fließgewässern auf der Basis des Makrozoobenthos vor dem Hintergrund der EG-Wasserrahmenrichtlinie*. www.fliessgewaesserbewertung.de.

2.16 Erfassung von Wasserkäfern in stehenden Gewässern (surveying beetles in ponds)

Allgemeine Beschreibung

Da Wasserkäfer mit ihren Lebenszyklen sehr eng an ihren Lebensraum gebunden sind, eine Beprobung stehender Gewässer mit ihrer oft dichten Ufervegetation aber nicht einfach ist, hat sich der Zeitfang mit Kescher und Sieb als einfache, aber geeignete Standardmethode durchgesetzt (Schmidl 1999). Als Ergänzung kann man Reusenfallen verwenden, die jedoch vor allem kleine Arten nicht ausreichend erfassen.

Standardisierbarkeit

Zeitfang mit Kescher und Sieb: Nach Schmidl (1999) werden in einem hinsichtlich Struktur und Vegetation möglichst einheitlichen Gewässerabschnitt für die Dauer von genau 90 Minuten Wasserkäfer gesammelt. Dazu werden in tieferen Abschnitten ein Wasserkescher (z. B. rund, 30 cm Durchmesser, 1 mm Maschenweite) und im Ufer- und Röhrichtbereich ein rundes Metall-Küchensieb mit verlängertem Griff (z. B. 25 cm Durchmesser, 5 mm Maschenweite) verwendet, da in letzterem der Siebinhalt besser ausgelesen werden kann. Die Methode ist von März bis November gleichermaßen anwendbar, Fänge im August sind jedoch oft individuenärmer wegen der zu dieser Zeit stattfindenden Verpuppung vieler Arten. Oertli et al. (2005) haben eine standardisierte Methode entwickelt, bei der mit einem einheitlichen Kescher (Öffnung 14 x 10 cm, Maschenweite 0,5 mm) für eine Erfassungseinheit (30 Sekunden) intensiv gekeschert wird, wonach der Fang ausgewertet werden kann. Die Anzahl der Erfassungseinheiten richtet sich nach der Größe des zu beprobenden Gewässers (vier bei 10 m², acht bei 100 m², 16 bei 1000 m² und 32 bei 10 000 m²).

Reusenfang: Mit Reusen können vor allem adephege Wasserkäfer (Larven und Adulte leben räuberisch) und einige große Hydrophilidae gefangen werden. Kleinere Hydrophiloidea und die stark substratgebundenen Dryopoidea werden nur selten in Reusen nachgewiesen (Schmidl 1999). Eine Reuse besteht üblicherweise aus einer Plastikwasserflasche, die auf 2/3 der Höhe aufgeschnitten und deren Flaschenoberseite mit der Schraubverschlussöffnung (> 2,5 cm) nach vorn wieder in den Flaschenkörper geschoben wurde. Diese Reusen (mit Luftblase zur Sauerstoffversorgung) werden im unmittelbaren Uferbereich eingebracht und können mit Ködern (ein Stückchen Schweineleber und / oder Leuchtdiode) versehen werden, um die Fangeffizienz zu steigern. Die Reusen müssen nach drei Tagen kontrolliert werden (im Sommer max. zwei Tage; bei Beköderung jeden Morgen!). Drei Beprobungstermine pro Jahr (Frühjahr, Frühsommer und Herbst) sind Standard. Um eine Vergleichbarkeit zwischen verschiedenen Gewässern bzw. über längere Monitoringzeiträume zu erreichen, sollten Zahl, Expositionszeit, Beköderung und Beschaffenheit der Reusen vereinheitlicht werden. Beachtet werden muss, dass Reusenfänge ähnlich wie Bodenfallen Aktivitätsdichten abbilden.

Auswahl der Probestelle

Eine geeignete Probestelle spiegelt den allgemeinen Zustand des stehenden Gewässers wider, nicht etwa besondere Kleinstrukturen. Es sind die Morphologie und Habitatzusammensetzung (z. B. Befestigungsgrad des Uferbereichs, Vorhandensein von Totholz) und Aufbau der Ufervegetation inklusive Beschattungsgrad zu berücksichtigen. Außerdem sollte beachtet werden, dass die Probestelle nicht in der Nähe von Fließgewässereinmündungen oder Belastungsstellen (z. B. punktuellen Einleitungen) liegt.

Forschungs- und Entwicklungspotenzial

Im Gegensatz zur standardisierten Fließgewässererfassung nach der Wasserrahmenrichtlinie gibt es kein derartig großflächiges Erhebungsverfahren für stehende Gewässer. In der Schweiz wurde anhand der Beprobung von 80 Teichen eine standardisierte Methode zur Biodiversitätserfassung von Wasserpflanzen, aquatischen Schnecken, Wasserkäfern, adulten Libellen und Amphibien entwickelt, die sich PLOCH [Plans (PL) d'eau (O) suisses (CH)] nennt (Oertli et al. 2005).

Mit den oben genannten Methoden lassen sich ohne großen Mehraufwand auch Wasserwanzen erfassen (vergleiche Strauss und Niedringhaus 2014).

Literatur

- Oertli, B., Joye, D.A., Castella, E., Juge, R., Lehmann, A., Lachavanne, J.-B., 2005. PLOCH: a standardized method for sampling and assessing the biodiversity in ponds. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems* 15, 665-679.
- Schmidl, J., 1999. Wasserkäfer stehender Gewässer (Hydradeephaga, Hydrophiloidea, Dryopoidea), In *Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD)*. pp. 196-201. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.
- Strauss, G., Niedringhaus, R., 2014. *Die Wasserwanzen Deutschlands*. WABV, Scheeßel.

3 Kurzzusammenfassungen etablierter Erfassungsmethoden für einzelne Artengruppen

Für eine durch den Auftraggeber dieser Recherchearbeit vorgegebene Auswahl von Insektengruppen (siehe Kapitel 1) werden hier zusammenfassend etablierte Erfassungsmethoden und artengruppenspezifische Aspekte mit Blick auf ein Monitoring dargestellt.

3.1 Heuschrecken (Orthoptera)

Sie sind in Deutschland mit einer überschaubaren Anzahl von 86 Arten vertreten. Die meisten davon sind im Offenland zu finden und zeigen klare Habitatsprüche (Detzel 1992). Zur vollständigen Erfassung ist man auf Sichtfang im weitesten Sinne angewiesen. In einer Kombination aus gezieltem Streifkeschern an geeigneten Strukturen und dem so genannten „Verhören“ des Lebensraums lassen sich die meisten Arten einer Fläche erfassen. Diese Vorgehensweise besticht durch ihre Effektivität und wird bereits seit Jahrzehnten eingesetzt (z. B. Gardiner et al. 2005; Poniowski 2008; Schuch et al. 2011), kann aber leider nur die Anwesenheit einer Art belegen und liefert somit qualitative Daten. Durch die Verwendung eines Ultraschallfrequenzmodulators (Bat-Detector) lassen sich zusätzlich Arten nachweisen, deren „Gesang“ nicht im für das menschliche Ohr hörbaren Frequenzbereich liegt. Will man quantitative Daten erhalten, sollte man ein sogenanntes Isolationsquadrat einsetzen (z. B. Behrens und Fartmann 2004; Gardiner und Hassall 2009; Gardiner et al. 2005; Helbing et al. 2014; Kormann et al. 2015; Lemke et al. 2010; Poniowski 2008), dessen Technik im Kapitel zum Sichtfang näher beschrieben ist. Diese Methode ist prinzipiell für Heuschrecken sehr gut geeignet – besser als standardisiertes Streifkeschern (z. B. Gardiner et al. 2005; Kruess und Tschardt 2002; Larson et al. 1997; O'Neill et al. 2002), da sie flächenbezogene Daten liefert und minimal invasiv ist, wenn die einzelnen Individuen vor Ort bestimmt werden, was entsprechende Artenkenntnis voraussetzt.

Einen sehr interessanten Ansatz zur quantitativen Erfassung entlang von Straßen haben (Penone et al. 2013) entwickelt. Sie erfassten Heuschreckengesänge mit am Fahrzeug montierten Aufnahmegeräten nach Standardprotokollen. Aus den so gewonnenen Daten ließen sich nicht nur zuverlässig Artidentitäten, sondern auch Aktivitätsdichten ableiten.

3.2 Libellen (Odonata)

Sie sind in Deutschland mit etwa 80 Arten vertreten. Libellen können repräsentativ über standardisierte Transektbegehungen erfasst werden (z. B. Harabiš und Dolný 2015; Kalkman et al. 2018; Oertli 2008; Smallshire und Beynon 2010); näheres zur Methodik ist im entsprechenden Kapitel zu finden. Prinzipiell stehen hier drei Erfassungsmöglichkeiten zur Verfügung: Larven-, Exuvien- oder Adultenzählungen, die alle ihre Vor- und Nachteile haben. Sollte (z. B. aufgrund ökonomischer Zwänge) nur eine der Möglichkeiten umgesetzt werden können, kann je nach Fragestellung die Exuvienzählung zu favorisieren sein (Oertli 2008). Das Vorhandensein des letzten Häutungsstadiums einer Art im Uferbereich ist der beste Indikator dafür, dass diese Spezies während ihres gesamten Lebenszyklus im entsprechenden Gewässer vorkam (Eiablage eingeschlossen). Außerdem bietet die standardisierte Exuvienerfassung eine verlässliche Abschätzung der Populationsdichte. Allerdings ist eine wiederholte Suche nötig (zeitaufwendig), die Exuvien haften je nach Art und Witterung unterschiedlich lange am Substrat und sind verschieden stark exponiert bzw. versteckt. Außerdem ist für ihre Bestimmung ein entsprechendes Maß an Expertise notwendig. Bei der Larvenerfassung steht man vor ähnlichen Herausforderungen (Oertli 2008). Außerdem müssen die gefangenen Tiere aus einer Probe heraussortiert werden und möglichst für alle Arten das jeweils letzte Larvenstadium für eine sichere Bestimmung vorliegen. Die alleinige

Erfassung von Adulten bei Monitoringaktivitäten ist meist durch die Tatsache bedingt, dass Erfassung und Bestimmung schneller und damit kostengünstiger durchzuführen sind – hier ist der Nachteil hinzunehmen, dass eine Art nicht unbedingt dem Gewässer zuzuordnen ist, an dem sie registriert wurde. Wanderungsbewegungen sind bei einigen Libellenarten häufig, was in den Erfassungsdaten von Adulten zu einem „Hintergrundrauschen“ führt (Oertli 2008).

3.3 Eintagsfliegen (Ephemeroptera), Köcherfliegen (Trichoptera) und Steinfliegen (Plecoptera)

Eintagsfliegen sind mit etwa 120 Arten, Steinfliegen mit etwa 80 Arten und Köcherfliegen mit mindestens 280 Arten in Deutschland vertreten. Zur Erfassung von Makrozoobenthos in Fließgewässern sind viele unterschiedliche Methoden gebräuchlich. Allerdings ist das sogenannte Kicksampling für eine repräsentative Beprobung der oben genannten Gruppen die gängige Methode, da es sich auf eine genau festlegbare Grundfläche bezieht und schnell und kostengünstig durchzuführen ist. Es wird seit Jahren bundesweit für die Fließgewässerbewertung eingesetzt (z. B. Jansen et al. 2000; Lorenz et al. 2004; Meier et al. 2006; Schulz 2016; Werth et al. 2005). Näheres dazu im entsprechenden Kapitel, weitere Methoden werden dort jedoch nicht oder nur am Rande behandelt (siehe dafür z. B. Gerecke et al. 2007; Jähnig et al. 2009; Werth et al. 2005). Zur repräsentativen Erfassung von adulten Köcherfliegen ist standardisierter Lichtfang ebenfalls geeignet (z. B. Peissner 1992; Wolf und Angersbach 2010). Es sind dafür pro Vegetationsperiode mindestens drei Leuchttermine zu veranschlagen (Juni, August, Oktober). Bei der Wahl des zu beprobenden Gewässerabschnitts sollte eine fachkundige Person mit einbezogen werden.

3.4 Netzflügler (Neuroptera)

Die Ordnung ist in Deutschland mit etwa 120 Arten vertreten. Mindestens zwanzig der Arten sind nur in Baumkronen zu finden. Die repräsentative Erfassungsmethode für diese Arten ist die Kreuzfensterfalle (z. B. Gruppe et al. 2008; Gruppe und Müller 2007; Wermelinger et al. 2017), die je nach Fragestellung sehr gezielt platziert werden kann. Für die Arten des Offenlandes können Lichtfallen verwendet werden (z. B. Ábrahám et al. 2003; Szentkirályi und Kazinczy 2002; Vas et al. 2001), deren Nutzung kaum ökologische Kenntnisse der einzelnen Arten voraussetzt. Standardisiertes Streifkeschern bzw. der Sichtfang im entsprechenden Lebensraum einer Art (besonders an Blättern der Ufervegetation) ist bei dieser verhältnismäßig artenarmen Gruppe allerdings die Standarderfassungsmethode (Saure und Gruppe 1999). Um repräsentative Ergebnisse zu erhalten, sollten pro Jahr mindestens drei Begehungen zwischen Mai und September veranschlagt werden. Für die vollständige Erfassung der Arten eines Lebensraums ist eine mehrjährige Untersuchung notwendig (Saure und Gruppe 1999).

3.5 Zikaden (Auchenorrhyncha)

Diese Gruppe ist in Deutschland mit mindestens 650 Arten vertreten. Etwa zwei Drittel der Pflanzensauger kommen im Offenland vor, die restlichen sind während ihres Lebenszyklus entweder teilweise (im Larven- oder Adultstadium) oder ganz an Gehölze gebunden. Bei Zikaden ist das standardisierte Streifkeschern für relative Diversitäts- und Abundanzvergleiche am besten geeignet und wird schon seit den 1950er Jahren im Grasland eingesetzt (z. B. Marchand 1953; Schiemenz 1969; Schuch et al. 2012). Je nach Vegetationshöhe und -dichte ist die Methode allerdings auf Arten der Krautschicht beschränkt und bodennahe Tiere werden schlechter erfasst. Eine Ergänzung bietet der standardisierte Saugfang (z. B. Buffington und Redak 1998; Buri et al. 2012; Kormann et al. 2015; Körösy et al. 2012), der

sich in den letzten zwei Jahrzehnten fest etabliert hat (Cherril et al. 2017; Standen 2000). Bei der Erfassung bodennaher Arten erzielt er bessere Ergebnisse, allerdings sind diese auch von der Vegetationshöhe und -dichte abhängig (Sanders und Entling 2011). Zusätzlich ermöglicht er eine flächenbezogene Erfassung, was ihn zu einer sehr wertvollen Methode für Monitoringaktivitäten macht. Zur repräsentativen Erfassung der Zikadenfauna der Bäume und Sträucher lassen sich Kreuzfenster- und Malaisfallen einsetzen, allerdings sind diese Methoden nicht hauptsächlich für Zikaden gebräuchlich und deswegen diesbezüglich weniger erprobt. Fogging (Einnebeln von Baumkronen mit Insektizid bzw. Betäubungsmittel) eignet sich sehr gut zur repräsentativen Wiedergabe einer Zikadenpopulation im Kronenraum, ist aber aufgrund extrem hoher Anforderungen an eine fachgerechte Durchführung (z. B. absolute Windstille und viel Erfahrung mit der Methode) nicht besonders gut für Monitoringaktivitäten geeignet.

