

Bestimmungsschlüssel der wichtigsten deutschen Süßwasser-Teleosteer anhand ihrer Eier

An identification key of the most important german freshwater teleost fishes by means of their eggs

Von R. RIEHL und E. SCHULTE

Mit 10 Abbildungen im Text

Abstract

A key for identification of 32 teleost fishes by means of their eggs has been made up. The difficulties appearing during the compilation of this key are shown. The terminology of the membranes of oocytes and eggs is explained. The form of the micropyle is one important feature for identifying fish eggs after having fixed and cut them.

I. Einleitung

Die embryonale und larvale Entwicklung vieler Süßwasserfische ist schon relativ gut bearbeitet worden (KASANSKY, 1925, 1928; SCHNAKENBECK, 1936, 1941; OPPENHEIMER, 1937; BALINSKY, 1948; WINN & MILLER, 1954; DZIEKONSKA, 1956; BALON, 1956, 1958 a, b, 1959; BRACKEN & KENNEDY, 1967). Dabei wurden auch Bestimmungsschlüssel für Larven und Postlarven verschiedener Fische aufgestellt. Demgegenüber sind in der Literatur Bestimmungsschlüssel, die es erlauben, Fischarten anhand der Morphologie der Eier zu determinieren, nur sehr spärlich vertreten (BRACKEN & KENNEDY, 1967; KLAUSEWITZ, 1974). Weiterhin umfassen diese Schlüssel nur eine eng umgrenzte Anzahl von Fischarten, so der Schlüssel von BRACKEN & KENNEDY (1967) 13 Arten, der von KLAUSEWITZ (1974) 11 Arten. Aus diesen Gründen ist versucht worden, einen Bestimmungsschlüssel aufzustellen, der die Eier einer weitaus größeren Zahl von einheimischen Fischarten (32) beinhaltet. Dabei wurden die Ergebnisse von BRACKEN & KENNEDY (1967) und KLAUSEWITZ (1974) berücksichtigt.

II. Material und Methoden

Ein Teil der untersuchten Fische wurden mit Angel und Senknetz sowie durch Elektrofischerei gefangen, der andere Teil durch verschiedene Institutio-

nen beschafft und zur Verfügung gestellt¹. Besonders die Elektrofischerei machte es möglich, sonst schwer zugängliche Arten zu erhalten.

Die Fischeier wurden auf verschiedene Weisen gewonnen. Stichling und Schmerle laichten im Laborbecken ab. Die leicht zu identifizierenden Barscheier wurden im Frühsommer im Freiland gesammelt, ebenso die Eier folgender Arten: *Rhodeus sericeus amarus*, *Gymnocephalus cernua*, *Leucaspis delineatus*, *Cottus gobio*, *Rutilus rutilus*, *Leuciscus leuciscus*, *L. cephalus*, *Alburnus alburnus*, *Scardinius erythrophthalmus* und *Tinca tinca*. Die anderen Eier wurden durch Abstreifen laichreifer Rogner erhalten. Bei einigen im Freiland gefundenen Eiern konnte allerdings nicht sofort die Artzugehörigkeit festgestellt werden. Deshalb wurden die Eier in Aquarien zum Schlüpfen gebracht, und die Jungfische bis zu einer bestimmten Größe aufgezogen. Erst dann war eine sichere Determination der Art möglich. Es handelte sich um die Eier von *Gymnocephalus cernua*, *Rutilus rutilus*, *Leuciscus leuciscus*, *L. cephalus*, *Alburnus alburnus*, *Scardinius erythrophthalmus* und *Tinca tinca*. Die Eier aller hier behandelten Arten wurden in lebendem und fixiertem Zustand makroskopisch und mikroskopisch untersucht.

Die Eier der folgenden Fischarten wurden für histologische und ultrahistologische Untersuchungen der Eihüllen und Mikropylen fixiert und geschnitten: *Noemacheilus barbatulus*, *Gobio gobio*, *Leuciscus cephalus*, *Phoxinus phoxinus*, *Tinca tinca*, *Gasterosteus aculeatus*, *Esox lucius*, *Coregonus wartmanni*, *Coregonus macrophthalmus*. Es wurde in 4% Formol, 2,5% Glutaraldehyd, Bouin, Carnoy, Sublimat-Eisessig (Lichtmikroskopie) und SJÖSTRAND (1956) (Elektronenmikroskopie) fixiert. Die Einbettung erfolgte in Paraffin (Lichtmikroskop) und Vestopal (Elektronenmikroskopie). Geschnitten wurde an einem Leitz-Mikrotom (5–10 μm) und einem Reichert-Ultramikrotom OM U 2 (Semidünnschnitte 0,5–1 μm). Gefärbt wurden die histologischen Schnitte mit Hämalan nach P. MAYER, Hämatoxylin nach DELAFIELD und AZUR II — Eosin nach NOCHT-MAXIMOW, die Semidünnschnitte mit 0,5%iger Toluidinblaulösung. Bei Bedarf wurden Ultradünnschnitte angefertigt, mit Bleicitrat nach REYNOLDS (1963) kontrastiert und in einem EM 9 a (Zeiss)² bei 60 kV betrachtet.

