Zeitschrift: Insecta Helvetica. Fauna
Herausgeber: Schweizerische Entomologische Gesellschaft
Band: 9 (1992)

Artikel: Ephemeroptera (deutsche Ausgabe)
Autor: Studemann, Denise / Landolt, Peter / Sartori, Michel
Kapitel: IV.: Sammeln, Aufzucht und Konservierung
DOI: https://doi.org/10.5169/seals-1006760

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

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

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

Download PDF: 27.12.2025

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

IV. SAMMELN, AUFZUCHT UND KONSERVIERUNG

1. Sammelmethoden

Sammeln der Larven. Wegen der unterschiedlichen Besiedlungsstrategien und verschiedenen Lebensweisen der Eintagsfliegenlarven im Wasser werden je nach Art verschiedene Sammelmethoden angewandt. Sie werden der gesuchten Art angepasst, und es wird im entsprechenden Habitat gesucht: unter Steinen, in der Vegetation oder direkt im Substrat.

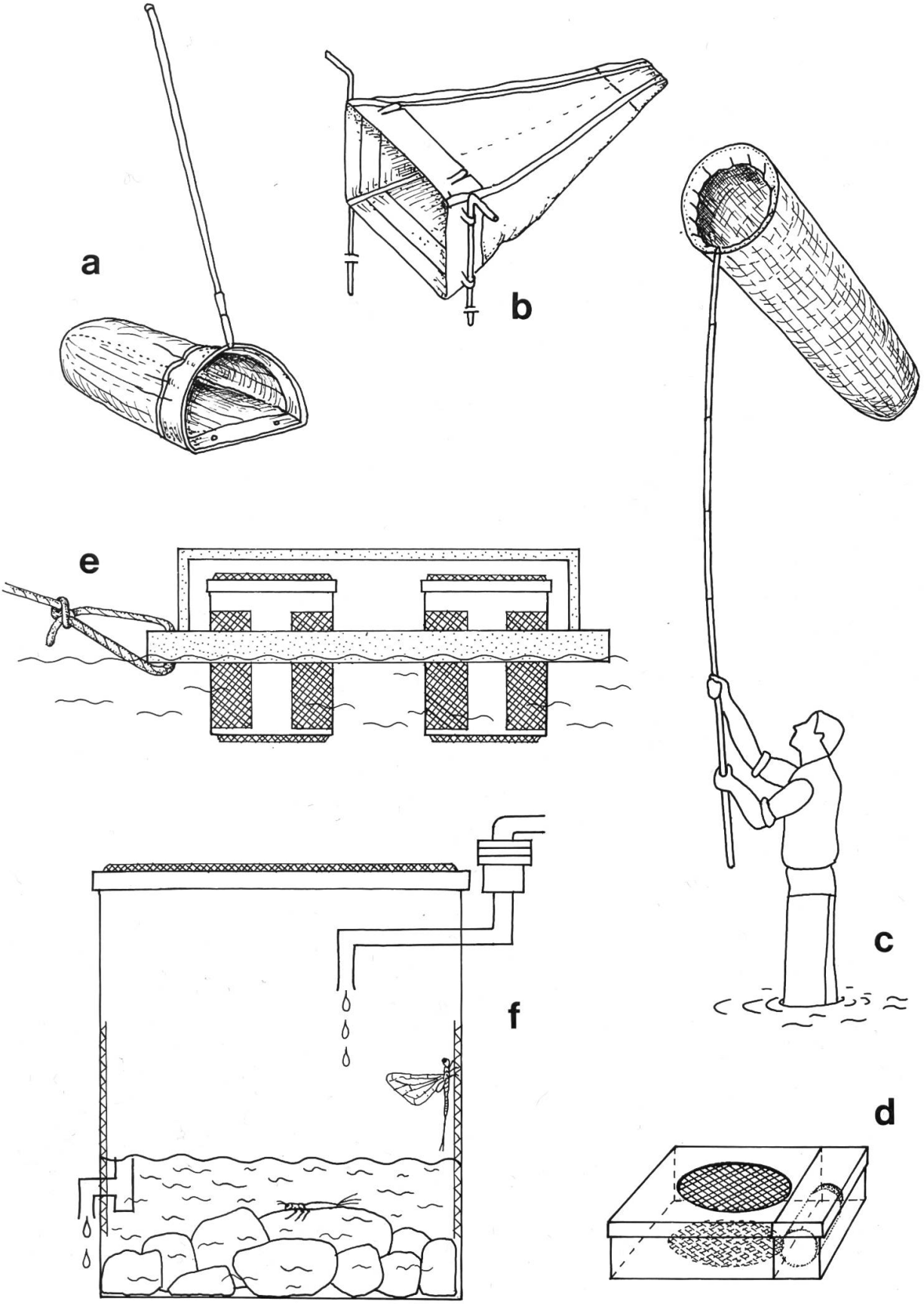
Diejenigen Larven, die sich stark an steiniges Substrat klammern (z.B. Vertreter der Heptageniidae, *Baetis*) können mit einer Federpinzette von den Steinen abgesammelt werden. Falls sie sich nicht bewegen, aktiviert sie eine Benetzung des Steines und macht sie so dem Sammler erkenntlich.