3.6 Wanzen (Heteroptera)

Wanzen sind mit knapp 1000 in Deutschland vorkommenden Arten eine relativ große Artengruppe. Sie sind in allen Lebensraumtypen zu finden. Ein überwiegender Teil der Arten ist phytophag, allerdings gibt es auch etliche räuberische Vertreter. Es existieren sowohl terrestrische als auch limnische Arten. Diese Vielfalt an Lebensraumsansprüchen bedingt ein großes Spektrum an Erfassungsmöglichkeiten. Im Offenland sind standardisiertes Streifkeschern (z. B. Körösy et al. 2012; Littlewood et al. 2012; Schuch et al. 2012; Simons et al. 2016; Zurbrügg und Frank 2006) und Saugfang (z. B. Kormann et al. 2015; Littlewood et al. 2012; Standen 2000) repräsentativ, mit ähnlichen Vor- und Nachteilen wie bei den Zikaden. Auch Lebensräume, in denen Gehölze dominieren, lassen sich wie bei Zikaden gut mit Kreuzfenster- und Malaisfallen abdecken (z. B. Goßner et al. 2006). Auch Stammeklektoren eignen sich für die repräsentative Erfassung von Wanzen. Bei der Auswahl der Methode kann man sich bei Wanzen daher gut an Synergien orientieren, die ein bestimmter Fallentyp in Bezug auf andere Gruppen mit sich bringt. Die repräsentative Erfassung von Wasserwanzen gleicht der Erfassung von Wasserkäfern in stehenden Gewässern. Näheres dazu im entsprechenden Kapitel oder bei Strauss und Niedringhaus (2014).

3.7 Großschmetterlinge (Macrolepidoptera): Tagfalter

Sie sind in Deutschland mit mindestens 150 Arten vertreten. Die meisten Arten kommen im Offenland vor. Die standardisierte Transektbegehung (z. B. Filz et al. 2013; Kormann et al. 2015; Kruess und Tschardt 2002; Schmitt et al. 2008; Schneider und Fry 2001; Skórka et al. 2013; Zhang et al. 2018) ist bei der Erfassung von Tagschmetterlingen gängiger Standard, von dem zahlreiche Monitoringprogramme in ganz Europa zeugen (van Swaay et al. 2018). Allein in Deutschland werden auch über das Tagfalter-Monitoring Deutschland hinaus etliche solcher Erfassungen durchgeführt (Lang et al. 2016b), die sich zum Teil von Bundesland zu Bundesland in der Methodik leicht unterscheiden können. Schlüsselfaktoren bei der Festsetzung der Rahmenbedingungen sind die Transektlänge, die Anzahl der Begehungen und das Zeitfenster, in der die Artenaufnahme stattfindet. Transektlängen von einem Kilometer Länge haben sich als optimal bei Kosten-Nutzen-Analysen für abhängige Stichproben und nahe beieinander liegenden Transekten herausgestellt (Lang et al. 2016a). Mit vier Begehungen pro Jahr (mindestens eine davon während der Hauptauftritts der meisten Arten im Juli oder August) können etwa 90 % des vorhandenen Artenspektrums abgebildet werden.

3.8 Großschmetterlinge (Macrolepidoptera): Nachtfalter

In Deutschland sind sie mit mindestens 1160 Arten ähnlich artenreich wie die Wanzen. Sie sind in allen Lebensräumen gleichermaßen anzutreffen. Die repräsentative Erfassungsmethode ist unbestritten der standardisierte Lichtfang (z. B. Infusino et al. 2017; Meier 1992; Shortall et al. 2009; van Langevelde et al. 2011; Wölfling et al. 2016). Seiner hohen Fangeffizienz steht der Nachteil seiner starken Anfälligkeit gegenüber abiotischen Einflüssen (Witterung, Mondphase) gegenüber (Hirao et al. 2008; Holyoak et al. 1997; Jonason et al. 2014; Schönborn 2003; Yela und Holyoak 1997). Pro Standort und Jahr sind fünf bis 10 Leuchttermine zu veranschlagen. Auch die Auswahl der Leuchtanlage ist von zentraler Bedeutung, da sowohl emittiertes Strahlungsspektrum, als auch Lichtintensität eine große Rolle spielen. Näheres dazu im entsprechenden Kapitel.

3.9 Zweiflügler (Diptera): Schwebfliegen (Syrphidae)

In Deutschland kommen mindestens 450 Arten vor. Da sich verschiedene Arten entsprechend ihrer Verhaltensweise unterschiedlich gut erfassen lassen (Franke und Zucchi 1996), sollten sich ergänzende Methoden verwendet werden. Zur Erfassung können in allen Lebensraumtypen zum Beispiel Farbschalen (z. B. Campbell und Hanula 2007; Dormann et al. 2007; Franke und Zucchi 1996; Hendrickx et al. 2007; Kormann et al. 2015; Schweiger et al. 2007) oder Malaisefallen zum Einsatz kommen (z. B. Campbell und Hanula 2007; Franke und Zucchi 1996; Martin und Grell 1999; Stuke 1995). Beide Methoden haben den Vorteil, dass sie relative Vergleiche zulassen. Von Nachteil ist, dass sie jeweils nicht alle vorkommenden Arten erfassen können bzw. selektiv wirken und ihre Fangeffizienz stark standortabhängig ist. Deswegen sollte ergänzend Sichtfang durch eine Artenkennerin bzw. einen Artenkenner durchgeführt werden (vgl. Dziocck und Schanowski 2003; Franke und Zucchi 1996; Martin und Grell 1999; Salveter 1998). Auch die Falleninstallation muss von fachkundigen Personen begleitet werden (Martin und Grell 1999), da die Selektivität durch einen unzureichend gewählten Standort steigt.

3.10 Hautflügler (Hymenoptera): Wildbienen (Apoidea)

Für Deutschland sind 570 Arten bekannt. Die meist licht- und wärmeliebenden Wildbienen sind hauptsächlich im Offenland zu finden, in Wäldern überwiegend an sonnigen Stellen (Lichtungen, Bestandslücken, innere und äußere Waldränder). Der Sichtfang ist stets anderen Fangmethoden vorzuziehen, wenn eine möglichst vollständige Erfassung des Artenspektrums angestrebt wird oder biologische und ökologische Informationen (z. B. zur Ressourcennutzung) gewonnen werden sollen (Westrich 2018). Der Lebensraum einer Bienenart kann aus mehreren Teillebensräumen bestehen, in denen jeweils die einzelnen erforderlichen Requisiten wie z. B. Nahrungspflanzen, Abbruchkanten, Hohlwegwände, Altholz-Bestände, vegetationsfreie oder schütter bewachsene Flächen enthalten sein müssen (Schwenninger 1992). Mit dem Vorkommen einer bestimmten Art lassen sich Rückschlüsse auf die Strukturvielfalt ziehen, allerdings ist das kein eindeutiger Beleg für die tatsächliche Nutzung eines Requisites (biotopfremde Arten). Darum liefert die Verwendung von Farbschalen, Fenster- oder Malaisefallen (z. B. Dormann et al. 2007; Hendrickx et al. 2007; Kormann et al. 2015; Stuke 1995; Tischendorf und von der Heide 2001; Westphal et al. 2008) bedeutend weniger biologische oder ökologische Informationen als der Sichtfang (Westrich 2018). Diese Fallen können, wie auch standardisiertes Streifkeschern oder standardisierte Transektbegehungen, zur standardisierten Erfassung von Beständen und zur Ermittlung von Bestandstrends eingesetzt werden, das Fangergebnis ist bei Fallen allerdings stark vom Standort und von der Lockwirkung der Farbe abhängig (Weber 1999). Zudem ist der Sortier-, Auswertungs- und Bestimmungsaufwand im Vergleich zum Sichtfang

enorm hoch. Bei großangelegten Langzeit-Monitoringaktivitäten ist die Farbschale als effektivste und kosteneffizienteste Erfassungsmethode anzusehen (Westphal et al. 2008), auch wenn sie nur eingeschränkt und schwer interpretierbare quantitative Daten liefert. Auch ist, je nach Artengruppe, die standardisierte Transektbegehung eine mögliche effiziente Methode, die qualitative und quantitative Daten liefern kann (etabliert beim „BeeWalk“ vom Bumblebee Conservation Trust aus England und „All-Ireland Bumblebee Monitoring Scheme“ des National Biodiversity Data Centre aus Irland). Diese Methode könnte mit Blick auf diesbezüglich weniger geeignete Artengruppen unter den Wildbienen (kleinere, unscheinbarere oder sich bodennah oder in der Vegetation aufhaltende Arten) auch modifiziert eingesetzt werden, z. B. durch Streifkeschern oder Sichtfang innerhalb des standardisierten Transekts.

3.11 Hautflügler (Hymenoptera): Grabwespen (Spheciformes, früher Sphecoidea)

Für Deutschland wurden etwa 250 Arten nachgewiesen. Die deutlichsten ökologischen Unterschiede zu den Wildbienen finden sich in der Brutfürsorge bzw. Brutpflege. Zwar errichten Grabwespen, ebenso wie solitär lebende Wildbienen, unterirdisch oder in geeigneten Hohlräumen Brutkammern (z. B. in morschem Holz, Mauern, verlassenen Brutkammern anderer Hautflügler oder Pflanzenstängeln), allerdings wird der Nachwuchs nicht mit Pollen oder Nektar versorgt, sondern mit verschiedenen Insekten- oder Spinnenarten (Blösch 2014). Viele Grabwespenarten sind - ähnlich wie Wildbienen - auf bestimmte Habitatstrukturen bzw. Requisiten und Wirtsarten angewiesen. Insofern ist, wie bei anderen Artengruppen auch, der Sichtfang anderen Methoden vorzuziehen (z. B. Donie 2008; Kraatz 2005; Winkler 2007), um die tatsächliche Nutzung eines Requisites zweifelsfrei zu belegen (Ausschluss biotopfremder Arten). Andere Methoden wie Malaisefallen oder Farbschalen lassen sich jedoch nutzen, um spezielle Fragestellungen zu beantworten (z. B. Cruz-Sánchez et al. 2011; Stuke 1995; Tischendorf und von der Heide 2001).

3.12 Hautflügler (Hymenoptera): Blattlaus-Parasitoide

Blattläuse sind meist besonders zahlreich in Monokulturen anzutreffen, so dass man an sie angepasste Parasitoide dort ebenfalls in größeren Mengen findet. Neben standardisiertem Streifkeschern (z. B. Vollhardt et al. 2008) ist das Erfassen von sogenannten Blattlausmumien eine gängige Methode, um nicht nur repräsentative Artenzahlen und relative Abundanz, sondern vor allem flächenbezogene Abundanz zu erhalten (z. B. Andrade et al. 2016; Müller et al. 1999; Nyabuga et al. 2010). Dazu wird eine Fläche festgelegt und die darin parasitierten Blattläuse möglichst vollständig manuell abgesammelt (jede einzelne Pflanze muss abgesucht werden). In komplexen Habitaten (außerhalb von Monokulturen) sind Blattlaus-Parasitoide außerdem mit Malaisefallen und Farbschalen gut erfassbar (Fraser et al. 2008). Beide Methoden sind hinsichtlich der Feldarbeit weniger zeitaufwendig als Mumienzählungen und decken zusätzlich noch andere Artengruppen mit ab, liefern allerdings keine flächenbezogenen Abundanz und erzeugen einen größeren Sortieraufwand. Bei gefangenen Adulten lässt sich die Art direkt bestimmen, die „Insassen“ von Blattlausmumien hingegen müssen erst zum Schlupf gebracht werden, um die Parasitoiden auf Art-niveau zuordnen zu können.

3.13 Käfer (Coleoptera): Ausgewählte Käferfamilien

Die Käfer sind die mit Abstand artenreichste Insektenordnung der Erde. Die hier präsentierte Auswahl spiegelt nur einen Teil des in Deutschland vorkommenden Spektrums wider. Aufgrund einer Vielzahl von zum Teil sehr versteckt lebenden Arten ist für eine vollständige

Erfassung einer Käferfamilie eines bestimmten Lebensraums im Allgemeinen der von einer Spezialistin oder einem Spezialisten durchgeführte Sichtfang mit verschiedenen Hilfsmitteln (z. B. Kescher, Klopfschirm, Sieb) am besten geeignet. Allerdings gibt es einige standardisierbare Erfassungsmethoden, die sich bewährt haben und die sich für manche Käferfamilien recht gut eignen. Im Folgenden sind Beispiele aufgeführt.

3.13.1 Blatthornkäfer (Scarabaeidae)

Diese Käferfamilie umfasst etwa 160 Arten in Deutschland mit unterschiedlichen funktionellen Gruppen und Habitatansprüchen. Einen wichtigen Teil stellen die Dung liebenden Arten. Außerdem gibt es unter den Blatthornkäfern Arten, die Totholz benötigen (siehe Teilabschnitt Totholzkäfer) oder Blütenbesucher. Für die Dung liebenden Arten ist der Einsatz von Bodenfallen mit Ködern eine Erfassungsmöglichkeit (z. B. Doube und Giller 1990; Errouissi et al. 2004; Larsen und Forsyth 2005; Slachta et al. 2009; Waszmer 1995). Einerseits ist dieser Fallentyp sehr effizient, andererseits jedoch schwer zu standardisieren (Young 2005). Näheres dazu im entsprechenden Kapitel. Eine andere gute Form der Erfassung bieten zusätzlich Lichtfang (Rheinheimer und Hassler 2013) und Kreuzfensterfalle (z. B. Dorow et al. 1992; Wermelinger et al. 2017). Mit beiden Methoden lassen sich auch Arten außerhalb der Familie der Blatthornkäfer nachweisen (hier können Synergien genutzt werden) und zumindest letztere wirkt nicht selektierend, im Gegensatz zur beköderten Bodenfalle oder dem Lichtfang.