III. Problematik des Bestimmungsschlüssels

Den Autoren ist es bewußt, daß die Aufstellung eines Schlüssels zur Artbestimmung anhand von Fischeiern einige Probleme in sich birgt. So sind zum einen die Unterschiede zwischen den Eiern verschiedener Arten oft nur sehr geringfügig, zum anderen können manche Bestimmungskrite-

¹ Den nachfolgenden Institutionen sei an dieser Stelle für die Beschaffung von Eimaterial gedankt: Staatliches Institut für Seenforschung und Seenbewirtschaftung, Langenargen/Bodensee. — Bayrische Biologische Versuchsanstalt, Teichwirtschaftliche Abteilung, Wielenbach/Obb. — Istituto Italiano di Idrobiologia, Verbania Pallanza (Novara/Italien). — Inspectorat Cantonal de la Pêche et de la Chasse, Neuchâtel (Schweiz). — Danmarks Fiskeri- og Havundersøgelse, Charlottenlund (Dänemark). — I/S Dans Forsøgsdamkultur, Brøns (Dänemark). — Helsingin yliopiston, Limnogiin Laitos, Helsinki (Finnland).

² Leihgabe der Deutschen Forschungsgemeinschaft.

rien innerhalb ziemlich großer Grenzen schwanken. Außerdem kommt hinzu, daß aus Materalgründen bisher nur knapp die Hälfte der in Deutschland vorkommenden Teleosteer-Arten berücksichtigt werden konnte.

Der Hauptgrund liegt an der oft mehr als schwierigen Beschaffung des Materials. In Zuchtanstalten gehaltene Fischarten sind gewöhnlich relativ leicht zu erhalten. Dagegen sind wirtschaftlich unbedeutende, seltene oder den Fischern und Anglern unbekannte Arten sehr schwer oder überhaupt nicht zu beschaffen. Hierzu gehören unter anderem die Donau-Barsche und einige Weißfischarten.

Daß trotz dieser Schwierigkeiten ein Bestimmungsschlüssel für die zur Verfügung stehenden Arten aufgestellt wurde, sollte der Versuch sein, eine erste größere Grundlage für dieses Gebiet zu schaffen. In den Schlüssel wurden nur Daten aufgenommen, die von Eiern stammten, die die embryonale Phase der embryonalen Periode noch nicht abgeschlossen hatten (Einteilung der Embryonalentwicklung s. BALON, 1960).

Als besonders problematisch erwiesen sich die Eier der Salmoniden und Coregonen. Die Eier der Salmoniden sind zwar anhand ihrer Größe leicht von denen anderer Fischarten zu unterscheiden, doch innerhalb der Familie trifft man auf mannigfaltige Schwierigkeiten bei der Determination. So sind Schwankungen, die in den Tönungen vorkommen, von vielen Faktoren abhängig. Für die Unterscheidungsmöglichkeit ist die Farbe der Eier in der Regel nicht brauchbar. Eine Ausnahme machen nach unseren Untersuchungen nur die Eier von *Salmo gairdneri*. Bei allen untersuchten Eiprobe aus den verschiedensten Gebieten Deutschlands und des angrenzenden Auslandes hatten diese Eier eine rosa Färbung.

Im allgemeinen wird bei den Salmoniden der Eidurchmesser als Bestimmungskriterium angegeben. Bei den einzelnen Arten sind jedoch die Eidurchmesser unterschiedlich. Eine absolut sichere Determination wird dadurch erschwert, daß sich die Eigrößen mehr oder weniger stark überschneiden. Nach Untersuchungen von SCHNAKENBECK (1941) ist dazu der Eidurchmesser bei verschieden großen und alten Tieren Schwankungen ausgesetzt. Diese Schwankungen fanden wir auch bei unseren Untersuchungen. Sie lagen jedoch in den meisten Fällen innerhalb der im Bestimmungsschlüssel angegebenen Grenzwerte.

Bei den Coregonen bestehen in der Eigröße beträchtliche Unterschiede. So liegen die Grenzwerte bei 1,8 mm und 3,6 mm. Doch gehen die einzelnen Größen der verschiedenen Formen so allmählich ineinander über, daß eine Determination nach dem Eidurchmesser nur bei den Extremen möglich ist. Wir haben aus diesem Grund nur den Formenkreis von *Coregonus nasus*, der die größten Eier innerhalb der Coregonen hat, in den Bestimmungsschlüssel aufgenommen. Durch ihre Größe über-

schneiden sie sich nur selten mit Coregonen-Eiern anderer Formenkreise. Coregonen-Eier mit dem kleinsten Durchmesser können verschiedenen Formenkreisen angehören und sind deshalb für den Schlüssel nicht zu verwenden.

IV. Zur Terminologie der Hüllschichten von Eizellen und Eiern

Typisch für Fischeier sind die Hüllen, die die Eier in Ein- oder Mehrzahl umschließen. An dieser Stelle müssen noch einige Bemerkungen zur gebrauchten Terminologie dieser Hüllschichten gemacht werden. Aus den „klassischen“ Zeiten der Lichtmikroskopie stammt eine Reihe von Bezeichnungen, die in ihrer Vielfalt der sehr unterschiedlichen Ausbildung der Ei(zell)hüllen entsprechen. Eine Homologisierung der Ei(zell)hüllen ist in vielen Fällen noch schwierig. Die Termini wurden aus elektronenmikroskopischen Arbeiten von GÖTTING (1967) an marinen Teleosteeiern und von RIEHL (1978) an limnischen Teleosteeiern übernommen. So sind die Fischeizellen (-eier) von der Zona pellucida umgeben. Diese können wir in die Zona pellucida sensu strictu und den Cortex radiatus unterteilen. Der Cortex radiatus ist die eigentliche Hülle um Eizellen und Eier. Er besteht bei einigen Fischen (z. B. *Noemacheilus barbatulus*, *Gobio gobio*) aus dem Cortex radiatus externus (Synonyme aus älterer licht- und elektronenmikroskopischer Literatur: „Zottenschicht“, „zottige Eimembran“, „Zona radiata externa“) und dem Cortex radiatus internus (Synonyme: „Zona radiata“, „Zona radiata interna“, „radiärstreifige Corticalschicht“, „radiärstreifige Außenschicht“ (Abb. 1). Die in dem Bestimmungsschlüssel aufgeführten Papillen sind Zapfen des Cortex radiatus externus und dienen der Festheftung der Eier am Substrat.

