

Technische Universität München

Institut für Tierwissenschaften

Nahrungsaufnahme und Entwicklung von larvalen und juvenilen Flußbarschen (*Perca fluviatilis L.*) aus dem Königssee unter besonderer Berücksichtigung der Histologie des Darmtraktes und des Pankreas

Dipl.-Biol. Richard Richter

Vollständiger Abdruck der von der Fakultät Wissenschaftszentrum Weihenstephan für Ernährung, Landnutzung und Umwelt der Technischen Universität München zur Erlangung des akademischen Grades eines

Doktors der Naturwissenschaften

genehmigten Dissertation.

| | |
|--------------------------|-------------------------------------|
| Vorsitzender: | Univ.-Prof. Dr. J. Bauer |
| Prüfer der Dissertation: | 1. apl. Prof. Dr. H. Stein |
| | 2. Univ.-Prof. Dr. H.-J. Leppelsack |

Die Dissertation wurde am 06.12.2001 bei der Technischen Universität München eingereicht und durch die Fakultät Wissenschaftszentrum Weihenstephan für Ernährung, Landnutzung und Umwelt am 24.04.2002 angenommen.

INHALTSVERZEICHNIS

| | |
|---|----|
| 1 Einleitung | 1 |
| 2 Methodik | 5 |
| 2.1 Der Königssee | 5 |
| 2.2 Haltung der Larven..... | 7 |
| 2.2.1 Beschaffung von Barschlaich..... | 7 |
| 2.2.2 Haltung der Larven in einem Netzgehege im See..... | 9 |
| 2.2.3 Aquariumhaltung..... | 10 |
| 2.2.4 Festlegung des Schlupftages und Schätzung der Besatzzahl | 11 |
| 2.3 Beobachtung und Fang von freilebenden Barschlarven im See..... | 13 |
| 2.3.1 Beobachtung von freilebenden Barschlarven im See..... | 13 |
| 2.3.2 Fang von freilebenden Barschlarven im Pelagial..... | 14 |
| 2.3.3 Fang von freilebenden Barschlarven im Litoral..... | 15 |
| 2.4 Abiotische Parameter | 16 |
| 2.4.1 Bestimmung der Wassertemperatur und der Leitfähigkeit | 16 |
| 2.4.2 Bestimmung des Sauerstoffgehaltes..... | 16 |
| 2.4.3 Bestimmung des pH-Wertes..... | 16 |
| 2.4.4 Bestimmung der Sichttiefe | 16 |
| 2.4.5 Bestimmung des Bewölkungsgrades..... | 17 |
| 2.5 Biotische Parameter..... | 17 |
| 2.5.1 Entnahme und Fixierung der Larven..... | 17 |
| 2.5.2 Vermessung der Larven | 18 |
| 2.5.3 Morphologie der Larven | 19 |
| 2.5.4 Darminhaltsuntersuchungen an den Larven..... | 19 |
| 2.5.5 Selektivität der Nahrungsaufnahme der Larven..... | 21 |
| 2.5.6 Planktonuntersuchungen | 22 |
| 2.5.6.1 Planktonfang..... | 22 |
| 2.5.6.2 Bestimmung der Plankter | 22 |
| 2.5.6.3 Auszählen der Planktonproben | 22 |
| 2.5.6.4 Berechnung der Individuenzahlen/m ³ Seewasser..... | 23 |
| 2.6 Histologische Technik..... | 24 |
| 2.6.1 Einbettung | 24 |
| 2.6.2 Anfertigung der Schnitte | 25 |
| 2.6.3 Färben der Schnitte | 25 |
| 3 Ergebnisse | 27 |
| 3.1 Ergebnisse aus den Messungen der abiotischen Parameter | 27 |
| 3.1.1 Wassertemperatur..... | 28 |
| 3.1.2 Leitfähigkeit | 29 |
| 3.1.3 Sauerstoffgehalt..... | 29 |
| 3.1.4 pH-Wert..... | 29 |
| 3.1.5 Sichttiefe..... | 29 |