3.13.2 Bockkäfer (Cerambycidae)

Sie sind mit knapp 200 Arten in Deutschland vertreten. Diese ernähren sich hauptsächlich von Pollen, Blättern oder ausfließenden Baumsäften. Die Larvalentwicklung erfolgt überwiegend in Holz oder krautigen Pflanzen. Entsprechend sind die meisten Arten in Wäldern oder waldähnlichen Landschaftsstrukturen zu finden. Zur Erfassung eignen sich Stamm-Eklektoren und Kreuzfensterfallen (Dorow et al. 1992), die die Standardmethoden in Waldhabitaten darstellen (z. B. Goßner et al. 2006; Økland 1996; Wermelinger et al. 2007; Wermelinger et al. 2017). Viele Arten lassen sich auch gut mit Malaisefallen nachweisen (Skvarla und Dowling 2017), die entsprechend auf Lichtungen oder an Gehölzsäumen platziert werden müssen.

3.13.3 Düsterkäfer (Melandryidae)

Sie sind in Deutschland mit 34 Arten vertreten. Sowohl Adulte als auch Larven leben unter der Rinde alter Bäume, auf verpilzten Ästen oder in Mulm (siehe Teilabschnitt Totholzkäfer).

3.13.4 Laufkäfer (Carabidae)

Laufkäfer sind mit knapp 570 Arten in Deutschland vertreten. Es sind überwiegend nachtaktive Jäger, die sich von anderen Insektenarten und deren Larven ernähren. Allerdings gibt es auch Arten, die teilweise oder vollständig phytophag leben (hier spielen vor allem Samen und Pollen eine Rolle). Als Standardmethode ist die Bodenfalle (z. B. Brooks et al. 2012; Dormann et al. 2007; Hendrickx et al. 2007; Jähnig et al. 2009; Lange et al. 2011; Wermelinger et al. 2017) von zentraler Bedeutung (Trautner und Fritze 1999), deren Vorteil in geringen Kosten und der einfachen Handhabung liegt (siehe entsprechendes Kapitel). In bestimmten Biotoptypen (z. B. Überschwemmungsgebieten) wird das standardisierte Handaufsammeln innerhalb eines vorher festgelegten Zeitraums oft bevorzugt (Details in Trautner und Fritze 1999). Rheinheimer und Hassler (2013) beschreiben den Lichtfang als eine ebenfalls geeignete Methode, um Laufkäfer zu erfassen.

3.13.5 Sandlaufkäfer (Cicindelinae, früher Cicindelidae)

siehe Laufkäfer.

3.13.6 Prachtkäfer (Buprestidae)

Sie sind mit etwa 100 Arten in Deutschland vertreten. Diese sind fast ausschließlich in Wärmegebieten Süddeutschlands zu finden. Adulte und Larven sind phytophag und zum Teil streng an ihre Wirtspflanzen gebunden. Sie ernähren sich von Holz, Rinde und Blättern (Nadeln) ihrer Wirtspflanzen. Geeignete Erfassungsmethoden sind Kreuzfensterfallen und Stamm- bzw. Totholzeklektoren (z. B. Wermelinger et al. 2007).

3.13.7 Schnellkäfer (Elateridae)

Sie sind mit 150 Arten in Deutschland vertreten. Die Adulten fressen an Blättern und Blüten, die Larven leben in der Erde oder unter Rinde und in Totholz. Teilweise ernähren sie sich von Pflanzenwurzeln (Drahtwürmer) oder leben räuberisch. Entsprechend ist die Wahl der Erfassungsmethoden vom untersuchten Habitattyp abhängig. Im Wald werden meist Kreuzfensterfallen und Stamm- bzw. Totholzeklektoren eingesetzt (Quinto et al. 2013). Außerdem sind für die überwiegende Zahl der Arten mit im Boden lebenden Larvenstadien Bodenphotoeklektoren sehr gut geeignet. Im Offenland hingegen werden Schnellkäferarten oft mit Streifkeschern erfasst. Der Einsatz von Ködern in Form von Pheromonfallen ist bei seltenen Indikatorarten eine wesentlich effizientere Nachweismethode (Andersson et al. 2014).

3.13.8 Schwimmkäfer (Dytiscidae)

Diese Käferfamilie ist in Deutschland mit knapp 150 Arten vertreten und stellt nur einen kleinen Teil der in Gewässern zu findenden Käferarten dar. Vertreter dieser Familie kommen in nahezu allen pflanzenreichen Gewässertypen vor. In den Kapiteln Erfassung von Wasserkäfern in stehenden Gewässern und Erfassung von Makrozoobenthos in Fließgewässern sind geeignete Methoden beschrieben, die auch für diese Käferfamilie zu empfehlen sind.

3.13.9 Schröter (Lucanidae)

Die sieben in Deutschland vertretenen Arten sind streng geschützt. Ihre Larven entwickeln sich in Totholz, die Adulten lecken gerne ausfließende Baumsäfte. Aufgrund ihrer Seltenheit und ihrer speziellen Habitatansprüche können Schröter nur mit gezieltem Sichtfang durch eine Spezialistin oder einen Spezialisten vollständig erfasst werden.

3.13.10 Rosenkäfer (Cetoniinae, früher Cetoniidae)

Sie sind der Familie der Blatthornkäfer zuzurechnen. Die Larven entwickeln sich in Detritus oder Mulm, die Adulten lecken ausfließende Pflanzen- bzw. Baumsäfte und sind oft in Baumhöhlen zu finden. Aufgrund ihrer speziellen Habitatansprüche werden Rosenkäfer mit gezieltem Sichtfang durch eine Spezialistin oder einen Spezialisten erfasst.

3.13.11 Rüsselkäfer (Curculionidae)

Dies ist die in Deutschland mit knapp 1400 Arten nach den Staphylinidae artenreichste Käferfamilie. Rüsselkäfer sind ökologisch sehr bedeutsame Phytophage. Viele Arten sind hochspezialisiert, etliche können nur einzelne Pflanzenarten nutzen, andere stellen spezielle Biotopansprüche und sind daher nur wenig wanderfreudig. Solche Arten können als sogenannte „Zeigerarten“ für die ökologische Bewertung von Biotopen dienen. Der Sichtfang

mit Klopfschirm und Kescher und das Aussieben der Bodenstreu sind sehr gut für die Erfassung geeignet (Details in Rheinheimer und Hassler 2013). Im Grasland ist diese Käferfamilie auch sehr effizient mit standardisiertem Saugfang zu erfassen (Sanders und Entling 2011).

3.13.12 Bohrkäfer (Bostrichidae)

siehe Totholzkäfer (xylobionte Coleoptera)

3.13.13 Plattkäfer (Cucujidae)

siehe Totholzkäfer (xylobionte Coleoptera)

3.13.14 Runzelkäfer (Rhysodidae)

siehe Totholzkäfer (xylobionte Coleoptera)

3.13.15 Totholzkäfer (xylobionte Coleoptera)

Unter den mindestens 1100 Arten in Deutschland (etwa 60 Familien) sind die Bockkäfer (Cerambycidae), Bohrkäfer (Bostrichidae), Plattkäfer (Cucujidae), Prachtkäfer (Buprestidae), Runzelkäfer (Rhysodidae), Schnellkäfer (Elateridae), Rüsselkäfer (Curculionidae) und Schröter (Lucanidae) vertreten. Die Erfassung von Totholzkäfern ist aufwendig. Schon bei der Erstbegehung eines Standortes sollte das gesamte Baum- und Strauchinventar, die Altersstruktur sowie der Anteil der unterschiedlichen Totholzelemente eingeschätzt werden (Bense 1992). Viele Arten lassen sich repräsentativ mit sogenannten Totholz-Eklektoren erfassen (z. B. Dorow et al. 1992; Köhler 1995; Schiegg 2001). Dieser Fallentyp bietet den Vorteil, dass er sich auf ein festgelegtes Volumen eines bestimmten Holztyps bezieht und somit absolute Vergleiche zulässt, ist allerdings recht aufwendig. Ebenfalls sehr gute Fangergebnisse erhält man mit der Kreuzfensterfalle (Bense 1992), die es vor allem ermöglicht, gezielt verschiedene Straten im Wald zu untersuchen (z. B. Bouget et al. 2008; Goßner et al. 2006; Gruppe et al. 2008; Skvarla und Dowling 2017; Wermelinger et al. 2017). Zwar sind hier nur relative Vergleiche möglich, aber die Falle kann mit wesentlich geringerem Aufwand installiert und betrieben werden. Auf ergänzende Methoden wie Käfersieb, nächtliches Ableuchten von Schlüsselstrukturen, Totholz-Klopfproben und regelmäßiger Sichtfang (Möller 2017) sollte zurückgegriffen werden, wenn eine möglichst vollständige Erfassung des Artenspektrums angestrebt wird. Allerdings sind diese Methoden von einer Spezialistin bzw. einem Spezialisten durchzuführen, da die Lebensraumsansprüche der einzelnen Arten eine große Rolle spielen und der oder dem Untersuchenden bekannt sein müssen. Eine Erhebung über mehrere Jahre hinweg ist ebenfalls unumgänglich, denn ein Teil der Arten hat z. B. eine mehrjährige Entwicklungsdauer und tritt darum nur in gewissen Jahren zahlreicher auf. Andere Arten leben so versteckt, dass man sie nur als Zufallsfund ermitteln kann. Schließlich lassen sich beispielsweise mit den als „typische Holzkäferarten“ geltenden Pracht-, Bock- oder Borkenkäfer kaum schattig-feuchte Bereiche mit von Holzpilzen besetzten Totholzstrukturen bewerten (Bense 1992), da diese in besagten Strukturen kaum zu finden sind. Eine Bestimmung aufgrund des Fraßbildes ist nur bei wenigen Käferfamilien möglich (z. B. Pracht- und Bockkäfer). Diese Anmerkungen sollen einige der Schwierigkeiten umreißen, die bei der standardisierten Erfassung von Totholzkäfern zu berücksichtigen sind.

3.14 Spinnentiere (Arachnida): Webspinnen (Araneae)

Neben den Insekten gelten die Webspinnen mit mindestens 1200 Arten als die wichtigste Arthropodengruppe für die naturschutzfachliche Bewertung. Prinzipiell kann man zwischen

am Boden lauernernden und jagenden (vaganten) Arten und solchen unterscheiden, die ihre Netze in der Vegetationsschicht aufspannen. Zur Erfassung ersterer ist die Bodenfalle (z. B. Blick 2008; Dormann et al. 2007; Kormann et al. 2015; Lange et al. 2011; Ratschker und Roth 2000; Wermelinger et al. 2017) seit vielen Jahrzehnten und in nahezu allen Lebensraumtypen als Standard gebräuchlich (Blick 1999). So kann die Spinnenfauna bei der Laufkäfererfassung leicht mit aufgenommen werden. Zusätzlich ist in Wäldern der Einsatz von Stamm-Eklectoren und Kreuzfensterfallen (z. B. Blick 2008 und 2011; Bräsicke et al. 2006; Wermelinger et al. 2017) sinnvoll, um Stratenwechsler und Kronenbesucher mit abdecken zu können. Für die Beprobung im Offenland sind standardisiertes Streifkeschern (Blick 1999) und Saugfang für ein breites Artenspektrum repräsentativ (z. B. Buri et al. 2012; Kormann et al. 2015; Sanders und Entling 2011). Mit dem Streifkescher können prinzipiell auch größere Arten erfasst werden, beim Saugfang hingegen nahezu ausschließlich Arten mit einer Körperlänge von unter 5 mm (Doxon et al. 2011). Als ergänzende Methode gelten Klopfproben an und das gezielte Absuchen von z. B. Bäumen und Sträuchern, d. h. der Sichtfang (Blick 1999). Außerdem treten Spinnen auch in beträchtlichem Maße als Beifänge bei zur Spinnenerfassung unüblichen Methoden auf (z. B. in Farbschalen, Malaisefallen, Fensterfallen, Lebend-Bodenfallen).

Literatur

- Ábrahám, L., Markó, V., Vas, J., 2003. Investigations on a neuropteroid community by using different methods. *Acta Phytopathologica et Entomologica Hungarica* 38, 199-204.
- Andersson, K., Bergman, K.-O., Andersson, F., Hedenström, E., Jansson, N., Burman, J., Winde, I., Larsson, M.C., Milberg, P., 2014. High-accuracy sampling of saproxylic diversity indicators at regional scales with pheromones: The case of *Elater ferrugineus* (Coleoptera, Elateridae). *Biological Conservation* 171, 156-166.
- Andrade, T.O., Krespi, L., Bonnardot, V., Baaren, J.v., Outreman, Y., 2016. Impact of change in winter strategy of one parasitoid species on the diversity and function of a guild of parasitoids. *Oecologia* 180, 877-888.
- Behrens, M., Fartmann, T., 2004. Habitatpräferenzen und Phänologie der Heidegrashüpfer *Stenobothrus lineatus*, *Stenobothrus nigromaculatus* und *Stenobothrus stigmaticus* in der Medebacher Bucht (Südwestfalen/Nordhessen). *Articulata* 19, 141-165.
- Bense, U., 1992. Methoden der Bestandserhebung von Holzkäfern, In Arten- und Biotopschutz in der Planung: Methodische Standards zur Erfassung von Tierartengruppen. Hrsg. J. Trautner, pp. 163-176. verlag josef margraf, Weikersheim.
- Blick, T., 1999. Spinnentiere, In Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD). pp. 147-160. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.
- Blick, T., 2008. Spider coenoses in strict forest reserves in Hesse (Germany). *European Arachnology (Proceedings of the 24th European Congress of Arachnology)*, 11-29.
- Blick, T., 2011. Abundant and rare spiders on tree trunks in German forests (Arachnida, Araneae). *Arachnologische Mitteilungen* 40, 5-14.
- Blösch, M., 2014. Grabwespen - Illustrierter Katalog der einheimischen Arten. VerlagsKG Wolf, Magdeburg.
- Bouget, C., Brustel, H., Brin, A., Noblecourt, T., 2008. Sampling saproxylic beetles with window flight traps: methodological insights. *Revue d'Ecologie* 10, 21-32.
- Bräsicke, N., Ratschker, U.M., Roth, M., 2006. Effekte des Waldumbaus von Kiefernbeständen auf die Spinnenfauna der Kronenregion (Arachnida: Araneae). *Mitteilungen der Deutschen Gesellschaft für Allgemeine und Angewandte Entomologie* 15, 189-194.