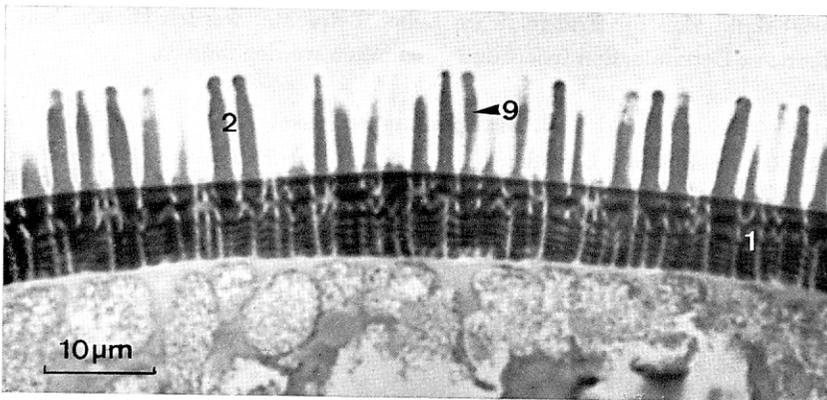


Fig. 1. Eizellhüllen von *Gobio gobio* (Semidünnschnitt, Schnittdicke $0,5 \mu\text{m}$, Toluidinblau). Der Cortex radiatus ist in den Cortex radiatus internus und Cortex radiatus externus differenziert.

V. Die Mikropyle als Bestimmungsmerkmal

Auf die Mikropyle als Bestimmungskriterium wurde in dem Schlüssel noch nicht näher eingegangen, obwohl man sie als genaues Merkmal heranziehen kann. Anhand der bisher gemachten Untersuchungen an den Mikropylen von etwa 20 Fischarten kann gesagt werden, daß jede dieser Arten eine für sie in den Maßen und im Aussehen charakteristische Mikropyle aufweist.

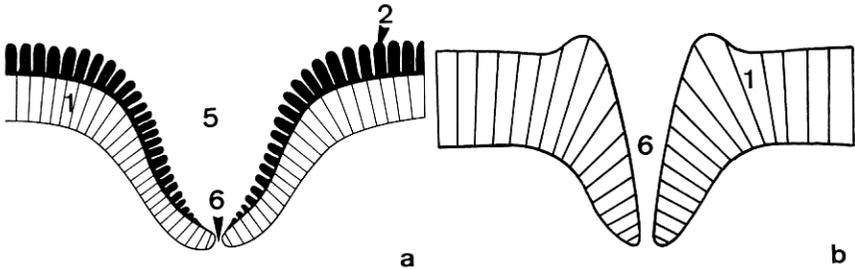


Fig. 2. Schematische Darstellung von Mikropylentypen.
 a) Mikropyle mit tiefer Mikropylengrube und kurzem Mikropylenkanal (Typ 1).
 — b) Mikropyle nur mit Mikropylenkanal, keine Mikropylengrube (Typ 3). Die Maßstäbe der einzelnen Mikropylen sind nicht identisch.

Als grobe Unterteilung der Mikropylen können wir drei Bautypen unterscheiden (RIEHL & GÖTTING, 1974, 1975), von denen uns hier Typ 1 und Typ 3 interessieren sollen. Typ 1 umfaßt Mikropylen mit tiefer Mikropylengrube und kurzem Mikropylenkanal (Abb. 2 a). Hierzu gehören unter anderem viele Weißfischarten und die Schmerle. Typ 3 beinhaltet Mikropylen ohne Mikropylengrube, nur mit Mikropylenkanal (Abb. 2 b). Der Nachteil, die Mikropyle als Bestimmungsmerkmal zu verwenden, liegt darin, daß die Eier nicht im Leben betrachtet werden können, sondern zur Determination fixiert und geschnitten werden müssen.

VI. Bestimmungsschlüssel

1 Eier ovoid; 3 mm Längsdurchmesser, 2 mm Querdurchmesser. Eier werden mit einer Legeröhre in die Ingestionsöffnung einer Süßwassermuschel (*Unio*, *Anodonta*) eingebracht. Die Eier gelangen in die Kiemen der Muschel und entwickeln sich dort.

Rhodeus sericeus amarus BLOCH, 1782 — Bitterling

2 Eier kugelig 3
 3 Eidurchmesser 6 mm und mehr; Eidurchmesser 6—7 mm, Eier gelblich, sinkend und nicht haftend, deutlich sichtbare Mikropyle; Eiablage September bis Januar.