Im allgemeinen aber werden Netze (Fig. 17a) verwendet. Die Netzgrösse und die Maschenweite des Netzes sind dem Gewässertyp und der Wasserströmung anzupassen. Bei kleinen Waldbächen beträgt die Öffnungsweite des Netzes ungefähr 20×20 cm, bei grösseren Bächen kann sie 30×30 cm oder mehr messen. Die Maschenweite des Netzmaterials beträgt normalerweise 0,5 bis 1 mm und gewährleistet einerseits einen vernünftigen Wasserdurchfluss und andererseits den Fang beinahe aller an der untersuchten Stelle vorkommenden Tiere. Die Netze werden mit einem Stiel versehen, um auch in grösseren Wassertiefen sammeln zu können.

Bei fliessendem Wasser wird das Netz auf Grund gesetzt und 20 bis 50 cm flussaufwärts das Substrat (Boden, Wasserpflanzen, Wurzeln etc.) durch Fuss- oder Handbewegungen mechanisch aufgewühlt. Die losgerissenen oder flüchtenden Larven werden durch die Wasserströmung ins Netz gespült und können dort direkt mit einer Federpinzette herausgeholt werden. Bei Probenahmen, bei denen viel Substratmaterial (Sand, Blätter oder andere Pflanzenteile) mit den Tieren ins Netz gelangt, ist es ratsam, den Inhalt des Netzes nach dem Wasserabfluss in eine mit Wasser versetzte Schale (z.B. eine Photoschale 30×20×5 cm) zu geben und den Inhalt anschliessend herauszusortieren. Ruhige oder versteckte Larven sind leicht zu übersehen, nach einer Beruhigungszeit werden sie wieder aktiv und sind für den Sammler leichter zu orten. Bei stehenden Gewässern ist ein Netz mit metallener Schaufelfäche von Vorteil (wie Fig. 17a). Um die Aktivität der Eintagsfliegenlarven zu untersuchen,

---

Fig. 17.
a: Sammelnetz für Larven; b: Driftnetz; c: Sammelnetz für geflügelte Stadien; d: Schachtel für Subimagines; e: Träger mit Zuchtbechern; f: Zuchtbecher für Kaskadenanordnung.


a
b
c
d
e
f

werden Driftnetze (Fig. 17b) verwendet. Diese Netze werden während einer gewissen Zeit (einige Minuten bis einige Tage) in die Strömung gesetzt und verankert. Für eine quantitative Auswertung von Larvenproben kann die sogenannte Flottierungsmethode verwendet werden. Den Proben wird nach Abgiessen des Wassers eine Magnesiumsulfatlösung (350 g/l) zugesetzt (MATTHEY *et al.*, 1984), wodurch die Larven unabhängig von ihrer Grösse an die Oberfläche kommen. Dort lassen sie sich mit einer Pinzette einsammeln. Für die qualitative Erhebung kolonisierender Faunaelemente werden künstliche Substrate ausgesetzt und nach einer gewissen Zeit wieder eingeholt. Die sich darauf angesiedelten Arten können leicht behändigt werden.