- Brooks, D.R., Bajer, J.B., Clark, S.J., Monteith, D.T., Andrews, C., Corbett, S.J., Beaumont, D.A., Chapman, J.W., 2012. Large carabid beetle declines in a United Kingdom monitoring network increases evidence for a widespread loss in insect biodiversity. *Journal of Applied Ecology* 49, 1009-1019.
- Buffington, M.L., Redak, R.A., 1998. A comparison of vacuum sampling versus sweep-netting for arthropod biodiversity measurements in California coastal sage scrub. *Journal of Insect Conservation* 2, 99-106.
- Buri, P., Humbert, J.-Y., Stanska, I.H., Tran, E., Entling, M.H., Arlettaz, R., 2012. Delayed mowing promotes planthoppers, leafhoppers and spiders in extensively managed meadows. *Insect Conservation and Diversity* 9, 536-545.
- Campbell, J.W., Hanula, J.L., 2007. Efficiency of Malaise traps and colored pan traps for collecting flower visiting insects from three forested ecosystems. *Journal of Insect Conservation* 11, 399-408.
- Cherril, A., Burkmar, R., Quenu, H., Zentane, E., 2017. Suction samplers for grassland invertebrates: the species diversity and composition of spider and Auchenorrhyncha assemblages collected with Vortis™ and G-vac devices. *Bulletin of Insectology* 70, 283-290.
- Cruz-Sánchez, M.A., Asís, J.D., Gayubo, S.F., Tormos, J., González, J.A., 2011. The effects of wildfire on Spheciformes wasp community structure: the importance of local habitat conditions. *Journal of Insect Conservation* 15, 487-503.
- Detzel, P., 1992. Heuschrecken als Hilfsmittel in der Landschaftsökologie, In *Arten- und Biotopschutz in der Planung: Methodische Standards zur Erfassung von Tierartengruppen*. Hrsg. J. Trautner, pp. 189-194. verlag josef margraf, Weikersheim.
- Donie, H., 2008. Zum Vorkommen von Stechimmen im zentralen Stadtbereich Oldenburgs. *Drosara*, 1-42.
- Dormann, C.F., Schweiger, O., Augenstein, I., Bailey, D., Billeter, R., Blust, G.d., DeFilippi, R., Frenzel, M., Hendrickx, F., Herzog, F., Klotz, S., Liira, J., Maelfait, J.-P., Schmidt, T., Speelmans, M., van Wingerden, W.K.R.E., Zobel, M., 2007. Effects of landscape structure and land-use intensity on similarity of plant and animal communities. *Global Ecology and Biogeography* 16, 774-787.
- Dorow, W.H.O., Flechtner, G., Kopelke, J.-P., 1992. Naturwaldreservate in Hessen 3 - Zoologische Untersuchungen: Konzepte. *Mitteilungen der Hessischen Landesforstverwaltung* 26, 158 S.
- Doube, B., Giller, P.S., 1990. A comparison of two types of trap for sampling dung beetle populations (Coleoptera: Scarabaeidae). *Bulletin of Entomological Research* 80, 259-263.
- Doxon, E.D., Davis, C.A., Fuhlendorf, S.D., 2011. Comparison of two methods for sampling invertebrat vacuum and sweep-net sampling. *Journal of Field Ornithology* 82, 60-67.
- Dziöck, F., Schanowski, A., 2003. Faunistisch-ökologische Untersuchungen an Schwebfliegen (Diptera, Syrphidae) zweier Waldgebiete im Solling (Niedersachsen). *Drosara*, 65-80.
- Errouissi, F., Jay-Robert, P., Lumaret, J.-P., Piau, O., 2004. Composition and structure of dung beetle (Coleoptera: Aphodiidae, Geotrupidae, Scarabaeidae) assemblages in mountain grasslands of the southern Alps. *Annals of the Entomological Society of America* 97, 701-709.
- Filz, K.J., Wiemers, M., Herbig, A., Weitzel, M., Schmitt, T., 2013. A question of adaptability: Climate and habitat change lower trait diversity in butterfly communities in southwestern Germany. *European Journal of Entomology* 110, 633-642.

- Franke, C., Zucchi, H., 1996. Vergleichende Untersuchung an Schwebfliegen (Diptera, Syrphidae) extensiv genutzter Wiesen. *Osnabrücker Naturwissenschaftliche Mitteilungen* 22, 177-204.
- Fraser, S.E.M., Dytham, C., Mayhew, P.J., 2008. The effectiveness and optimal use of Malaise traps for monitoring parasitoid wasps. *Insect Conservation and Diversity* 1, 22-31.
- Gardiner, T., Hassall, M., 2009. Does microclimate affect grasshopper populations after cutting of hay in improved grassland? *Journal of Insect Conservation* 13, 97-102.
- Gardiner, T., Hill, J., Chesmore, D., 2005. Review of the methods frequently used to estimate the abundance of Orthoptera in grassland ecosystems. *Journal of Insect Conservation* 9, 151-173.
- Gerecke, R., Maiolini, B., Cantonati, M., 2007. Collecting meio- and macrozoobenthos in springs, In *The spring habitat: biota and sampling methods*. Hrsg. M. Cantonati, E. Bertuzzi, D.T. Spitale, pp. 265-274. Museo Tridentino di Scienze Naturali, Trento.
- Goßner, M., Engel, K., Ammer, U., 2006. Effects of selection felling and gap felling on forest arthropod communities: a case study in a spruce-beech stand of southern Bavaria. *European Journal of Forest Research* 125, 345-360.
- Gruppe, A., Großner, M., Engel, K., Simon, U., 2008. Vertical and horizontal distribution of arthropods in temperate forests, In *Canopy arthropod research in Europe*. Hrsg. A. Floren, J. Schmidl, pp. 383-405. bioform entomology, Nürnberg.
- Gruppe, A., Müller, J., 2007. Distribution of Neuropterida in beech dominated forests in Southern Germany. *Proceedings of the IX International Symposium on Neuropterology* 8, 145-152.
- Harabiš, F., Dolný, A., 2015. Odonates need natural disturbances: how human-induced dynamics affect the diversity of dragonfly assemblages. *Freshwater Science* 34, 1050-1057.
- Helbing, F., Blaeser, T.P., Löffler, F., Fartmann, T., 2014. Response of Orthoptera communities to succession in alluvial pine woodlands. *Journal of Insect Conservation* 18, 215-224.
- Hendrickx, F., Maelfait, J.P., Van Wingerden, W., Schweiger, O., Speelmans, M., Aviron, S., Augenstein, I., Billeter, R., Bailey, D., Bukacek, R., Burel, F., Diekötter, T., Dirksen, J., Herzog, F., Liira, J., Roubalova, M., Vandomme, V., Bugter, R., 2007. How landscape structure, land-use intensity and habitat diversity affect components of total arthropod diversity in agricultural landscapes. *Journal of Applied Ecology* 44, 340-351.
- Hirao, T., Murakami, M., Kashizaki, A., 2008. Effects of mobility on daily attraction to light traps: comparison between lepidopteran and coleopteran communities. *Insect Conservation and Diversity* 1, 32-39.
- Holyoak, M., Jarosik, V., Novák, I., 1997. Weather-induced changes in moth activity bias measurement of long-term population dynamics from light trap samples. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 83, 329-335.
- Infusino, M., Brehm, G., Di Marco, C., Scalercio, S., 2017. Assessing the efficiency of UV LEDs as light sources for sampling the diversity of macro-moths (Lepidoptera). *European Journal of Entomology* 114, 25-33.
- Jähnig, S.C., Brunzel, B., Gacek, S., Lorenz, A., Hering, D., 2009. Effects of re-braiding measures on hydromorphology, floodplain vegetation, ground beetles and benthic invertebrates in mountain rivers. *Journal of Applied Ecology* 46, 406-416.
- Jansen, W., Böhmer, J., Kappus, B., Beiter, T., Breitingner, B., Hock, C., 2000. Benthic invertebrate and fish communities as indicators of morphological integrity in the Enz River (south-west Germany). *Hydrobiologia* 422/423, 331-342.

- Jonason, D., Franzén, M., Ranius, T., 2014. Surveying moths using light traps: Effects of weather and time of year. *PLOS ONE* 9, e92453.
- Kalkman, V.J., Boudot, J.-P., Bernard, R., De Knijf, G., Suhling, F., Termaat, T., 2018. Diversity and conservation of European dragonflies and damselflies (Odonata). *Hydrobiologia* 811, 269-282.
- Köhler, F., 1995. Neue Untersuchungen zur Totholzkäferfauna (Coleoptera) des Waldnaturschutzgebietes Geldenberg bei Kleve. *Mitteilungen der Arbeitsgemeinschaft Rheinischer Koleopterologen* 12, 71-111.
- Kormann, U., Rösch, V., Batáry, P., Tschardtke, T., Orci, K.M., Samu, F., Scherber, C., 2015. Local and landscape management drive trait-mediated biodiversity of nine taxa on small grassland fragments. *Diversity and Distributions* 21, 1204-1217.
- Körösy, Á., Batáry, P., Orosz, A., Rédei, D., Báldi, A., 2012. Effects of grazing, vegetation structure and landscape complexity on grassland leafhoppers. *Insect Conservation and Diversity* 5, 57-66.
- Kraatz, O., 2005. Grabwespen und Bienen eines militärisch genutzten Binnendünengeländes im Nordwesten Niedersachsens (Hymenoptera: Sphecidae, Apidae). *Drosara*, 97-126.
- Kruess, A., Tschardtke, T., 2002. Contrasting responses of plant and insect diversity to variation in grazing intensity. *Biological Conservation* 106, 293-302.
- Lang, A., Bühler, C., Dolek, M., Roth, T., Züghart, W., 2016a. Estimating sampling efficiency of diurnal Lepidoptera in farmland. *Journal of Insect Conservation* 20, 35-48.
- Lang, A., Bühler, C., Roth, T., Dolek, M., 2016b. Nutzungsmöglichkeiten des Tagfalter-Monitorings Deutschland (TMD) für das Monitoring der Umweltwirkungen gentechnisch veränderter Pflanzen. *BfN-Skripten* 383, Bonn-Bad Godesberg.
- Lange, M., Gossner, M.M., Weisser, W.W., 2011. Effect of pitfall trap type and diameter on vertebrate by-catches and ground beetle (Coleoptera: Carabidae) and spider (Araneae) sampling. *Methods in Ecology and Evolution* 2, 185-190.
- Larsen, T.H., Forsyth, A., 2005. Trap spacing and transect design for dung beetle biodiversity studies. *Biotropica* 37, 322-325.
- Larson, D.P., O'Neill, M.A., Kemp, W.P., 1997. Evaluation of the accuracy of sweep sampling in determining grasshopper (Orthoptera: Acrididae) community composition. *Journal of Agricultural and Urban Entomology* 16, 207-214.
- Lemke, H., Löffler, F., Fartmann, T., 2010. Habitat- und Nahrungspräferenzen des Kiesbank-Grashüpfers (*Chorthippus pullus*) in Südbayern. *Articulata* 25, 133-149.
- Littlewood, N.A., Pakeman, R.J., Pozsgai, G., 2012. Grazing impacts on Auchenorrhyncha diversity and abundance on a Scottish upland estate. *Insect Conservation and Diversity* 5, 67-74.
- Lorenz, A., Feld, C.K., Hering, D., 2004. Typology of streams in Germany based on benthic invertebrates: Ecoregions, zonation, geology and substrate. *Limnologia* 34, 379-389.
- Marchand, H., 1953. Die Bedeutung der Heuschrecken und Schnabelkerfe als Indikatoren verschiedener Graslandtypen. *Beiträge zur Entomologie* 3.
- Martin, C., Grell, H., 1999. Ausgewählte Hautflügler: Schwebfliegen, In *Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD)*. pp. 240-247. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.
- Meier, C., Haase, P., Rolaufts, P., Schindehütte, K., Schöll, F., Sundermann, A., Hering, D., 2006. *Methodisches Handbuch Fließgewässerbewertung - Handbuch zur Untersuchung und Bewertung von Fließgewässern auf der Basis des Makrozoobenthos vor dem Hin-*

tergrund der EG-Wasserrahmenrichtlinie. fliessgewaesserbewertung.de.

- Meier, M., 1992. Nachtfalter - Methoden, Ergebnisse und Problematik des Lichtfangs im Rahmen landschaftsökologischer Untersuchungen, In Arten- und Biotopschutz in der Planung: Methodische Standards zur Erfassung von Tierartengruppen. Hrsg. J. Trautner, pp. 203-218. verlag josef margraf, Weikersheim.
- Möller, G., 2017. Erfassung der Holzkäfer in ausgewählten Untersuchungsflächen - Im Auftrag des NABU Saarland für das Projekt „Wertvoller Wald durch Alt- und Totholz“ im Rahmen des Bundesprogrammes biologische Vielfalt. 1-115.
- Müller, C.B., Adriaanse, I.C.T., Belshaw, R., Godfray, H.C.J., 1999. The structure of an aphid-parasitoid community. *Journal of Animal Ecology* 68, 346-370.
- Nyabuga, F.N., Loxdale, H.D., Heckel, D.G., Weisser, W.W., 2010. Spatial population dynamics of a specialist aphid parasitoid, *Lysiphlebus hirticornis* Mackauer (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae): evidence for philopatry and restricted dispersal. *Heredity* 105, 433-442.
- O'Neill, M.A., Larson, D.P., Kemp, W.P., 2002. Sweep sampling technique affects estimates of the relative abundance and community composition of grasshoppers (Orthoptera: Acrididae). *Journal of Agricultural and Urban Entomology* 19, 125-131.
- Oertli, B., 2008. The use of dragonflies in the assessment and monitoring of aquatic habitats, In Dragonflies and Damselflies - Model organisms for ecological and evolutionary research. Hrsg. A. Córdoba-Aguilar, pp. 79-96. Oxford University Press, Oxford.
- Økland, B., 1996. A comparison of three methods of sampling saproxylic beetles. *European Journal of Entomology* 93, 195-209.
- Peissner, T., 1992. Erfassung und Eignung des Makrozoobenthos für die Gütebestimmung und Beurteilung von Gewässern, In Arten- und Biotopschutz in der Planung: Methodische Standards zur Erfassung von Tierartengruppen. Hrsg. J. Trautner, pp. 75-96. verlag josef margraf, Weikersheim.
- Penone, C., Le Viol, I., Pellissier, V., Julien, J.-F., Bas, Y., Kerbiriou, C., 2013. Use of large-scale acoustic monitoring to assess anthropogenic pressures on Orthoptera communities. *Conservation Biology* 27, 979-987.
- Poniatowski, D.F., T., 2008. The classification of insect communities: lessons from orthopteran assemblages of semi-dry calcareous grasslands in central Germany. *European Journal of Entomology* 105, 659-671.
- Quinto, J., de los Ángeles Marcos-García, M., Brustel, H., Galante, G., Micó, E., 2013. Effectiveness of three sampling methods to survey saproxylic beetle assemblages in Mediterranean woodland. *Journal of Insect Conservation* 17, 765-776.
- Ratschker, U.M., Roth, M., 2000. Studies on ground dwelling spiders (Araneae) of agrarian habitat types in Northeast Germany: ecological and nature conservation aspects, In Proceedings of the 18th European Colloquium of Arachnology (Stará Lesná, 1999). Hrsg. P. Gajdo, S. Pekár, pp. 213-225. Ekológia (Bratislava).
- Rheinheimer, J., Hassler, M., 2013. Die Rüsselkäfer Baden-Württembergs. LUBW (Landesanstalt für Umwelt, Messungen und Naturschutz), Karlsruhe.
- Salveter, R., 1998. Habitatnutzung adulter Schwebfliegen (Diptera: Syrphidae) einer stark gegliederten Agrarlandschaft. *Mitteilungen der Schweizerischen Entomologischen Gesellschaft* 71, 49-71.
- Sanders, D., Entling, M.H., 2011. Large variation of suction sampling efficiency depending on arthropod groups, species traits, and habitat properties. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 138, 234-243.