Salmo salar LINNAEUS, 1758 — Lachs

4 Eidurchmesser unter 6 mm 5
 5 Eidurchmesser über 4 mm 7

- 6 Eidurchmesser unter 4 mm 11
- 7 Eifarbe gelblich 9
- 8 Eifarbe rosa; Eidurchmesser 4,5—5,8 mm; deutlich sichtbare Mikropyle; Eiabgabe März bis April.
Salmo gairdneri RICHARDSON, 1836 — Regenbogenforelle
- 9 Eiabgabe Januar bis März; Eidurchmesser 4,5—5,5 mm; deutlich sichtbare Mikropyle.
Salmo trutta LINNAEUS, 1758 — Meerforelle
Salmo trutta f. fario LINNAEUS, 1758 — Bachforelle
Salmo trutta f. lacustris LINNAEUS, 1758 — Seeforelle
- 10 Eiabgabe März bis Mai; Eidurchmesser 5 mm; deutlich sichtbare Mikropyle; nur in der Donau und ihren Nebenflüssen.
Hucho hucho (LINNAEUS, 1758) — Huchen
- 11 Eidurchmesser über 3 mm 13
- 12 Eidurchmesser unter 3 mm 19
- 13 Eier mit zwei Hüllen; Eidurchmesser 3 mm; Eier hellgelb und sinkend; an Schilf und Rohr haftend; Eiabgabe Mai bis Juli.
Silurus glanis LINNAEUS, 1758 — Wels, Waller
- 14 Eier mit nur einer Hülle 15
- 15 Eier honig- bis bernsteingelb; Eidurchmesser 3—3,5 mm; Eier sinkend und nicht haftend; deutlich sichtbare Mikropyle; Laichabgabe Oktober bis Dezember.
Formenkreis *Coregonus nasus* (PALLAS, 1776)
Synonyme:
Coregonus fera JURINE, 1825 — Sandfelchen
Coregonus holsatus THIENEMANN, 1916 — Große Maräne
Die Eier anderer *Coregonus*-Arten sind meist kleiner (Eidurchmesser 1,8 bis 2,5 mm), wachsgelb und teilweise haftend. Alle haben eine deutlich sichtbare Mikropyle; bisher nicht weiter differenzierbar.
- 16 Eier bräunlich bis gelblich 17
- 17 Eier bräunlich; Eiablage März bis Juni, Eidurchmesser 3—4 mm; Eier sinkend und nicht haftend.
Thymallus thymallus (LINNAEUS, 1758) — Äsche

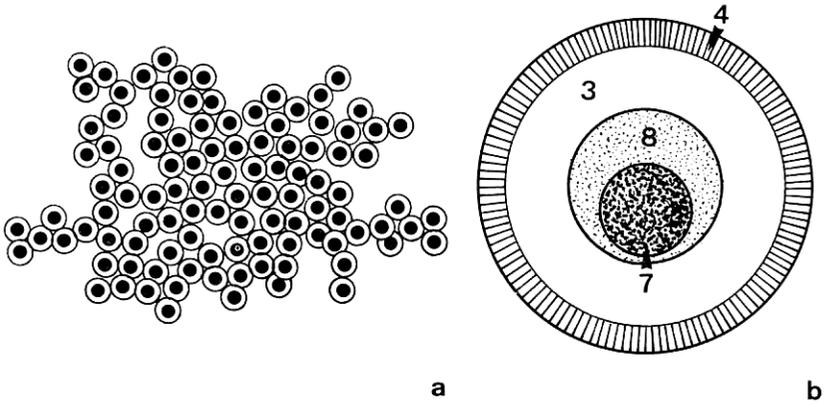


Fig. 3. a) Ausschnitt aus einem Barschegelege (Barschschnur). — b) Schema eines Eies von *Perca fluviatilis*.

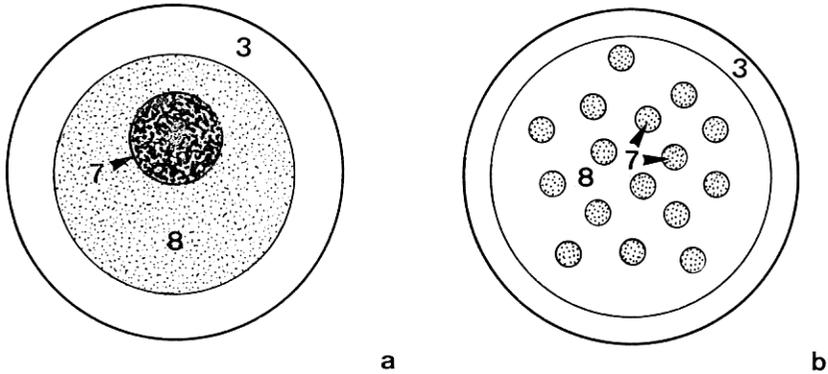


Fig. 4. a) Schema eines Eies von *Stizostedion* mit großer Ölkugel. — b) Schema eines Eies von *Gasterosteus aculeatus* mit mindestens 12 kleineren Ölkügelchen.

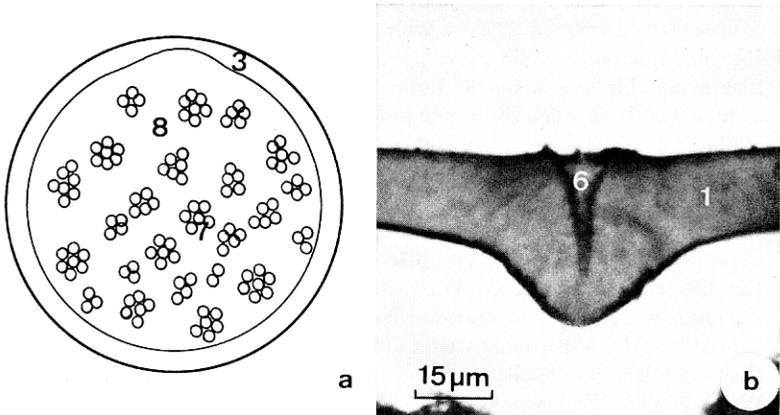


Fig. 5. a) Schema eines Eies von *Esox lucius*. Viele Ölkügelchen liegen in kleinen Gruppen zusammen. — b) Mikropyle eines Hechteies (Schnittdicke 7 µm, Hämalaun).