Larven zu Aufzuchtszwecken werden in ein mit Wasser gefülltes Gefäss verbracht, Larven zu Sammelzwecken in 80%-igen Alkohol.

Sammeln der Subimagines und Imagines. Bei einigen Arten (z.B. *Metreletus balcanicus* oder Vertreter der Gattung *Ephemera*) können vor allem die Subimagines auf Pflanzen in Gewässernähe (Gras, Gebüsch) mit einem Kätschernetz eingesammelt oder mit einer Federpinzette «abgelesen» werden. Die geflügelten Stadien sind zum Teil ausgezeichnete Flieger und lassen sich nur mit einem Netz fangen (Fig. 17c). Es soll leicht (z.B. Material aus Vorhangstoff mit kleiner Maschenweite) und mit einer grossen Öffnung (Durchmesser bis zu 1 m) versehen sein. Da die Flughöhen variabel sind, benützt man von Vorteil einen bis zu 5 m verlängerbaren Stiel (z.B. eine teleskopartige Fischerrute). Die Netztiefe bis zu 2,5 m weist mehrere Vorteile auf: einerseits bleiben die gefangenen Insekten während des Sammelns im Netz, andererseits kann der Sammler die nervösen und agilen Imagines im Netz behändigen, indem er das Netz überstülpt und sich zu den Insekten ins Innere des Netzes begibt.

In warmen Sommernächten können geflügelte Stadien mittels Lichtfallen gesammelt werden. Eine Lichtquelle (z.B. eine Hg-Lampe) wird auf einem Dreibein ungefähr 1,5 m über einem auf dem Boden ausgebreiteten weissen Tuch (Leintuch) aufgehängt. Nachtaktive Arten werden durch das Licht angelockt und landen auf dem weissen Tuch, wo sie abgelesen werden können. Es ist auch möglich, dass Tiere von Autoscheinwerfern angelockt werden und sich dort niederlassen. Geflügelte Tiere können auch auf einer klebrigen Unterlage (Klebeband) gefangen werden; diese Fallen müssen häufig kontrolliert werden, denn die Tiere werden schnell beschädigt. Spinnennetze unter Brücken, an Laternenpfählen und beleuchtete Fensterscheiben in Gewässernähe sind Orte mit reichhaltiger Ausbeute an geflügelten Tieren. Emergenzfallen werden auf die Wasseroberfläche gesetzt und erlauben den Fang der Subimago nach ihrer Emergenz. Die letztgenannte Sammelmethode eignet sich ausgezeichnet für Arten, bei denen eine künstliche Aufzucht unmöglich ist.

Gefangene Subimagines sollten möglichst schnell in adäquate Schachteln (Fig. 17d) transferiert werden, möglichst ohne die Tiere mit einer Pinzette zu berühren.

2. Aufzuchtmethoden

Um der Larve einer Art das entsprechende Adultstadium zuordnen zu können, werden Larven bis zum Adultstadium aufgezogen.

Einzelne oder mehrere gefangene Larven einer Population werden in Zuchtbecher gegeben. Letztlarven (Nymphen mit dunkel gefärbten Flügelköchern) ernähren sich nicht mehr und werden nach kurzer Zeit zu Subimagines, was die Aufzucht vereinfacht.