- Saure, C., Gruppe, A., 1999. Netzflügler, Schlamm- und Kamelhalsfliegen, In Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD). pp. 210-215. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.
- Schiegg, K., 2001. Saproxyl insect diversity of beech: limbs are richer than trunks. *Forest Ecology and Management* 149, 295-304.
- Schiemenz, H., 1969. Die Zikadenfauna mitteleuropäischer Trockenrasen (Homoptera, Auchenorrhyncha): Untersuchungen zu ihrer Phänologie, Ökologie, Bionomie und Chorologie. *Faunistische Abhandlungen Staatliches Museum für Tierkunde in Dresden* 6, 201-280.
- Schmitt, T., Augenstein, B., Finger, A., 2008. The influence of changes in viticulture management on the butterfly (Lepidoptera) diversity in a wine growing region of southwestern Germany. *European Journal of Entomology* 105, 249-255.
- Schneider, C., Fry, G.L.A., 2001. The influence of landscape grain size on butterfly diversity in grasslands. *Journal of Insect Conservation* 5, 163-171.
- Schönborn, C., 2003. Methoden zur Erfassung von Nachtschmetterlingen - Grundlagen, Möglichkeiten und Voraussetzungen für aussagekräftige Ergebnisse (Insecta: Lepidoptera). *Beiträge zur bayerischen Entomofaunistik* 5, 7-15.
- Schuch, S., Bock, J., Krause, B., Wesche, K., Schaefer, M., 2012. Long-term population trends in three grassland insect groups: a comparative analysis of 1951 and 2009. *Journal of Applied Entomology* 136, 321-331.
- Schuch, S., Bock, J., Leuschner, C., Schaefer, M., Wesche, K., 2011. Minor changes in orthopteran assemblages of Central European protected dry grasslands during the last 40 years. *Journal of Insect Conservation* 15, 811-822.
- Schulz, C.-J., 2016. How does salinisation of running waters affect aquatic communities? answers from a case study. *Proceedings IMWA*, 144-150.
- Schweiger, O., Musche, M., Bailey, D., Billeter, R., Diekötter, T., Hendrickx, F., Herzog, F., Liira, J., Maelfait, J.-P., Speelmans, M., Dziock, F., 2007. Functional richness of local hoverfly communities (Diptera, Syrphidae) in response to land use across temperate Europe. *Oikos* 116, 461-472.
- Schwenninger, H.R., 1992. Methodisches Vorgehen bei Bestandserhebungen von Wildbienen im Rahmen landschaftsökologischer Untersuchungen, In *Arten- und Biotopschutz in der Planung: Methodische Standards zur Erfassung von Tierartengruppen*. Hrsg. J. Trautner, pp. 195-202. Verlag Josef Margraf, Weikersheim.
- Shortall, C.R., Moore, A., Smith, E., Hall, M.J., Woiod, I.P., Harrington, R., 2009. Long-term changes in the abundance of flying insects. *Insect Conservation and Diversity* 2, 251-260.
- Simons, N.K., Weisser, W.W., Gossner, M.M., 2016. Multi-taxa approach shows consistent shifts in arthropod functional traits along grassland land-use intensity gradient. *Ecology* 97, 754-764.
- Skórka, P., Lend, M., Moron, D., Kalarus, K., Tryjanowski, P., 2013. Factors affecting road mortality and the suitability of road verges for butterflies. *Biological Conservation* 159, 148-157.
- Skvarla, M.J., Dowling, A.P.G., 2017. A comparison of trapping techniques (Coleoptera: Carabidae, Buprestidae, Cerambycidae, and Curculionoidea excluding Scolytinae). *Journal of Insect Science* 17, 1-28.
- Slachta, M., Frelich, J., Tonka, T., 2009. Application of dung-baited pitfall trapping in monitoring study on diversity of coprophagous beetles (Coleoptera: Scarabaeidae, Geotrupidae, Hydrophilidae) in cattle pastures. *Journal of Agrobiological Sciences* 26, 83-99.

- Smallshire, D., Beynon, T., 2010. Dragonfly Monitoring Scheme Manual. British Dragonfly Society, 1-12.
- Standen, V., 2000. The adequacy of collecting techniques for estimating species richness of grassland invertebrates. *Journal of Applied Ecology* 37, 884-893.
- Strauss, G., Niedringhaus, R., 2014. Die Wasserwanzen Deutschlands. WABV Fründ, Scheeßel.
- Stuke, J.-H., 1995. Beitrag zur Fauna ausgewählter Insektengruppen auf nordwestdeutschen Sandheiden. *Drosara* 95 (1), 53-83.
- Szentkirályi, F., Kazinczy, L., 2002. Seasonal flight patterns of antlions (Neuroptera, Myrmeleontidae) monitored by the Hungarian light trap network. *Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae* 48, 275-292.
- Tischendorf, S., von der Heide, A., 2001. Wildbienen und Wespen (Hymenoptera: Aculeata) in Hochlagen des Biosphärenreservates Rhön (Hessen). *Beiträge zur Naturkunde Osthessen* 37, 3-58.
- Trautner, J., Fritze, M.-A., 1999. Laufkäfer, In *Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD)*. pp. 184-195. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.
- van Langevelde, F., Ettema, J.A., Donner, M., WallisDeFries, M.F., Groenendijk, D., 2011. Effect of spectral composition of artificial light on the attraction of moths. *Biological Conservation* 144, 2274-2281.
- van Swaay, C.A.M., Kirkland, P., Wiemers, M., Munguira, M., Verovnik, R., Šašić, M., Pettersson, L.B., Collins, S., Warren, M.S., Wynhoff, I., Settele, J., Maes, D., 2018. Butterfly Conservation Europe. Activity Report 2017. Report VS2018.020, Butterfly Conservation Europe & De Vlinderstichting/Dutch. Wageningen, Butterfly Conservation.
- Vas, J., Ábrahám, L., Markó, V., 2001. Methodological investigations on a Neuropteroidea community. *Acta Phytopathologica et Entomologica Hungarica* 36, 101-113.
- Vollhardt, I.M.G., Tschardt, T., Wäckers, F.L., Bianchi, F.J.J.A., Thies, C., 2008. Diversity of cereal aphid parasitoids in simple and complex landscapes. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 126, 289-292.
- Waszmer, T., 1995. Mistkäfer (Scarabaeidae und Hydrophilidae) als Bioindikatoren für die naturschützerische Bewertung von Weidebiotopen. *Zeitschrift für Ökologie und Naturschutz* 3, 135-142.
- Weber, K., 1999. Ausgewählte Hautflügler: Wildbienen, In *Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD)*. pp. 231-239. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.
- Wermelinger, B., Flückiger, P.F., Obrist, M.K., Duelli, P., 2007. Horizontal and vertical distribution of saproxylic beetles (Col., Buprestidae, Cerambycidae, Scolytinae) across sections of forest edges. *Journal of Applied Entomology* 131, 104-114.
- Wermelinger, B., Moretti, M., Duelli, P., Lachat, T., Pezzatti, G.B., Obrist, M.K., 2017. Impact of windthrow and salvage-logging on taxonomic and functional diversity of forest arthropods. *Forest Ecology and Management* 391, 9-18.
- Werth, C., Marten, M., Taraschewski, H., 2005. Ökologische Untersuchungen an anthropogenen Kleingewässern Makrozoobenthos in Wechselwirkung mit Makrophyten und Fischbesatz. *Lauterbornia* 55, 149-167.
- Westphal, K., Bommarco, R., Carré, G., Lamborn, E., Morison, N., Petanidou, T., Potts, S.G., Stuart, P.M.R., Szentgyörgyi, H., Tscheulin, T., Vaissie, B.E., Woyciechowski, M., Biesmeijer, J.C., Kunin, W.E., Settele, J., Steffan-Dewenter, I.,

2008. Measuring bee diversity in different european habitats and biogeographical regions. *Ecological Monographs* 78, 653-671.
- Westrich, P., 2018. *Die Wildbienen Deutschlands*. Eugen Ulmer KG, Stuttgart.
- Winkler, A., 2007. Stechimmen auf Spülfeldern Ostfrieslands (Hymenoptera: Aculeata). *Drosara*, 25-48.
- Wolf, B., Angersbach, R., 2010. Does an increase in mean annual temperature influence the occurrence of Plecoptera and Trichoptera species in a German upland stream? *Lauterbornia* 71, 135-146.
- Wölfling, M., Becker, M.C., Uhl, B., Traub, A., Fiedler, K., 2016. How differences in the settling behaviour of moths (Lepidoptera) may contribute to sampling bias when using automated light traps. *European Journal of Entomology* 113, 502-506.
- Yela, J.L., Holyoak, M., 1997. Effects of moonlight and meteorological factors on light and bait trap catches of noctuid moths (Lepidoptera: Noctuidae). *Environmental Entomology* 26, 1283-1290.
- Young, M., 2005. Insects in flight, In *Insect Sampling in Forest Ecosystems*. Hrsg. S.R. Leather, pp. 116-145. Blackwell Publishing, Oxford.
- Zhang, C., Harpke, A., Kühn, E., Páramoe, F., Settele, J., Stefanescu, C., Wiemers, M., Zhang, Y., Schweiger, O., 2018. Applicability of butterfly transect counts to estimate species richness in different parts of the palaeartic region. *Ecological Indicators* 95, 735-740.
- Zurbrügg, C., Frank, T., 2006. Factors influencing bug diversity (Insecta: Heteroptera) in semi-natural habitats. *Biodiversity and Conservation* 15, 275-294.

4 Methoden- und artengruppenübergreifende Aspekte

Es gibt methodische Aspekte, die für verschiedene Erfassungsmethoden und Artengruppen gleichermaßen relevant und von Bedeutung für die Konzeption eines Monitorings sind. Einige werden im Folgenden zusammenfassend betrachtet und bewertet.

4.1 Zusammensetzung der Fangflüssigkeit

Bei vielen Fallentypen wird eine abtötende Fangflüssigkeit verwendet, zum Beispiel um eine Verfälschung des Fangergebnisses durch räuberische Arten oder die Flucht gefangener Tiere zu unterbinden (Woodcock 2005). Wenn Fallen mit Fangflüssigkeit nicht kurzfristig, also innerhalb weniger Stunden, geleert und die Fänge weiterverarbeitet werden, sollte die Fangflüssigkeit konservierende Eigenschaften besitzen. Die Auswahl der entsprechenden Lösungszusammensetzung ist dabei abhängig von den Anforderungen an Konservierungsfähigkeit (mit Erhalt der Präparationsfähigkeit und / oder genetischen Auswertbarkeit), Tötungsgeschwindigkeit, Flüchtigkeit und Verhalten gegen Verdünnung (Regen) bzw. Aufkonzentrierung (Verdunstung). Weitere Kriterien sind Gesundheitsschädlichkeit für den Menschen, Feuergefährlichkeit und Kosten. Die Verwendung der Flüssigkeit sollte außerdem natürlich nicht illegal sein. Die Lockwirkung vieler Stoffe ist ein zusätzliches wichtiges Kriterium, denn es ist davon auszugehen, dass alle Konservierungsmittel eine Lockwirkung auf zumindest einige Arten haben. Für Laufkäfergemeinschaften ist das anhand zahlreicher Studien belegt (vergleiche Woodcock 2005).

Nachfolgend werden Beispiele für Fangflüssigkeiten nach Eignung für bestimmte Fallentypen aufgeführt und diskutiert. Bei jeder Fangflüssigkeit sollte ein Tropfen möglichst geruchloser Detergenz (z. B. handelsübliches Spülmittel, eine Standardisierung ist sinnvoll) zugegeben werden, um die Oberflächenspannung der Fangflüssigkeit herabzusetzen. Im Winter sollte ein Frostschutzmittel beigegeben werden (z. B. Ethylenglykol). Für die weitere Lagerung ist generell darauf zu achten, die Proben vor einer Überführung in die Konservierungsflüssigkeit zu spülen, um unerwünschte Nebeneffekte der Fangflüssigkeit zu vermeiden.

Bodenfallen

Die Bodenfalle ist sicherlich der Fallentyp, an dem die meisten Zusammensetzungen von Fangflüssigkeiten erprobt wurden. Entsprechend vielfältig sind die Vorschläge, es gibt jedoch einige Standards.

Gesättigte Kochsalzlösung (nach Teichmann 1994): Im Prinzip gut geeignet, nur kleine Staphylinidae verlieren oft die Flügel, da die Fixierung relativ schwach ist (persönliches Gespräch: Peter Sprick). Generell werden zarte Tiere nicht besonders gut konserviert; so besteht der Fang oft zu vergleichsweise großen Anteilen aus beschädigten oder teilzersetzten Tieren (Ssymanck et al. 2018). Besonders bei größeren Leerungsintervallen wird dieser Effekt wegen des einlaufenden Oberflächenwassers durch Starkregenereignisse verstärkt.