18 Eier gelblich bis schwach rosa; Eiablage November bis Januar (März); Eidurchmesser 3,5—4 mm; Eier sinkend und nicht haftend; deutlich sichtbare Mikropyle.

Salvelinus alpinus (LINNAEUS, 1758) — Wandersaibling

Salvelinus fontinalis (MITCHILL, 1815) — Bachsaibling

19 Eidurchmesser 1 mm und mehr 21

20 Eidurchmesser unter 1 mm 61

21 Eier mit Gallerthülle; Eidurchmesser 1,8—2,5 mm; Eier sind farblos bis schwach gelb, elastisch und durchsichtig; im Zentrum des Dotters befindet sich eine große Ölkugel; Eier werden in Schnüren an Wasserpflanzen, Holz und Steinen abgelegt; Eiablage April bis Mai (Abb. 3 a + b).

Perca fluviatilis LINNAEUS, 1758 — Flußbarsch

22 Eier ohne Gallerthülle 23

23 Eine oder mehrere Ökügelchen vorhanden 25

- 24 Keine Ölkügelchen vorhanden 32
 25 Eine Ölkugel vorhanden 27
 26 Mehrere Ölkügelchen vorhanden 29
 27 Eidurchmesser 1,5 mm; Eier klebend und sinkend; Eier werden einzeln abgegeben; Eiablage April bis Mai (Abb. 4 a).
Stizostedion lucioperca LINNAEUS, 1758 — Zander
 28 Eidurchmesser 1—1,2 mm; Eier nicht haftend; Eier werden auf hartem Grund abgelegt; Eiablage Dezember bis März.
Lota lota (LINNAEUS, 1758) — Quappe, Rutte, Trüsche
 29 Eidurchmesser 2,5 mm; Eier honig- bis bernsteingelb; viele kleine Ölkügelchen in zahlreichen kleinen Gruppen; Eier an lebenden und abgestorbenen Pflanzen in seichtem Wasser; Eiabgabe Februar bis April (Abb. 5 a + b).
Esox lucius LINNAEUS, 1758 — Hecht
 30 Eidurchmesser 1,5—1,7 mm; mindestens 12 mittelgroße Ölkügelchen, die die Tendenz zeigen, während der Inkubationszeit zu verschmelzen. Eier in Pflanzennestern dicht über dem Grund, die Nester werden vom Männchen bewacht. Eiablage Februar bis August (Abb. 4 b).
Gasterosteus aculeatus LINNAEUS, 1758 — Dreistachliger Stichling
 31 Eidurchmesser 1 mm, zahlreiche Ölkügelchen in den Eiern; Eier in Pflanzennestern dicht über dem Grund; die Nester werden von den Männchen bewacht; Eiablage April bis August.
Pungitius pungitius (LINNAEUS, 1758) — Neunstachliger Stichling
 32 Eier ringförmig oder spiralig an Schilfstengeln und dergleichen angeheftet;

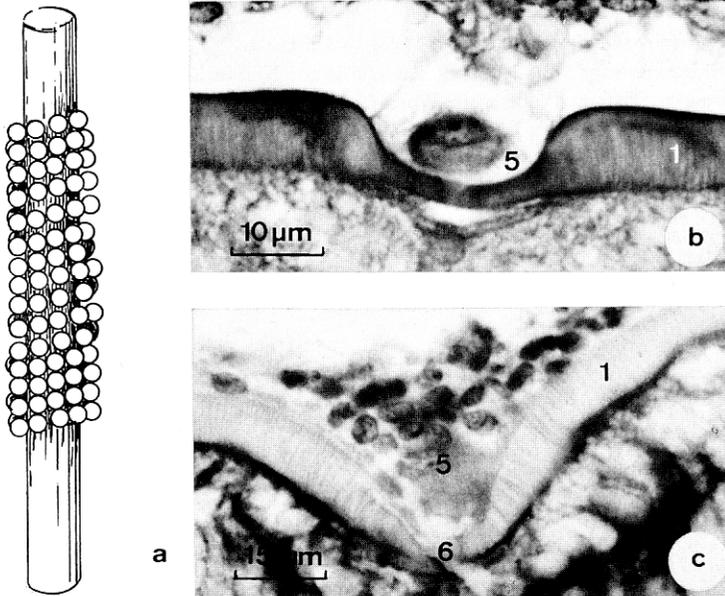


Fig. 6. a) Ringförmiges Gelege von *Leucaspius delineatus* an einem Rohrstengel. — b) Mikropyle einer jungen *Phoxinus*-Oocyte (Schnittdicke 7 µm, Hämaun). — c) Ausdifferenzierte Mikropyle von *Phoxinus phoxinus* (Schnittdicke 7 µm, Delafield).

Eidurchmesser 1 mm; Gelege werden von den Männchen bis zum Ausschlüpfen der Larven bewacht; Eiablage Mai bis Juli (Abb. 6 a).

