

EPT – Erfassungsmethoden
allgemein und speziell unter dem
Blickwinkel der Europäischen
Wasserrahmenrichtlinie

Mathias Zilch

- Taxa der Ephemeroptera, Plecoptera , Trichoptera werden zur Bioindikation von Gewässern genutzt
- um aussagekräftige Ergebnisse zu erzielen sollte das gesamte Artenspektrum der drei Taxa möglichst selektiv erfasst werden
- Klärung der Fragen: Wo? Wann? Wie?

Gliederung

1. Kurze Einführung
2. Ökologische Besonderheiten der drei Taxa, die für den Fang von Bedeutung sein können
3. Vorstellung verschiedener Fangmethoden und Fanggeräte (z.T. unter Punkt 2)
4. Spezielle Erfassungsmethode
Fließgewässerbewertung nach EG-
Wasserrahmenrichtlinie



- Larven aller drei Taxa entwickeln sich im Wasser
- Imagines ebenfalls an Wasser gebunden (Eiablage ins Wasser)
- merolimnische Lebensweise
- → Larven im Wasser
Imagines an Land
oder in der Luft

Ephemeroptera - Eintagsfliegen

- Larven obligat aquatisch, Imagines terrestrisch bzw. luftgebunden
 - kurze, ausschließlich der Fortpflanzung dienende, Imaginalphase (Schwarmflug, Paarung, Eiablage)
 - Männchen der Maifliege (*Ephemera danica*) schwärmen an Nachmittagen von Mitte Mai bis Anfang August in mehreren Metern Höhe über dem Gewässer
 - Larvalphase nach 20 – 40 Häutungen abgeschlossen, kann 6 Tage bis 3 Monate dauern
 - Nymphe häutet sich unter, auf oder über dem Wasser zur Subimago → nach wenigen Minuten bis zu 2 Tagen Häutung zur Imago
-

Fangmethoden für adulte Eintagsfliegen:

- in der Nähe von Süßwassergewässern
- sitzend auf krautartigen Pflanzen, Sträuchern und Baumstämmen
- schnelles Greifen mit einer Pinzette,
- Fang mit einem Streifkescher
- mehrere Meter über dem Gewässer schwärmend
- einen möglichst hohen und leichten Luftkescher

Abtöten mit Essigsäureethylester

Aufbewahrung in Ethanol oder als genadeltes Präparat

Larven der Eintagsfliegen:

- grabend im feinkiesigen (Mikrolithal) bis schlammigen (Pelal) Substrat der Flusssohle
z.B. *Ephemera* sp.

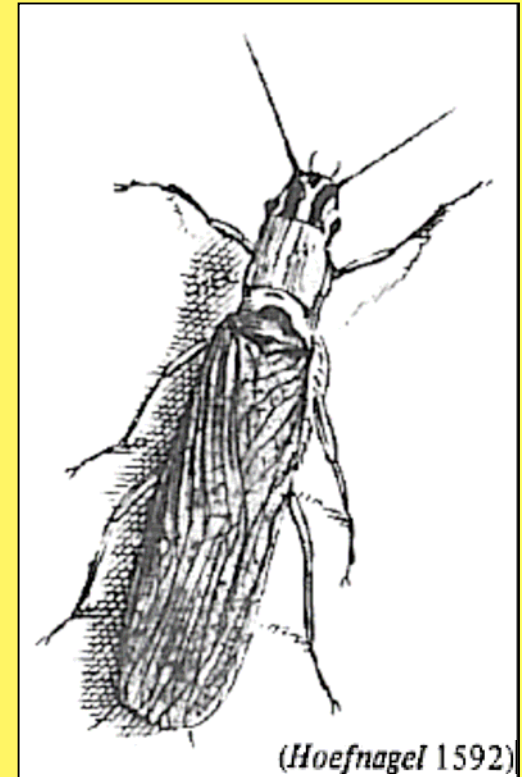
- auf Steinen in schnellfließenden Gewässerabschnitten: auf der Oberseite von Blöcken oder in Hohlräumen unter Steinen
z.B. *Ecdyonurus* sp.

- schwimmend in submersen Pflanzenbeständen und Falllaubansammlungen, auch oberflächliche Lückenräume im Kiesbett
z.B. *Baetis* sp.

- ähnliche Lebensräume sowie Quellmoos-Rasen und schlammige Abschnitte von kriechend und schlängelnden Arten
z.B. *Caenis* sp., *Leptophlebia* sp.