Renner-Lösung (benannt nach Renner 1980): Einer der gängigsten Standards, um eine optimale Präparationsfähigkeit stark chitinierter Insekten (z. B. Käfer) zu erhalten. Ethanol, Aqua dest., Glycerin und Essigsäure werden im Verhältnis 4:3:2:1 eingesetzt. Das Gefäß wird je nach Größe und Expositionszeit zu ca. einem Drittel bis zur Hälfte mit Fangflüssigkeit gefüllt. Das relativ teure, als Verdunstungsschutz wirkende Glycerin kann in vielen Fällen ohne Probleme auf ein Drittel des angegebenen Wertes reduziert werden (pers. Gespräch: Peter Sprick). Auch der Einsatz von Essigsäure, der die Präparationsfähigkeit stark sklerotierter Insekten erhält (diese werden durch den Einsatz von Ethanol spröde), wird oft hinterfragt, da er die Gehäuse von Schneckenbeifang allmählich auflöst und neben den Gehäuseschnecken auch Nacktschnecken dadurch stärker verschleimen. Außerdem hat

Essigsäure eine stark anlockende Wirkung auf manche Käferarten, die auf gärende Baum-säfte fliegen (pers. Gespräch: Peter Sprick). Auch Spinnentiere werden durch Essigsäure enthaltende Fangflüssigkeiten meist nicht optimal konserviert (Blick 1999). Entsprechend wird als Alternative zur klassischen Renner-Lösung je nach Anforderungen eine modifizierte Lösung verwendet, in der Ethanol, Aqua dest. und Glycerin im Verhältnis 4:5:1 verwendet werden.

Formalin- und wässrige Pikrinsäurelösungen sind aufgrund gesundheitlicher Bedenken für Anwendende (schleimhautreizend, kanzerogen) ausdrücklich nicht zu empfehlen (Trautner und Fritze 1999).

Ethylen- und Propylenglykol (je 25 - 50 %) sind gute Konservierungsmittel (Woodcock 2005). Ersteres wird als Gefrierschutz bei Autos verwendet und ist frei erhältlich und kostengünstiger als letzteres. Dafür hat es Lockwirkung auf manche Invertebraten und schmeckt süßlich. Da es auch auf Säugetiere und Vögel tödlich wirkt, ist sein Einsatz kritisch zu sehen. Propylenglykol ist weniger giftig, doch über seine potenzielle Lockwirkung ist nicht viel bekannt.

Farbschalen

Hier empfiehlt sich destilliertes Wasser (Young 2005) oder die oben beschriebene Salzlösung.

Malaise- und Lichtfallen

Für Malaisefallen ist die Empfehlung für ein standardisiertes Monitoring 80%iger Ethanol und 1% MEK (Methyl-Ethyl-Keton: Vergällungsmittel). Wenn allerdings nachgelagert DNA-Methoden eingesetzt werden sollen, dann muss auf Zugabe von Brennspritus, Methanol-Anteilen oder Formaldehyd verzichtet werden (Ssymank et al. 2018). Gleiches gilt für Lichtfallen. Alternativ kann man Wasser mit ca. 0,5 - 2 % Formalinzusatz verwenden; dadurch ist das Material morphologisch besser konserviert, Standard-DNA-Analysen sind ohne größeren Aufwand hier jedoch nicht mehr möglich.

Eklektoren

Dorow et al. (1992) schlagen eine Alkohol-Glycerin-Mischung im Verhältnis 2 (70%iger Alkohol) zu 1 (99,5 %iges Glycerin) vor. Hier ergaben sich gut konservierte und präparierbare Arthropoden, lediglich Spinnen und weichhäutige Insekten wurden durch den Alkohol etwas aufgetrieben. Bei der Fallenleerung sollte das Material abhängig von der Artengruppe und weiteren Verwendung in 80%igen Alkohol überführt werden.

Literatur

Blick, T., 1999. Spinnentiere, In Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD). pp. 147-160. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.

Dorow, W.H.O., Flechtner, G., Kopelke, J.-P., 1992. Naturwaldreservate in Hessen 3 - Zoologische Untersuchungen: Konzepte. Mitteilungen der Hessischen Landesforstverwaltung 26, 158 S.

Renner, K., 1980. Faunistisch-ökologische Untersuchungen der Käferfauna pflanzensoziologisch unterschiedlicher Biotope im Evessel-Bruch bei Bielefeld-Sennstedt. Berichte des Naturwissenschaftlichen Vereins für Bielefeld Sonderheft 2, 145-176.

Ssymank, A., Sorg, M., Doczkal, D., Rulik, B., Merkel-Wallner, G., Vischer-Leopold, M., 2018. Praktische Hinweise und Empfehlungen zur Anwendung von Malaisefallen für In-

sekten in der Biodiversitätserfassung und im Monitoring. Series Naturalis 1, 1-12.

Teichmann, B., 1994. Eine wenig bekannte Konservierungsflüssigkeit für Bodenfallen. Entomologische Nachrichten und Berichte 38, 25-29.

Trautner, J., Fritze, M.-A., 1999. Laufkäfer, In Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD). pp. 184-195. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.

Woodcock, B.A., 2005. Pitfall trapping in ecological studies, In Insect Sampling in Forest Ecosystems. Hrsg. S.R. Leather, pp. 37-57. Blackwell Publishing, Oxford.

Young, M., 2005. Insects in flight, In Insect sampling in Forest Ecosystems. Hrsg. S.R. Leather, pp. 116-145. Blackwell Publishing, Oxford.

4.2 Bestimmungsaufwand

Die zum Teil äußerst aufwendige Weiterverarbeitung und ggf. auch Lagerung von Probenmaterial ist bei der Planung von Insekterfassungen ebenso bedeutend wie die Wahl der richtigen Erfassungsmethode. Der Aufwand richtet sich hier natürlich nach den Zielen, aber eine – zumindest grobe – Bestimmung sowie Übergabe des Materials an geeignete Sammlungsinstitutionen sollten für langfristige Biodiversitäts-Erfassungen bedacht werden.

Vor allem die Artbestimmung des erfassten Materials kann, je nach Gruppe, langwierig und schwierig sein und kann somit oftmals den Hauptteil der (Personal-)Kosten verursachen. Auch die langfristige Archivierung der Proben ist kostenintensiv, da hochwertige Gefäße, hinreichend Aufbewahrungsmedien (z. B. Alkohol), entsprechende Räumlichkeiten und vor allem eine dauerhafte Betreuung gewährleistet sein müssen.

Der Bestimmungsaufwand ist von vielen Faktoren abhängig und deswegen nur schwer zu kalkulieren. Die Zahl der zu bestimmenden Individuen ist vor allem abhängig von der Fängigkeit der entsprechenden Erfassungsmethode und ihres Einsatzumfangs. Erstere ist wiederum abhängig von der Jahreszeit und dem Lebensraumtyp, in dem die Erfassungsmethode zum Einsatz kommt. Außerdem ist der Bestimmungsaufwand je nach Artengruppe sehr unterschiedlich. Da alle genannten Faktoren ein äußerst komplexes Zusammenspiel bedingen, muss nicht nur beim Design der Probennahme, sondern auch bei der Planung der nächsten Schritte das Wissen fachkundiger Personen miteinbezogen werden.

Fängigkeit

An dieser Stelle werden einige Einschätzungen zusammengetragen, die in persönlichen Gesprächen geäußert wurden und einen groben Überblick vermitteln sollen. Sie beziehen sich auf den Fallentyp und dessen Fängigkeit pro Sommermonat (im Sommer hat man fast immer die individuenstärksten Fänge):

- Bodenfalle: bis zu mehrere hundert Individuen
- Kreuzfensterfalle / Luftklektor: etwa 400 Individuen
- Stammeklektor: bis zu 2000 Individuen
- Malaisefalle: bis zu mehrere tausend Individuen (3000 - 4000)

Die meisten anderen Fallentypen erfassen oft nicht über einen längeren Zeitraum und können pro Erfassungsereignis beurteilt werden. Beispiele dafür sind Lichtfallen (bis zu 1000 Individuen pro Erfassungsnacht im Sommer) und Saugfang (bis zu 500 Individuen pro m²).

Bestimmungsaufwand einzelner Gruppen

Die folgenden Beispiele sollen verdeutlichen, wie schwer kalkulierbar der Bestimmungsaufwand ist. Eine Abschätzung zum Sortier- und Bestimmungsaufwand von Spinnentieren auf Artniveau bei Bodenfallen gibt Blick (1999). Pro Falle und Monat schwankt der Wert (abhängig vom Lebensraumtyp) zwischen fünf und dreißig Minuten für die in der Probe enthaltenen Spinnentiere (das gilt natürlich nur, wenn es sich um eine mit der Artengruppe vertraute Person handelt). Für Spinnentiere in Kescherfängen nennt Blick (1999) eine halbe bis eine Stunde (im Extremfall zwei Stunden pro Probe und Erfassungstermin). Eigene Erfahrungen beim Bestimmen von Zikaden aus Kescherfängen bestätigen diese Einschätzung. Die Zahl der gefangenen Individuen ist generell in den Hoch- und Spätsommermonaten am höchsten. Auch die Anzahl der Kescherschläge ist bei einem standardisierten Verfahren natürlich ein maßgeblicher Faktor. Für Zikaden der Trockenrasen bei 200 Kescherschlägen lag der Wert zwischen 20 und 2000 Individuen pro Erfassung. Das tatsächliche Fangergebnis einzelner Aufnahmen ist schlecht vorhersehbar, da viele Insektenarten (z. B.

Herbivore) oft nicht gleichverteilt, sondern teilweise stark geklumpt auftreten.

Bei dem umfangreichen Probenmaterial vieler Fallen, z. B. Malaisefallen, muss vorsortiert werden, um die Arbeit der Spezialistinnen und Spezialisten für die jeweilige Gruppe überhaupt erst zu ermöglichen (Ssymank et al. 2018). Hausmann (2017) berichtet, dass die Proben eines Jahres von 20 Malaisefallen (411 Leerungen) etwa eine Million Tiere erbrachten und dass nach neun Jahren immer noch erst 10 % der Fänge auf Artniveau bestimmt waren. Die Vorsortierung dauerte 2100 Stunden, die Identifizierung (für 10 % der Arten!) 1700 Stunden. Umgerechnet ergibt sich für die personellen Gesamtkosten der von ihm genannten Studie ein sechsstelliger Eurobetrag. Bei der Erfassung von Nachtfaltern mit einer 15-W-Röhre liegt der Bestimmungsaufwand für nicht direkt im Feld anzusprechende Arten einer Anflugsnacht bei 15 bis 20 Minuten in Frühjahr und Herbst, bei vier bis fünf Stunden in den Sommermonaten, sofern es sich um reich strukturierte, naturnahe Biotope handelt (Meier 1992). Dabei wird vorausgesetzt, dass 90 % der Falter sofort auf Artniveau angesprochen werden können.

Bei der Erfassung von Wildbienen schätzt Westrich (2018), dass sich ungefähr ein Drittel der Arten im Feld bestimmen lässt – allerdings nur bei Weibchen und mit guter Formenkenntnis und langjähriger Erfahrung. Demnach fällt selbst bei der gezielten Erfassung von Wildbienengemeinschaften ein großer Teil der Arbeit im Rahmen der Bestimmung am Binokular an.

Wolf-Schwenninger (1992) gibt bei der Bestimmung von bodenlebenden Käfern, die mittels Bodenfallen erfasst wurden (insgesamt acht Proben), folgenden Aufwand pro Zeiteinheit an:

- Erhebung: 2 h (techn. / wissenschaftl. Mitarbeiterin oder Mitarbeiter)
- Sortierung: 5 h (techn. Mitarbeiterin oder Mitarbeiter)
- Bestimmung: 16 h (wissenschaftl. Mitarbeiterin oder Mitarbeiter)
- Auswertung: 1 h (wissenschaftl. Mitarbeiterin oder Mitarbeiter)

Bezieht man diese Werte der Bodenfalle (mit bis zu mehreren hundert Individuen pro Sommermonat) auf die oben genannte Fängigkeit der verschiedenen Fallentypen indem man den Schwierigkeitsgrad bei der Bestimmung der verschiedenen Taxa außer Acht lässt, dann kann man eine (äußerst grobe) Abschätzung für Sortierungs- und Bestimmungsdauer vornehmen:

- Kreuzfensterfalle/Lufteklektor: etwa 400 Individuen (Faktor ~ 1,5), Sortierungsdauer ca. 7,5 Stunden, Bestimmungsdauer ca. 24 Stunden
- Stammeklektor: bis zu 2000 Individuen (Faktor ~ 7), Sortierungsdauer ca. 35 Stunden, Bestimmungsdauer ca. 112 Stunden
- Malaisefalle: etwa 3000 – 4000 Individuen (Faktor ~ 13), Sortierungsdauer ca. 65 Stunden, Bestimmungsdauer ca. 208 Stunden

Dieses kleine Gedankenspiel soll veranschaulichen, mit welchen Größenordnungen man es bei der Abschätzung des Bestimmungsaufwands zu tun haben könnte. Proben aus Malaisefallen haben geschätzt einen bis zu 13 Mal höheren Bestimmungsaufwand als Bodenfallen, die anderen kontinuierlich fangenden Fallentypen sind innerhalb dieser Spannweite einzuordnen. Für den zu kalkulierenden Arbeitsaufwand für ein Monitoring ist das ein großer Unsicherheitsfaktor, denn die Bestimmung auf Artniveau umfasst oft den größten Anteil des Aufwands. Ausnahmen sind die Artengruppen, bei denen die überwiegende Zahl der Individuen direkt im Feld bestimmt werden kann (z. B. Tagschmetterlinge oder Libellen). Die aus dem Arbeitsaufwand entstehenden Personalkosten könnten durch eine Einbindung des Ehrenamts gesenkt werden. Bei einem Monitoring mit hohen Standards ist die Rele-

vanz von niederschweligen Citizen-Science-Projekten mit Erfassungen durch Laien eher gering und kann höchstens auf einzelne leicht erkenn- und erfassbare Arten(gruppen) abzielen. Beispiele für einen möglichen Einbezug von Laien sind allerdings die Betreuung mancher Fallen. Beispiele für eine mögliche Beteiligung geschulter Ehrenamtlicher und ehrenamtlich aktiver Spezialistinnen und Spezialisten (wie z. B. Vertreterinnen und Vertreter von Fachverbänden oder entomologischen Vereinen) sind die direkte Erfassung vieler Artengruppen im Feld, die Bestimmung des gesammelten Materials oder die Durchführung von Qualitätskontrollen. Bei sehr umfangreichen Erfassungen und insbesondere bei entomologisch eher unattraktiven Probeflächen mit wenig seltenen Arten ist jedoch der Nutzen für das Ehrenamt als zu gering im Verhältnis zum Aufwand einzustufen und ein professionelles (im Sinne von angemessen bezahltes) Monitoring unumgänglich.