Leucaspius delineatus (HECKEL, 1843) — Moderlieschen

33 Eier nicht ringförmig oder spiralig an Schilfstengeln angeheftet 34

34 Eier an unterer Fläche unterhöhlter Steine in einem Klumpen angeheftet; Eidurchmesser 2—2,5 mm; Eifarbe rötlich gelb; Eier werden bis zum Ausschlüpfen von den Männchen bewacht; Eiabgabe März bis Mai.

Cottus gobio LINNAEUS, 1758 — Groppe, Kaulkopf

35 Eier nicht an unterer Fläche unterhöhlter Steine in einem Klumpen angeheftet 36

36 Eier opak 38

37 Eier durchsichtig oder durchscheinend 46

38 Eier mäßig opak 40

39 Eier völlig opak 44

40 Eioberfläche dicht mit kleinen, klebrigen Papillen besetzt; Eidurchmesser 1,9—2,1 mm; Eier grünlichweiß bis gräulichweiß, Dotter etwas gelblich; Eier an Wasserpflanzen angeheftet; Eiablage Mai bis Juni.

Rutilus rutilus (LINNAEUS, 1758) — Rotauge, Plötze

41 Eioberfläche ohne Papillen 42

42 Eidurchmesser 2—2,5 mm; Eier grünlichweiß, sie werden während der Inkubationszeit durchsichtiger; zwischen Steinen in fließendem Wasser verstreut; Eiablage Februar bis April.

Leuciscus leuciscus (LINNAEUS, 1758) — Hasel

43 Eidurchmesser 1,5—1,8 mm; Eier gräulichweiß, Dotter gräulichgelb; in fließendem Wasser zwischen Steinen und Kies; Eiablage Mai bis Juni (Abb. 6 b + c).

Phoxinus phoxinus (LINNAEUS, 1758) — Elritze

44 Eidurchmesser 1,3—1,6 mm; Eifarbe grau; Eioberfläche mit langen Papillen besetzt; Eier in fließendem Wasser an Steinen, Wasserpflanzen und Wurzelgeflecht angeheftet; Eiablage Mai bis Juni (Abb. 7).

Gobio gobio (LINNAEUS, 1758) — Gründling

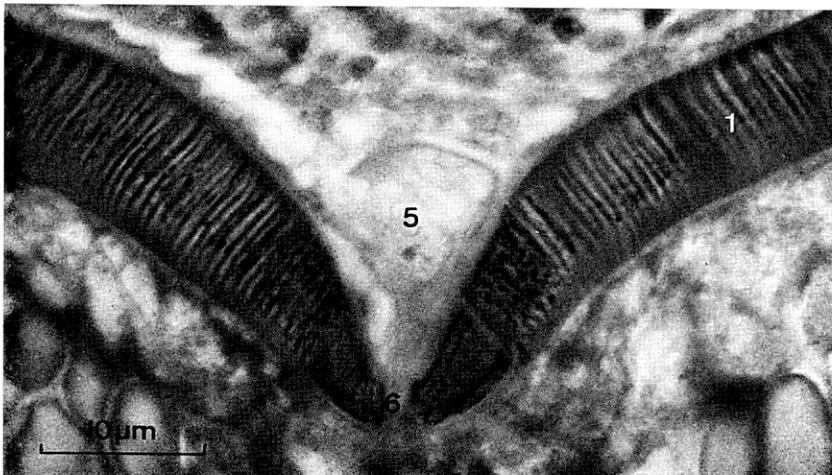


Fig. 7. Mikropyle von *Gobio gobio* (Schnittdicke 7 μ m, Delafield).

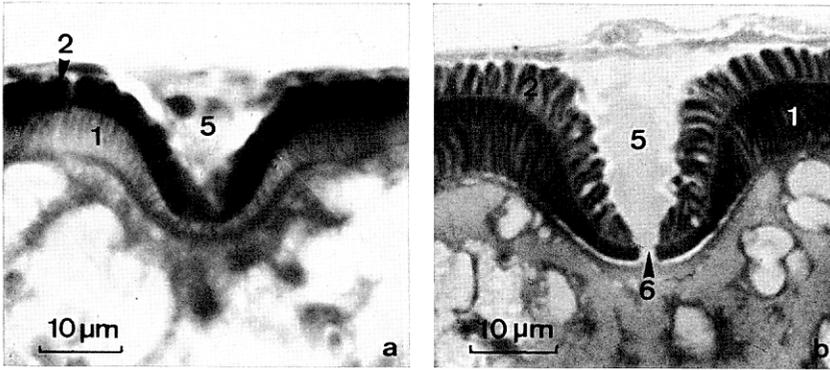


Fig. 8. Mikropylen von *Noemacheilus barbatus*.

a) Histologischer Schnitt (Schnittdicke 7 µm, Delafield). — b) Semidünnschnitt (Schnittdicke 0,5 µm, Toluidinblau).

45 Eidurchmesser 1—1,2 mm; Eifarbe grünlich bis weiß; Eioberfläche nicht mit langen Papillen besetzt; Eier in fließendem Wasser an Steinen, Wasserpflanzen, Kies und Sand. Eiablage Mai bis Juni (Abb. 8 a + b).