Plecoptera - Steinfliegen

- Imagines einzeln am Ufer auf Vegetation, Steinen, auf bealigten Baumstämmen oder in Paarungsgemeinschaft an optischen Marken (z.B. einzeln stehender Baum)
- erscheinen tagsüber wenig aktiv, flüchten erst bei Erschütterungen oder Berührungen (meist hastig laufend)
 - direkter Fang mit Pinzette
 - Vegetation mit Streifkescher
- viele Arten (zumeist kleinere) fliegen flatternd nur kurze Strecken, größere Arten fliegen auch längere Strecken und kreisen z.T. über zur Eiablage geeigneten Gewässerabschnitten
 - evtl. Fang mit Luftkescher
- Aufbewahrung in Ethanol oder genadelt



Larven der Steinfliegen:

- zumeist in klarem schnellfließenden Wasser
 - weidend auf Steinoberflächen
 - im Falllaub als Zerkleinerer
 - direkt auf der Gewässersohle schreitend
 - Lückenräume z.B. zwischen Steinen
(Feinpartikelsammler)
 - auch aktiv nach Nahrung suchend oder
lauernd z.B. zwischen Unterwasserpflanzen

 - Kescher wie bei Eintagsfliegenlarven
 - Abtötung und Aufbewahrung der Larven in
Ethanol
-

Trichoptera - Köcherfliegen

- Adulti halten sich überwiegend in der Ufervegetation auf
 - Tiere meiden das direkte Sonnenlicht; vor allem in der Dämmerung und nachts aktiv; Schwärmen über Wasser und in der Ufervegetation
 - am Tag: Schlagen o. Streifen mit dem Streifnetz, Absammeln mit Pinzette
 - nachts: Lichtfang
 - Abtötung der adulten Individuen mit Essigsäureethylester
 - Konservierung in Ethanol evtl. zunächst 65%ig, später 75 – 80%ig
 - oder gespannt und genadelt
-

Larven der Köcherfliegen:

- längste Zeit der Individualentwicklung im Larvenstadium
- Spinnvermögen von allen Arten für Verpuppungsgehäuse genutzt, von den meisten auch zum Bau der typischen Köcher
- besiedeln alle Habitattypen des Süßwassers (Quellen, Bäche, Flüsse, Ströme, stehende Gewässer aller Art, Moore, periodische Bäche o. Weiher etc., einige Arten auch Binnensalzstellen und Brackwasser oder auch Larven an Land)
- z.T. ohne Köcher; in festen Wohnröhren z.B. auf Steinen; Wohnröhren in Holz; oder mit auffälligen und beweglichen Köchern aus den verschiedensten Materialien (Tarnung und Schutz)

Larven der Köcherfliegen:

- Beprobung verschiedenster Substrate mit Keschern
- wenn möglich (flache ungetrübte Gewässer): auch direktes Absammeln der Köcher möglich
- Abtötung und Fixierung der Larven (mit oder ohne Köcher) in Ethanol
- Köcher können auch getrocknet aufbewahrt werden (hohe Festigkeit)
 - nicht alle Larven können sicher bis zur Art bestimmt werden, deshalb nach Möglichkeit immer auch Beprobung der Imagines vornehmen

Lichtfang

- für die Erfassung adulter Tiere aller drei Taxa geeignet
 - möglichst geringe Entfernung der Lichtfalle zum Habitat
 - Beachtung von f. den Fang förderlichen Strukturen (überhängende Äste, Schilfbestände etc. = potentielle Rast- und Balzplätze)
 - bei starkem Wind fliegen kleine Arten seltener (Verdriften)
 - nur wenige Köcherfliegen bei kühlen Temperaturen unter 10°C
 - gute Ergebnisse bei (schwül-) warmen Wetter und warmen Starkregen
 - je dunkler die Umgebung (keine Störlichter etc.) desto besser die Ergebnisse des Lichtfangs
-

weitere Probenbehandlung

- Betäubung bzw. Abtöten der Tiere mit Essigsäureethylester
 - Fixierung wie beschrieben in Ethanol
 - jede Probe mit aussagekräftigen Fundortetikett (Bleistift)
 - Bestimmung unter einem Binokular mit möglichst hoher Vergrößerung + Kaltlichtquelle, für Feinstrukturen evtl. Mikroskop erforderlich
 - Bestimmung erfolgt in der Fixierflüssigkeit
 - nach der Bestimmung erhält jede Art ein Artetikett (Gattungs- und Artname, Name des Bestimmers (det.), Datum)
-

Beprobungen zur Bewertung nach der Europäischen Wasserrahmenrichtlinie

Ziel: Erreichen eines guten Zustandes für Gewässer bis 2015

Bewertung der ökologischen Qualität von Fließgewässern

- standardisierte Methode zur Aufsammlung, Aufbereitung und Auswertung von Makrozoobenthosproben

Standardisierter Kescher:

- 25 x 25 cm Öffnung
- langstielig
- Maschenweite 500 μm
- Netztiefe von 70 cm



- zunächst Kartierung der Habitate und Festlegung der Teilproben (vom Ufer aus) – Feldprotokoll
- dann Beprobung der festgelegten Teilproben, optional Entnahme einer 21. Probe

Zwei Formen der Weiterbearbeitung:

Laborsortierung:

das gesamte Probenmaterial wird mit Ethanol fixiert und ins Labor verbracht (Aussortieren von Einzelexemplaren)

Lebensortierung:

die Probe wird vor Ort aussortiert, Einzelexemplare aller Taxa werden entnommen, die Anzahl restlicher Individuen wird geschätzt

Vielen Dank für Ihre Aufmerksamkeit!

Literatur

- Handbuch Fließgewässerbewertung - www.Fliessgewaesserbewertung.de
- Dathe, H. (Hrsg.) (2003): Lehrbuch der Speziellen Zoologie. Bd. 1, Teil 5. Heidelberg, Berlin. Spektrum.
- ausliegende Bestimmungsliteratur