Grob kann man sagen, dass mit dem Artenreichtum der Gruppe auch die Schwierigkeit der Bestimmung steigt. Einen Teil ihrer Popularität verdanken einige Gruppen (wie Orthoptera und Odonata) ihrer im Vergleich zu anderen Gruppen geringen Artenvielfalt. Deswegen gilt auch, dass Artenreichtum des Taxons und Verfügbarkeit von Artenkennerinnen bzw. Artenkennern negativ korreliert sind. Hinzu kommen Faktoren wie Auffälligkeit (einige Tag-schmetterling-Arten sind auch vielen Laien vertraut, Nachtfalter und vor allem Kleinschmetterlinge hingegen so gut wie gar nicht), durchschnittliche Größe und Lebensweise. Nach diesen Kriterien lässt sich der Bestimmungsaufwand für alle Insektenordnungen grob abschätzen. Zusammenfassend gehören Diptera, Hymenoptera und Coleoptera zu den „schwierigsten“ Gruppen, insbesondere weil diese Ordnungen so artenreich sind. Aus diesem Grund spezialisieren sich kundige Personen dieser Ordnungen im Allgemeinen auf einzelne Familien. Im Mittelfeld bewegen sich beispielsweise Lepidoptera, Hemiptera und Heteroptera. Erfassungen von Neuroptera sind dagegen, zusammen mit den bereits genannten Orthoptera und Odonata, mit relativ geringem Bestimmungsaufwand verbunden.

Je nach Fragestellung wäre in Erwägung zu ziehen, ob es bei einem breit angelegten Monitoring ausreichen könnte, zumindest als ersten Auswertungsschritt die Biomasse der Fänge zu bestimmen oder bei bestimmten Artengruppen das Familien- oder Gattungsniveau anzusprechen. Oftmals könnten die erfassten Individuen dann einer funktionellen Gruppe zugeordnet werden (z. B. saprophag, phytophag, zoophag usw.), so dass man ohne Bestimmung auf Artniveau ökologisch relevante Informationen für eine Ursachenanalyse erhalten könnte. Abgetötete Individuen könnten archiviert und gegebenenfalls einer späteren Nachbestimmung zugeführt werden. Auch moderne Bestimmungsmethoden wie z. B. das Metabarcoding (siehe Kapitel „Diversitätsmessungen mittels DNA-Barcoding“) bieten hinsichtlich der Auswertung großer Probenmengen vielversprechendes Potenzial.

Literatur

- Blick, T., 1999. Spinnentiere, In Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD). pp. 147-160. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.
- Hausmann, A., 2017. Das Projekt Barcoding Fauna Bavarica: Monitoring von Bestandsveränderungen und Einwanderungen von Insekten in Bayern. Rundgespräche Forum Ökologie 46, 91-104.
- Meier, M., 1992. Nachtfalter - Methoden, Ergebnisse und Problematik des Lichtfangs im Rahmen landschaftsökologischer Untersuchungen, In Arten- und Biotopschutz in der Planung: Methodische Standards zur Erfassung von Tierartengruppen. Hrsg. J. Trautner, pp. 203-218. verlag josef margraf, Weikersheim.
- Ssymank, A., Sorg, M., Doczkal, D., Rulik, B., Merkel-Wallner, G., Vischer-Leopold, M., 2018. Praktische Hinweise und Empfehlungen zur Anwendung von Malaisefallen für In-

sekten in der Biodiversitätserfassung und im Monitoring. Series Naturalis 1, 1-12.

Westrich, P., 2018. Die Wildbienen Deutschlands. Eugen Ulmer KG, Stuttgart.

Wolf-Schwenninger, K., 1992. Untersuchungen von Bodenkäfer-Gesellschaften im Rahmen von Naturschutz- und Eingriffsplanungen, In Arten- und Biotopschutz in der Planung: Methodische Standards zur Erfassung von Tierartengruppen. Hrsg. J. Trautner, pp. 135-144. Verlag Josef Margraf, Weikersheim.

4.3 Aufbewahrung

Die langfristige Aufbewahrung der gewonnenen Proben muss ein zentraler Bestandteil von Monitoring-Konzepten sein, die über längere Zeiträume überprüfbare Daten liefern sollen. Proben von Fallentypen mit hoher Fangeffizienz werden oft in Alkohol gelagert (so genannte bulk samples). Die „nasse“ Aufbewahrung von Material ist für Analysen von MassendNA besonders interessant (siehe Kapitel zum DNA-Barcoding). Es gibt auch Erfassungsmethoden, die eine „trockene“ Aufbewahrung zulassen. Auf diese Weise werden auch häufig Belegexemplare archiviert. Auch aus Trockenpräparaten können in gewissem Maße verwertbare Proben für DNA-Analysen gewonnen werden.

„Nasse“ Aufbewahrung

Zur langfristigen Archivierung werden Proben oft in Ethanol gelagert, je nach Fallentyp bzw. Fangflüssigkeit müssen sie also zuerst in dieses Medium überführt werden. Für die Überführung sind je nach Probe etwa fünf bis zehn Minuten zu veranschlagen (Blick 1999). Dabei dürfen niemals mehrere Proben gemeinsam in ein Aufbewahrungsbehältnis gelangen. Auch sollte niemals verunreinigtes (vorher für andere Proben verwendetes) Ethanol oder Werkzeug (Trichter, Pinzetten usw.) genutzt werden, da die Proben dadurch verunreinigt und z. B. für DNA-Analysetechniken unbrauchbar gemacht werden. Zur Aufbewahrung können Polyethylenflaschen (PE) verwendet werden (Ssymank et al. 2018), für die Archivierung sollte der Ethylalkoholgehalt auf etwas über 80 % eingestellt und in Abständen von fünf bis zehn Jahren kontrolliert werden (der Alkoholgehalt sollte niemals unter 70 % sinken; van Achterberg 2009). Vergällter Alkohol ist zwar preisgünstiger, auf seine Verwendung sollte jedoch verzichtet werden, da er die Probe für genetische Analysetechniken unbrauchbar macht oder diese zumindest drastisch erschwert. Jedes Gefäß sollte innen und außen mit einer alkohol- und wasserfesten Etikettierung versehen werden. Eine nach bestimmten Kriterien (z. B. Standort, Untersuchungsjahr, Fallentyp) sortierte, dunkle und kühle Lagerung der Proben wird als sinnvoll erachtet (z. B. in Archivierungskisten in fensterlosen Lagerräumen). Die beträchtlichen Mengen an Alkohol erfordern dabei besondere Feuerschutzmaßnahmen (Ssymank et al. 2018).

Für teilsortierte Proben von Tieren oder für DNA-Vouchers empfehlen Ssymank et al. (2018) chemikalien- und altersbeständige Polypropylen-Schraubröhrchen (PP) mit Schraubdeckeln mit Silikondichtring. Andere alkoholbeständige Gefäße (wie beispielsweise im Medizinbedarf verwendet) oder Materialien haben sich (wegen schneller Verschlusssalterung nicht so gut bewährt.

Trockene Aufbewahrung

Die meisten Insektenarten lassen sich in trockenem Zustand sehr gut archivieren. Die Sammlung von Belegexemplaren ist in der Taxonomie äußerst wichtig; bei Monitoringprogrammen spielen sie eine entscheidende Rolle für die Überprüfbarkeit von Bestimmungen und die Einschätzung der Daten im Lichte eventueller späterer taxonomischer Änderungen. Gerade bei vermeintlich seltenen und / oder bestimmungskritischen Arten ist die Konservierung von entsprechenden Sammlungen unverzichtbar. Eine Belegsammlung beansprucht pro Insekt wesentlich mehr Platz als in Alkohol konservierte bulk samples, allerdings besteht sie meist aus wesentlich weniger Individuen.

Für die trockene Aufbewahrung werden Tiere verschiedener Gruppen (z. B. Coleoptera, Auchenorrhyncha oder Heteroptera), nachdem sie zum Beispiel mit einem Exhaustor aus einem Streifkescher entnommen wurden, mit Essigsäureethylester (Essigäther) abgetötet. Diese Tiere sollten dann über Nacht in einer Atmosphäre aus Wasserdampf und Essigäther

gelassen (jeweils ein Tröpfchen zu den Proben in luftdichtem Gefäß geben) und anschließend bei Bedarf (genital)präpariert und / oder genadelt und an der Luft getrocknet werden. Die Präparation von Belegexemplaren sollte von Fachkundigen durchgeführt werden. Hierzu benötigen sie verschiedene Utensilien wie z. B. Stereolupen, Insektenkästen (Schutz vor Schimmelbildung und Schädlingsbefall), Leim, kleine Plättchen aus Pappe, rostfreie Nadeln verschiedener Dicke (z. B. 00 bis 3 für Wildbienen; Westrich 2018) oder Pergamenttüten. Belegexemplare müssen in allen Phasen der Verarbeitung sorgfältig etikettiert werden. Zumindest Fundort, Funddatum und Name des Sammlers werden gut leserlich und wasserfest auf einem Zettel vermerkt und unterhalb des Belegs auf die Nadel geschoben oder mit in die Pergamenttüte gelegt. Ein weiterer Zettel trägt den wissenschaftlichen Namen der Art und der Person, die sie bestimmt hat (Biedermann und Niedringhaus 2004). Nach dem Trocknen können die Belege in nachvollziehbar gekennzeichnete Insektenkästen einsortiert werden (z. B. nach Standort, Untersuchungsjahr und Fallentyp katalogisiert). Sie sind nun in Insektenkästen oder in Pergamenttütchen (in Zellstoff eingeschlagen) über Jahrzehnte lagerungsfähig (in jedem Fall ist eine gut leserliche Etikettierung der Individuen notwendig!). Je nach Art(engruppe) oder Geschlecht sind unterschiedliche Präparationen vor dem Trocknungsprozess sinnvoll (Beispiele hierfür sind Genitalpräparation bei männlichen Wildbienen und Präparation des Abdomens bei manchen Heuschrecken, bei denen Fettkörper und anderes entfernt und gegen Watte oder Faserhanf ausgetauscht werden). Ist eine Präparation nicht innerhalb kurzer Zeit nach dem Abtöten möglich, können die Präparate im Gefrierschrank zwischengelagert werden und bleiben so flexibel. Bei Bedarf lässt sich sogar an nicht mehr frischen Individuen beispielsweise noch eine Genitalpräparation durchführen, wenn sie zuvor einige Stunden auf feuchtem Zellstoff eingeweicht wurden. Libellen werden oft getrocknet in Pergament archiviert.

Trockenpräparate benötigen keine allzu stark kontrollierten Bedingungen; eine niedrige Luftfeuchte und eine konstante Temperatur sind ausreichend. Außerdem sollten sie immer wieder stichprobenartig auf Schädlingsbefall kontrolliert werden. Gegebenenfalls kann ein Streifen Mottenpapier in Probennähe (z. B. im Deckel des Insektenkastens) ausgelegt und regelmäßig ausgetauscht werden.

Proben zur DNA-Gewinnung können von getrockneten Sammlungstieren entnommen werden. Es ist bereits gelungen, sequenzierungsfähige DNA aus über 200 Jahre alten Typenexemplaren von Schmetterlingen zu gewinnen (Schmid-Egger und Schmidt 2012). Entscheidend für die Qualität der DNA ist dabei die Behandlung und Aufbewahrung der Tiere direkt nach dem Töten. Allmähliches Trocknen und andauernde Feuchtigkeit (Zersetzungsprozesse) sowie die Verwendung von Formaldehyd mindern die DNA-Qualität oder zerstören die DNA ganz. Tiefgefrorene oder mit Essigsäureethylester bzw. vergälltem Ethanol (80 %) getötete (nicht gelagerte!) Tiere können getrocknet werden und sind noch Jahrzehnte später für DNA-Analysen brauchbar (Schmid-Egger und Schmidt 2012). Dabei hat sich herausgestellt, dass Sequenzierungen von Tieren aus bis zu zehn Jahre alten Sammlungen Erfolgsraten von 70 bis 100 % haben, Tiere aus 10 bis 20 Jahre alten Proben hingegen Erfolgsraten von nur noch 40 bis 60 %. Für die Extraktion der DNA benötigt man zumeist ein Bein oder sogar nur einen Tarsus. Das Beleg- bzw. Sammlungsexemplar bleibt also bestimmungsfähig erhalten.

Aus diesen Hinweisen wird deutlich, dass die Aufbewahrung je nach Ziel und Artengruppe komplexe Herausforderungen mit sich bringt. Es ist bereits in einer frühen Phase der Planung Expertise miteinzubeziehen, die insbesondere Fachinstitutionen wie Museen bieten. Zu bedenken ist, dass für ein größeres Erfassungsprogramm mit umfangreicher Probenahme ein beträchtliches Ausmaß an Platz-, Personal- und sonstigem Ressourcenbedarf für die Lagerung von Proben veranschlagt werden muss.

Literatur

- Biedermann, R., Niedringhaus, R., 2004. Die Zikaden Deutschlands - Bestimmungstabellen für alle Arten. WABV Fründ, Scheeßel.
- Blick, T., 1999. Spinnentiere, In Handbuch landschaftsökologischer Leistungen - Vereinigung umweltwissenschaftlicher Berufsverbände in Deutschland (VUBD). pp. 147-160. Selbstverlag des VUBD, Nürnberg.
- Schmid-Egger, C., Schmidt, S., 2012. DNA-Barcoding - Revolution in der Taxonomie? *Amplex* 5, 19-35.
- Ssymank, A., Sorg, M., Doczkal, D., Rulik, B., Merkel-Wallner, G., Vischer-Leopold, M., 2018. Praktische Hinweise und Empfehlungen zur Anwendung von Malaisefallen für Insekten in der Biodiversitätserfassung und im Monitoring. *Series Naturalis* 1, 1-12.
- van Achterberg, K., 2009. Can Townes type Malaise traps be improved? Some recent developments. *Entomologische Berichte* 69, 129-135.
- Westrich, P., 2018. Die Wildbienen Deutschlands. Eugen Ulmer KG, Stuttgart.

4.4 Diversitätsmessungen mittels DNA-Barcoding

Die Massenanalysen von Invertebraten-Proben über Barcoding-Verfahren sind zwar noch nicht so weit ausgereift, dass sie sofort für ein größer angelegtes Monitoring eingesetzt werden könnten, haben aber beträchtliches Potenzial. Es ist abzusehen, dass diese Biodiversitätsanalysen einen teilweisen Ersatz bzw. eine Ergänzung für konventionelles Bestimmen bieten werden. Deswegen sollte schon heute darauf geachtet werden, die Proben so zu handhaben, dass damit auch in einigen Jahren noch eine DNA-Analyse möglich ist (siehe Kapitel über Aufbewahrung).