Aufzucht im Feld. Die Behälter (z.B. Joghurtbecher) werden mit zwei seitlichen Öffnungen und einem offenen Boden für eine gute Wasserdurchströmung versehen und die Öffnungen mit einem Maschengitter versehen. Hineingelegte Steine beschweren die Anlage und bilden zugleich Schlupfwinkel für die Larven. Die Behälter werden auf einem Träger in die Wasserströmung gesetzt (Fig. 17e). Mit Vorteil werden auch die Wände des Zuchtbechers mit einem Gazegeflecht versehen, an dem sich die emergenzbereiten Nymphen und auch die geschlüpften Subimagines festklammern können. Über dem Freiraum oberhalb der Wasseroberfläche wird der Behälter mit einem Gazetuch abgedeckt. Die Subimagines können sich dort festhalten. Die ganze Anlage aus mehreren Behältern wird mit einem Deckel gegen Sonnenlicht, Regen, Wind und andere mechanische Einflüsse geschützt. Diese Zuchtanlage muss ein- bis zweimal pro Tag kontrolliert werden, damit die geschlüpften Subimagines nicht ins Wasser fallen. Sie werden anschliessend in eine Schachtel gegeben (Fig. 17d) und an einem möglichst kühlen, feuchten Ort, vor jeder Sonneneinstrahlung geschützt, bis zur Imaginalhäutung gelagert. Die Exuvie wird in 80%-igem Alkohol aufbewahrt.

Aus Zeitgründen ist es manchmal unumgänglich, die gefangenen Larven ins Labor mitzunehmen. Ein kurzer Transport von wenigen Stunden in einem Thermosbehälter (Thermosflasche mit einem Käfigeinsatz wie in Fig. 17e) mit kaltem Wasser oder regelmässigem Wasserwechsel bietet keine Probleme. Bei einem Transport über längere Strecken empfiehlt es sich, Sauerstoff mit Aquarienpumpen zuzuführen. Für die Wasserbewegung genügt die Vibration des Transportfahrzeuges.

Aufzucht im Labor. Bei der Aufzucht im Labor sollten die natürlichen Bedingungen möglichst gut nachgeahmt werden. Die Wasserqualität (Achtung vor chloriertem Wasser!), die Wasserströmung für eine ausreichende Sauerstoffversorgung sowie das Substrat (algenbewachsene Steine für die Ernährung jüngerer Larven) spielen eine wichtige Rolle. Es gibt viele Möglichkeiten, eine mehr oder weniger komplizierte Aufzuchtanlagen zu bauen.

Die im Feld verwendeten Zuchtbecher können ebenfalls im Labor benützt werden, falls für eine genügende Wasserströmung gesorgt wird. Durch eine Umwälzpumpe kann in einem Behälter von ungefähr 50×30 cm mit einer Wassertiefe von ungefähr 20 cm eine Kreisströmung erzeugt werden, mit

Vorteil in den oberen Wasserschichten. Nach Zugabe von filtriertem Plankton bildet sich auf den Steinen in den Zuchtbechern Aufwuchs, der den Larven als Nahrung zu Verfügung steht. Bei 14°C muss das Wasser ungefähr alle zwei Wochen gewechselt werden.

Eine andere Möglichkeit sind kaskadenförmig angeordnete Zuchtbecher (Fig. 17f). Das zufliessende Wasser fällt in einen zylindrischen Becher (Durchmesser 15 cm, Höhe 30 cm). Der Wasserstand von ungefähr 10 cm wird durch eine Überlauföffnung konstant gehalten, das überlaufende Wasser wird in einen darunterstehenden, identischen Behälter weitergeleitet. Steiniges Substrat bietet den Larven Unterschlupf; ein auf den Steinen vorhandener Aufwuchs bildet Nahrungsgrundlage für die Larven. Für die schlüpfbereiten Nymphen sowie für die Subimagines wird ein «Laufgitter» an die Innenwand geklebt. Der Zuchtbecher wird durch ein Maschengitter abgedeckt. Die Subimagines können bis nach der Imaginalhäutung im Zuchtbecher belassen werden.

Alle Aufzuchteinrichtungen haben Vor- und Nachteile. Die Überlebensrate (von wenigen Prozenten bis gegen 80%) hängt von den Laborbedingungen, vom physiologischen Zustand der Larven wie auch von der aufzuziehenden Art ab.