Noemacheilus barbatus (LINNAEUS, 1758) — Schmerle

46 Eier durchscheinend 48
 47 Eier durchsichtig 49

48 Eidurchmesser 1,6—2 mm; Dotter gelb bis orange; zwischen Wasserpflanzen in seichtem Wasser; Eiablage Mai bis Juni.

Abramis brama (LINNAEUS, 1758) — Brachsen, Blei

49 Eier einzeln, meist auf Substrat festgeheftet 51
 50 Eier in kleinen Klumpen oder Ballen 52

51 Eidurchmesser 1,4—1,8 mm; Eier meistens farblos oder gelblich bis braun; zwischen und an Wasserpflanzen dicht unter der Wasseroberfläche angeheftet, zum Teil auch auf dem Boden; Eiablage Mai bis August.

Cyprinus carpio LINNAEUS, 1758 — Karpfen

52 Eioberfläche mit Papillen 54
 53 Eioberfläche ohne Papillen 56

54 Eidurchmesser 1,5 mm; Eifarbe gelb; Eioberfläche mit kurzen, nicht dicht stehenden Papillen; Eier werden in Ballen dicht unter der Wasseroberfläche an lebenden und abgestorbenen Pflanzen angeheftet; Eiablage Mai bis Juni.

Alburnus alburnus (LINNAEUS, 1758) — Ukelei

55 Eidurchmesser 2 mm; Eifarbe orangegelb; Eioberfläche mit wenigen Papillen; in Fließgewässern an Steinen und Kies festgeheftet; Eiablage Mai bis Juli (Abb. 9 a).

Leuciscus cephalus (LINNAEUS, 1758) — Döbel

56 Eier ohne Färbung 58
 57 Eier gelblich oder grün 59

58 Eidurchmesser 1,4—1,8 mm; Eier farblos bis blaßgelb; Eioberfläche klebrig; an Wasserpflanzen in stehendem Wasser angeheftet; Eiablage Mai bis Juli.

Scardinius erythrophthalmus (LINNAEUS, 1758) — Rotfeder

59 Eidurchmesser 1,5—1,7 mm; Eier zitronengelb bis orangefarben; durchsichtig;

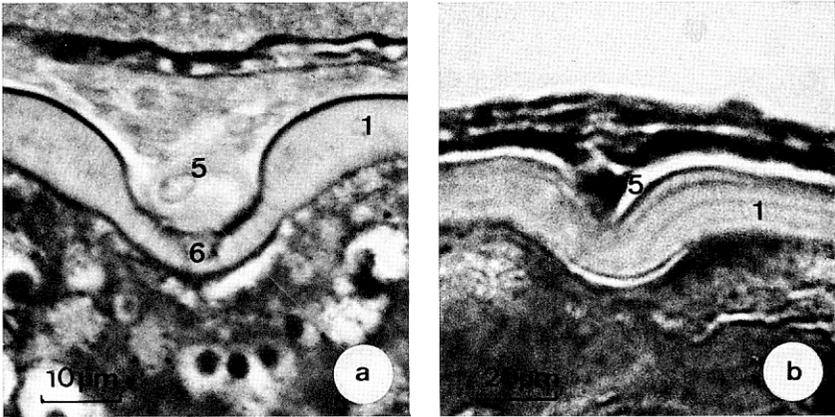


Fig. 9 a) Mikropyle von *Leuciscus cephalus* (Schnittdicke 7 μm , Delafield). —
 b) Mikropyle von *Tinca tinca* (Schnittdicke 10 μm , Hämalaun). Der Mikropyl-
 lenkanal ist nicht angeschnitten.

Laich in ruhigen Gewässerbereichen an Wasserpflanzen; Eiablage Mai bis Juli.

Carassius carassius (LINNAEUS, 1758) — Karausche

60 Eidurchmesser 1—1,4 mm; Eier grünlich bis blaßgelb; an Wasserpflanzen in seichem, unbewegtem Wasser; Eiablage Mai bis August (Abb. 9 b).

Tinca tinca (LINNAEUS, 1758) — Schleie

61 Zwei Eihüllen; Eidurchmesser 0,6—0,9 mm; Eifarbe gelblich; die äußere Eihülle heftet die Eier an Steinen und Pflanzen fest, zerplatzt dabei und gleitet von den Eiern herunter. Die äußere Eihülle bildet auf diese Weise eine Art „Füßchen“, an dem das Ei hängt. Bei fortschreitender Entwicklung löst sich die äußere Eihülle vom Untergrund ab. Das Ei treibt nun, wie an

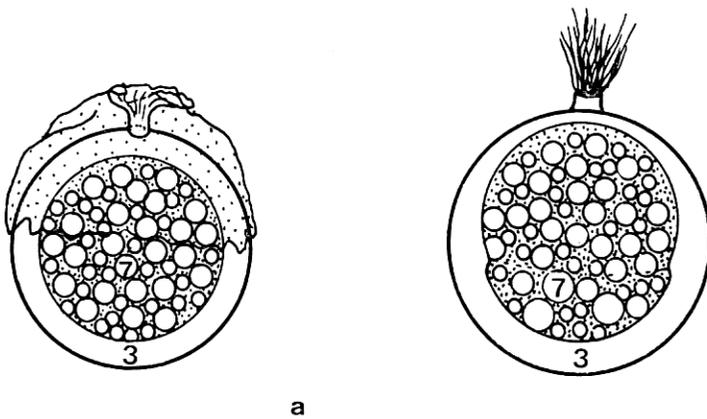


Fig. 10. Eier von *Osmerus eperlanus* (schematisch).

a) Die äußere Eihülle beginnt sich abzulösen. — b) Die äußere Eihülle hat sich abgelöst. Das Ei hängt an ihr wie an einem kleinen Schirm (nach EHRENBaum, verändert).

einem kleinen Schirm hängend, frei im Wasser. Eiablage Februar bis Mai (Abb. 10 a + b).