Das Grundprinzip des Barcodings besteht darin, die spezifische Abfolge der Basenpaare in einem Markergen zur Bestimmung einzusetzen (die Bestimmung der meisten Taxa kann damit inzwischen auf Artniveau erfolgen). Durch den Aufbau von digitalen Referenzbibliotheken, bei denen die artspezifische DNA-Sequenz aus durch morphologische Bestimmung zweifelsfrei auf Artniveau identifizierten Individuen gewonnen wurde, kann dann im Normalfall eine automatisierte Art-Zuordnung der DNA-Sequenzen von aus dem Freiland oder Sammlungen gewonnenen Proben erfolgen. Im GBOL-Projekt Deutschland (www.bolgermany.de) und im Projekt Barcoding Fauna Bavaria (BFB) der Zoologischen Staatssammlung München werden seit mehreren Jahren Datenbanken aufgebaut, die mittlerweile die Bestimmung von 60 - 70 % der Arten in verschiedenen Gruppen erlauben (Szymank et al. 2018). So sind beispielsweise Makrolepidoptera fast vollständig erfasst, viele Familien von Diptera und Hymenoptera weisen erhebliche Lücken auf. Für das GBOL wurden 60 % aller in Deutschland vorkommenden Spinnenarten (Araneae) und 70 % der Weberknechtarten (Opiliones) erfasst (Astrin et al. 2016), sowie die meisten der in Deutschland vorkommenden Bienenarten (Schmidt et al. 2015); gleiches gilt für Grabwespen (Schmid-Egger et al. 2019). In Frankreich entsteht eine Datenbank zu Käferarten, deren Lebenszyklus mit der Zersetzung von Holz assoziiert ist (Rougerie et al. 2015). Diese Beispiele zeigen, dass gerade in den letzten Jahren viele Fortschritte auf diesem Forschungsfeld erzielt wurden.

Zur Charakterisierung einer Tierart wird typischerweise ein bestimmter Genabschnitt (658 Basenpaare) der mitochondrialen Cytochrome Oxidase I (COI) herangezogen, der in den meisten Fällen spezifisch für eine Art ist. Seine grafische Darstellung erinnert an den Strichcode, der zur Erkennung von Waren eingesetzt wird, daher der Name DNA-Barcoding (Hausmann 2017). Die ermittelten Sequenzen werden mit Clusterverfahren und anderen Klassifikationsverfahren sogenannten mOTUs (molecular operational taxonomic units) zugeordnet und schließlich wird ihnen eine BIN (barcode index number) zugeteilt (Geiger et al. 2016).

Das in den vergangenen Jahren dazu eingesetzte Sanger sequencing ist allerdings zu kosten- und zeitaufwendig für größere Monitoring-Programme, deswegen bestehen weltweit Anstrengungen mit NGS-Methoden (next-generation sequencing) kostengünstigere Verfahren mit hohen Durchsatzraten zu implementieren. Dabei werden typischerweise 313 Basenpaare des COI-Gens verwendet (Wang et al. 2018), es gibt allerdings auch Ansätze andere, wesentlich längere Gensequenzen zu verwenden. Vermutlich wird diese Entwicklung dazu führen, dass in naher Zukunft mit gewissen Einschränkungen (siehe unten) Mischproben standardisiert, schnell und relativ preiswert (geschätzt: ~1 € pro BIN; Szymank et al. 2018) „ausgelesen“ werden können (Meta-Barcoding). Hier werden nicht nur die BIN aller erfassten Insekten einer Probe ermittelt, sondern auch die etwaiger Parasiten, des Mageninhalts der Tiere oder sonstiger miterfasster organischer Substanzen (Tierhaare, Pollen, sonstige Pflanzen- und Tierpartikel). Hausmann (2017) schätzt die Kosten für NGS-Analysen bei den heutigen Standards für ein Monitoring mit fünf Dauerbe-

obachtungsstellen mit Malaise- und Lichtfallen auf einen fünfstelligen Eurobetrag pro Jahr (siehe Publikation für Details).

Ein weiterer Entwicklungsansatz ist die Nutzung von DNA aus der Konservierungsflüssigkeit (Ethanol) eingelagerter Proben für ein Meta-Barcoding (Zizka et al. 2018), um eine zerstörungsfreie Analyse zu ermöglichen. Ein ähnliches Vorgehen wird bereits bei der Erfassung ausgewählter Wassertiere (v. a. bei Fischen, aber auch bei Invertebraten) eingesetzt: Mit Hilfe sogenannter eDNA (environmental DNA), also extraorganismischer DNA, die beispielsweise durch abgegebenen Kot in die Umwelt gelangt, können Spuren der im Fokus der Untersuchung stehenden Arten nachgewiesen werden. Diese Methode ist in der Mikrobiologie zur Analyse bakterieller DNA bereits Standard (Horton et al. 2017), allerdings werden hier die ribosomalen 18s-Gene verwendet, die für Gewässer-Invertebraten offensichtlich zuverlässiger als die der COI sind. Deiner und Altermatt (2014) untersuchten die Haltbarkeit von eDNA in Fließgewässern unterhalb von Seen, in denen bestimmte Arten vorkommen, und konnten feststellen, dass die spezifische DNA der Seebewohner noch bis zu 12 Kilometer flussabwärts detektiert werden kann. Hänfling et al. (2016) beschreiben, dass sich Fischgesellschaften in Seen schon heute mittels Meta-Barcoding gut erfassen lassen. Ein Meta-Barcoding-Programm mit dem Ziel, ein Standardprotokoll für alle Akteure, die sich EU-weit mit aquatischem Monitoring beschäftigen, zu etablieren, ist seit 2016 mit DNAqua-Net bereits im Aufbau begriffen (Leese et al. 2018).

Das Meta-Barcoding hat allerdings auch Grenzen der Anwendbarkeit: So wird nicht in allen Fällen exakt auf Artniveau unterschieden; oft sind die mOTU Gruppen höherer (aber auch tieferer) taxonomischer Ebenen. Deswegen spiegeln die Ergebnisse des Meta-Barcodings im heutigen Entwicklungsstand nicht immer die genaue Artenzahl wider, stellen aber ein innerhalb dieser Methode vergleichbares Maß für die Biodiversität dar. Noch wesentlicher ist die Einschränkung, dass die Diversität bisher nur qualitativ beschrieben werden kann. Für ein Monitoring wichtige Abundanzen können (bisher) nur ermittelt werden, wenn aus den entsprechenden Proben Stichproben (subsamples) genommen und von Menschenhand sortiert werden. Verschiedene Ideen für wenigstens grobe Abundanzschätzungen durch das Meta-Barcoding werden aktuell im Rahmen methodischer Weiterentwicklungen verfolgt, darunter unter anderem die Nutzung von separaten Analysen von Unterstichproben (zur Ermittlung der Frequenz des Auftretens innerhalb dieser Unterstichproben) oder Daten zur Häufigkeit bestimmter Sequenzen für grobe Abundanzschätzungen. Ein weiteres schwerwiegendes Problem ist, dass Arten mit geringer Abundanz und Körpergröße einen so geringen Anteil der Biomasse (und damit verwertbarer DNA) in der Gesamtprobe haben, dass sie oft nicht automatisch detektiert werden (Elbrecht et al. 2017). Das kann bis zu 20 % der Arten in einer Probe betreffen, entsprechend sind seltene und kleine Arten in einer mit Meta-Barcoding gewonnenen Artenliste unterrepräsentiert. Auch diesbezüglich wird an methodischen Weiterentwicklungen gearbeitet, wie zum Beispiel hinsichtlich einer Analyse größenfraktionierter Unterstichproben. Die klassische morphologische Bestimmung würde also je nach Fragestellung der und Anforderungen an die Monitoringaktivitäten durch das Meta-Barcoding in seinem aktuellen Entwicklungsstand derzeit noch nicht ersetzt werden können. Allerdings besteht erhebliches Potenzial, zukünftig mittels weiterentwickelter genetischer Methoden große Probenmengen umfassend zu analysieren.

Literatur

Astrin, J.J., Höfer, H., Spelda, J., Holstein, J., Bayer, S., Hendrich, L., Huber, B.A., Kielhorn, K.-H., Krammer, H.-J., Lemke, M., Monje, J.C., Morinière, J., Rulik, B., Petersen, M., Janssen, H., Muster, C., 2016. Towards a DNA barcode reference database for spiders and harvestmen of Germany. PLOS ONE 11, e0162624.

- Deiner, K., Altermatt, F., 2014. Transport distance of invertebrate environmental DNA in a natural river. *PLOS ONE* 9, e88786.
- Elbrecht, V., Peinert, B., Leese, F., 2017. Sorting things out: Assessing effects of unequal specimen biomass on DNA metabarcoding. *Ecology and Evolution* 7, 6918–6926.
- Geiger, M.F., Moriniere, J., Hausmann, A., Haszprunar, G., Wägele, W., Hebert, P.D.N., Rulik, B., 2016. Testing the Global Malaise Trap Program – How well does the current barcode reference library identify flying insects in Germany? *Biodiversity Data Journal* 4, 1-22.
- Hänfling, B., Lawson, H.L., Read, D.S., Hahn, C., Li, J., Nichols, P., Blackman, R.C., Oliver, A., Winfield, I.J., 2016. Environmental DNA metabarcoding of lake fish communities reflects long-term data from established survey methods. *Molecular Ecology* 25, 3101-3119.
- Hausmann, A., 2017. Das Projekt Barcoding Fauna Bavarica: Monitoring von Bestandsveränderungen und Einwanderungen von Insekten in Bayern. *Rundgespräche Forum Ökologie* 46, 91-104.
- Horton, D.J., Kershner, M.W., Blackwood, C.B., 2017. Suitability of PCR primers for characterizing invertebrate communities from soil and leaf litter targeting metazoan 18S ribosomal or cytochrome oxidase I (COI) genes. *European Journal of Soil Biology* 80, 43e48.
- Leese, F., Bouchez, A., Abarenkov, K., Altermatt, F., Borja, Á., Bruce, K., Ekrem, T., Ciampor Jr., F., Ciamporová-Zatovicová, Z., Costa, F.O., Duarte, S., Elbrecht, V., Fontaneto, D., Franc, A., Geiger, M.F., Hering, D., Kahlert, M., Kalamujic Stroil, B., Kelly, M., Keskin, E., Liska, I., Mergen, P., Meissner, K., Pawlowski, J., Penev, L., Reyjol, Y., Rotter, A., Steinke, D., van der Wal, B., Vitecek, S., Zimmermann, J., Weigand, A.M., 2018. Why we need sustainable networks bridging countries, disciplines, cultures and generations for aquatic biomonitoring 2.0: A perspective derived from the DNAqua-Net COST action. *Advances in Ecological Research* 58, 63-99.
- Rougerie, R., Lopez-Vaamonde, C., Barnouin, T., Delnatte, J., Moulin, N., Noblecourt, T., Nusillard, B., Parmain, G., Soldati, F., Bouget, C., 2015. PASSIFOR: A reference library of DNA barcodes for French saproxylic beetles (Insecta, Coleoptera). *Biodiversity Data Journal* 3, e4078.
- Schmid-Egger, C., Straka, J., Ljubomirov, T., Blagoev, G.A., Morinière, J., Schmidt, S., 2019. DNA barcodes identify 99 per cent of apoid wasp species (Hymenoptera: Ampulicidae, Crabronidae, Sphecidae) from the Western Palearctic. *Molecular Ecology Resources* 19, 476-484.
- Schmidt, S., Schmid-Egger, C., Morienère, J., Haszprunar, G., Hebert, P.D.N., 2015. DNA barcoding largely supports 250 years of classical taxonomy: identifications of Central European bees (Hymenoptera, Apoidea *partim*). *Molecular Ecology Resources* 15, 985-1000.
- Ssymank, A., Sorg, M., Doczkal, D., Rulik, B., Merkel-Wallner, G., Vischer-Leopold, M., 2018. Praktische Hinweise und Empfehlungen zur Anwendung von Malaisefallen für Insekten in der Biodiversitätserfassung und im Monitoring. *Series Naturalis* 1, 1-12.
- Wang, W.Y., Srivathsan, A., Foo, M., Yamane, S., Meier, R., 2018. Sorting specimen-rich invertebrate samples with cost-effective NGS barcodes: Validating a reverse workflow for specimen processing. *Molecular Ecology Resources* 18, 490-501.
- Zizka, V.M.A., Leese, F., Peinert, B., Geiger, M.F., 2018. DNA metabarcoding from sample fixative as a quick and voucher preserving biodiversity assessment method. *Genome* 62, 122-136.

5 Zusammenfassung

Der vorliegende Skriptenband ist eine Materialsammlung, in der Informationen und Erfahrungen zu prinzipiell für Monitoringaktivitäten geeigneten Insektenerfassungsmethoden zusammengestellt und bewertet werden. Er basiert auf einer Literaturstudie sowie zahlreichen Gesprächen mit Fachleuten. Ziel dieser Materialsammlung ist (ohne Anspruch auf Vollständigkeit zu erheben) eine erste Einordnung der Methoden vor dem Hintergrund eines Monitorings. Es werden insgesamt 16 verschiedene Erfassungsmethoden dargestellt (14 für terrestrische und zwei für limnische Arthropoden). Zu jeder Methode finden sich unter anderem Angaben zur Standardisierbarkeit hinsichtlich Phänologie, Lebensraumtyp, Standort und Witterung, zu erfassbarem Artenspektrum, Zeitaufwand und Kosten, Forschungs- und Entwicklungspotenzial sowie weiterführende Literatur. Die Materialsammlung enthält Kurzzusammenfassungen zu ausgewählten Insektengruppen, die etablierte Erfassungsmethoden für die jeweilige Gruppe benennen. Darüber hinaus werden methoden- und artengruppenübergreifende Aspekte im Hinblick auf ein Monitoring erörtert. Dazu gehören Fragen der Zusammensetzung von Fangflüssigkeiten für verschiedene Ansprüche, der Bestimmungsaufwand in Abhängigkeit von Probenaufkommen und Fangmethode, die fachgerechte Aufbewahrung von Proben oder neue Methoden zur Diversitätsmessung mittels DNA-Barcoding. Für die Planung eines Monitorings von Insekten kann dieser Skriptenband als Orientierung und Arbeitshilfe dienen.