3. Konservierungsmethoden

Larven werden in 80%-igem Alkohol aufbewahrt. Zugefügtes Wasser beim Sammeln, sowie der im Vergleich zu den Adulttieren hohe Wassergehalt der Eintagsfliegenlarven senkt die Alkoholkonzentration auf unter 70%. Deswegen ist der Alkohol im Labor mindestens einmal zu ersetzten. Um mechanische Schäden vor allem beim Transport zu vermeiden, ist es ratsam, die Tübchen mit Tieren vollständig (ohne Luftblasen) mit Alkohol aufzufüllen.

Adulte Tiere werden in Alkohol (80%), genadelt oder tiefgefroren konserviert, wobei die erstgenannte Methode die einfachste und verbreitetste ist. Konserviertes Material sollte an lichtgeschützten Orten aufbewahrt werden. Genadelte Tiere behalten ihre Farbe; diese Methode hat aber zahlreiche Nachteile: abstehende Körperteile (Beine, Caudalfilamente etc.) werden durch das Trocknen äusserst zerbrechlich, weiche Strukturen (bei Genitalien) werden durch die Trocknung oft stark verändert. Überdies ist die Einbettung von kleinen Körperteilen wie Genitalien von getrockneten Individuen schwieriger als von alkoholkonserviertem Material. Das Gefrieren einzelner Tiere einer Population erlaubt die Konservierung der natürlichen Farben und Strukturen. Vom Aufbewahren in Formol oder Formalin wird in jedem Fall abgeraten, denn die sklerotinisierten Strukturen werden dadurch zerbrechlich.

Gewisse Teile (Genitalien der Männchen, Mundwerkzeuge der Larven, Exuvien etc.) benötigen zum Teil eine mikroskopische Präparation auf einem

Objektträger. Um Mundwerkzeuge von Verschmutzungen zu befreien, werden sie kurz mit Ultraschall behandelt. Exuvien werden 15 Minuten bei Zimmertemperatur in Chloralphenol (3,75 g Phenol krist., 20 g Chloralhydrat, 25 ml dest. Wasser) gelegt und anschliessend auf den Objektträger gebracht. Ganze Larven und voluminöse Körperteile werden fünf Minuten in KOH (10%) für den Abbau des Muskelgewebes gekocht, nach dem Abkühlen in Wasser gewaschen und anschliessend je zehn Minuten in folgenden Bädern belassen: HCl (10%), Alkohol (70%), absoluter Alkohol. Schlussendlich werden sie in Chloralphenol gebracht, in dem die Objekte einige Stunden bis zur Einbettung belassen werden können. Das Einbettungsmittel nach HEINZE (1952) enthält neben 20 g Chloralhydrat, 10 g Polyvinylalkohol und 50 ml dest. Wasser die folgenden Lösungen: 35 ml Milchsäure (90%), 25 ml Phenol (15%) und 10 ml Glycerin (87%). Dieses Einbettungsmittel bleibt während Jahren transparent.

Insektenteile für die Untersuchung mit dem Rasterelektronenmikroskop müssen entwässert, getrocknet (z.B. mit der Methode der Kritisch-Punkt-Trocknung) und anschliessend mit einer feinen Metallschicht überzogen werden. Die Eier benötigen eine vorangehende Fixierung mit Glutaraldehyd oder Osmiumtetraoxyd (STUDEMANN *et al.*, 1987). Diese Fixierung wird hinfällig, wenn Weibchen direkt nach dem Sammeln in eine Formaldehydlösung (10%) oder Glutaraldehydlösung (4%) gebracht werden.

Die **Beschriftung** der Proben ist unerlässlich. Ein mit Bleistift oder Tusche beschriebener Papierstreifen mit genauen geographischen Angaben des Sammelortes (Gewässer, Ort, Region, ev. geographische Koordinaten), dem Datum und dem Namen des Sammlers sowie einem Papierstreifen mit dem Artnamen des bestimmten Tieres werden in das Alkoholröhrchen eingelegt.