Osmerus eperlanus (LINNAEUS, 1758) — Stint

62 Eine sichtbare Eihülle; Eidurchmesser 0,5—0,9 mm, selten 1 mm; Eifarbe gelblichweiß, Eier an Steinen, selten an Wasserpflanzen angeheftet, Eiablage März bis Mai.

Gymnocephalus cernua (LINNAEUS, 1758) — Kaulbarsch

Erklärung der in den Abbildungslegenden verwendeten Zahlen

1 Cortex radiatus (internus) — 2 Cortex radiatus externus — 3 Perivitellinraum — 4 Gallerthülle — 5 Mikropylengrube — 6 Mikropylkanal — 7 Ölkügelchen — 8 Dotter — 9 Zapfen (Papillen) des Cortex radiatus externus.

VII. Zusammenfassung

Es wird ein Bestimmungsschlüssel aufgestellt, der es ermöglicht, Fische anhand ihrer Eier zu determinieren. Der Schlüssel umfaßt 32 deutsche Teleosteer-Arten. Die Rolle der Mikropyle als wichtiges Bestimmungsmerkmal für Fischeier wird diskutiert.

VIII. Summary

A key for identification of fishes by means of their eggs is presented. It covers 32 teleost species occurring in german waters. The role of the micropyle as an important feature for identifying fish eggs is discussed.

IX. Literatur

- BALINSKY, B. I. (1948): On the development of specific characters in cyprinid fishes. — Proc. Zool. Soc. London **118**: 335—344.
- BALON, E. (1956): Laichen und postembryonale Entwicklung der Plötze (*Rutilus rutilus* ssp.). — Biologické pracé **2** (13): 7—60 (tschechisch).
- (1958 a): Die Entwicklung des Donauwildkarpfens (*Cyprinus carpio carpio* L.) im Laufe der praelarvalen Phase und der larvalen Periode. — Biologické pracé **4** (6): 5—54 (tschechisch).
- (1958 b): A contribution to the age and growth of *Rutilus pigus virgo* and the characteristic of the growth of some other fishes. — Pol'nohospoderatvo **5** (2): 289—301 (tschechisch).
- (1960): Über die Entwicklungsstufen des Lebens der Fische und ihre Terminologie. — Z. wiss. Zool. **164**: 294—314.
- BRACKEN, J. J. & KENNEDY, M. P. (1967): A key to the identification of the eggs and young stages of coarse fish in Irish waters. — Sci. Proc. R. Dublin Soc. (B) **2** (12): 99—108.
- DZIEKONSKA, J. (1956): Studies on the embryonic development of fish. I. Observations on the spawning and the embryonic development of Bream in the Vistula Lagoon. — Polskie Arch. Hydrobiol. **3**: 291—305 (polnisch).
- GÖTTING, K. J. (1967): Der Follikel und die peripheren Strukturen der Oocyten der Teleosteer und Amphibien. — Z. Zellforsch. **79**: 481—491.
- KASANSKY, V. I. (1925): Studies on the morphology and biology of larvae of Lower Volga fishes. — Trav. Lab. ichthyol. Astrakhan **5** (3): 1—109 (russisch).
- (1928): To the morphology and systematisation of larva-stages of Cypr-

- nidae fishes of the type Vobla (*Rutilus rutilus caspicus* (JAK). — Trav. Lab. ichthyol. Astrakhan **6** (3): 1—27 (russisch).
- KLAUSEWITZ, W. (1974): Untersuchungen an Larvenstadien einheimischer Süßwasserfische. — Natur und Museum **104** (11): 350—352.
- OPPENHEIMER, J. M. (1937): The normal stages of *Fundulus heteroclitus*. — Anat. Rec. **68** (1): 1—15.
- REYNOLDS, E. S. (1963): The use of lead citrate at high pH as an electron — opaque stain in electron microscopy. — J. Cell Biol. **17**: 208—212.
- RIEHL, R. (1978): Licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen an den Oocyten von *Noemacheilus barbatulus* (L.) und *Gobio gobio* (L.) (Pisces, Teleostei). — Zool. Anz. **201**.
- RIEHL, R. & GÖTTING, K. J. (1974): Zur Struktur und Vorkommen der Mikropyle an Eizellen und Eiern von Knochenfischen (Teleostei). — Arch. Hydrobiol. **74** (3): 393—402.
- — (1975): Bau und Entwicklung der Mikropylen in den Oocyten einiger Süßwasser-Teleosteer. — Zool. Anz. **195** (5/6): 363—373.
- SCHNAKENBECK, W. (1936): Untersuchungen über die Entwicklung von Süßwasserfischen. I. — Z. Fischerei **34**: 647—681.
- (1941): Untersuchungen über die Entwicklung von Süßwasserfischen. II. — Z. Fischerei **38**: 269—321.
- SJÖSTRAND, F. S. (1956): In: A. W. POLLISTER, Physical technique in biological research, vol. 3. New York: Academic Press.
- WINN, H. E. & MILLER, R. R. (1954): Native postlarval fishes of the Lower Colorado River Basin, with a key to their identification. — Calif. Fish. and Game **40** (3): 270—285.

Adresse des erstgenannten Verfassers:

Dr. RÜDIGER RIEHL, Institut für Allgemeine und Spezielle Zoologie der Justus Liebig-Universität, Stephanstr. 24, D-6300 Giessen.