| | |
|--|----|
| 3.2 Morphologie der larvalen und juvenilen Barsche | 30 |
| 3.2.1 Zur Terminologie der Entwicklungsstufen der Perciden..... | 30 |
| 3.2.2 Morphologie der Eleutheroembryonen von < 6 bis ca. 7 mm Länge (Abb. 9 und 11) | 31 |
| 3.2.3 Morphologie der Protopterygiolarven von ca. 7 bis 10 mm Länge (Abb. 9 und 12) | 35 |
| 3.2.4 Morphologie der Pterygiolarven von ca. 10 bis 20 mm Länge (Abb. 9 und 13) | 36 |
| 3.2.5 Morphologie der juvenilen Barsche ab ca. 20 mm Länge (Abb. 9 und 14) | 37 |
| 3.3 Beobachtungen zur Habitatwahl der larvalen und juvenilen Barsche..... | 38 |
| 3.4 Ergebnisse des Fanges von freilebenden larvalen und juvenilen Barschen im See .. | 39 |
| 3.4.1 Fang von larvalen Barschen im Pelagial | 39 |
| 3.4.2 Fang von larvalen und juvenilen Barschen im Litoral | 39 |
| 3.5 Beobachtungen zum Verhalten der larvalen Barsche..... | 40 |
| 3.6 Mortalität der Larven..... | 41 |
| 3.7 Ergebnisse der Planktonfänge | 42 |
| 3.7.1 Crustaceen | 42 |
| 3.7.2 Rotatorien | 43 |
| 3.7.3 Phytoplankton..... | 43 |
| 3.7.4 Pollen..... | 43 |
| 3.7.5 Individuendichten der pelagischen Zooplankter | 43 |
| 3.8 Darminhalte der larvalen und juvenilen Barsche | 47 |
| 3.8.1 Darminhalte der larvalen Barsche aus dem Pelagial | 47 |
| 3.8.2 Darminhalte der larvalen Barsche aus Netzgehege und Aquarium..... | 50 |
| 3.8.3 Darminhalte der larvalen und juvenilen Barsche aus dem Litoral | 52 |
| 3.8.4 Selektivität der Nahrungsaufnahme bei den larvalen und juvenilen Barschen. | 54 |
| 3.8.4.1 Selektivität der Nahrungsaufnahme bei den larvalen Barschen aus dem Pelagial..... | 54 |
| 3.8.4.2 Selektivität der Nahrungsaufnahme bei den larvalen Barschen aus Netzgehege und Aquarium | 56 |
| 3.8.4.3 Selektivität der Nahrungsaufnahme bei den larvalen und juvenilen Barschen aus dem Litoral | 58 |
| 3.8.5 Trematoden und Cestoden im Darmtrakt der larvalen und juvenilen Barsche .. | 61 |
| 3.9 Ergebnisse der lichtmikroskopischen Untersuchungen..... | 63 |
| 3.9.1 Anatomie und Topographie einiger larvaler Organe..... | 63 |
| 3.9.2 Entwicklung des Magens..... | 65 |
| 3.9.3 Entwicklung des Pankreas..... | 76 |
| 4 Diskussion | 85 |
| 4.1 Der Einfluß verschiedener Faktoren auf das Überleben von Barschlarven | 85 |
| 4.1.1 Nahrungsaufnahme der larvalen und juvenilen Barsche aus den Netzfängen und Verfügbarkeit geeigneter Nahrung | 87 |

INHALTSVERZEICHNIS

| | |
|--|-----|
| 4.1.2 Nahrungsaufnahme der in Aquarium bzw. Netzgehege gehaltenen Barschlarven und Aufzuchterfolg | 92 |
| 4.1.3 Funktionalität der larvalen Verdauungsorgane und Verwertung der aufgenommenen Nahrung | 94 |
| 4.1.4 Abiotische Faktoren | 100 |
| 4.1.5 Füllung der Schwimmblase | 102 |
| 4.2 Darmparasiten | 102 |
| 4.3 Habitatwahl und Verhalten der larvalen und juvenilen Barsche..... | 103 |
| 5 Zusammenfassung | 106 |
| 6 Literaturverzeichnis..... | 109 |
| 7 Tabellenanhang | 121 |
| 7.1 Darminhalte der pelagischen Larven - Zählraten | 121 |
| 7.2 Darminhalte der larvalen und juvenilen Barsche aus dem Litoral - Zählraten..... | 126 |
| 7.3 Darminhalte der Larven aus Aquarium und Netzgehege - Zählraten..... | 128 |
| 7.4 Zählraten der Planktonfänge..... | 129 |
| 7.5 Individuendichten [Ind/m ³] pelagischer Zooplankter in 0 - 10 m Wassertiefe (gerundet) | 134 |
| 8 Bildanhang | 135 |

1 EINLEITUNG

Der europäische Flußbarsch, *Perca fluviatilis* L., ist in Mitteleuropa weit verbreitet. Im süddeutschen Raum und in der Schweiz wird er als Speisefisch sehr geschätzt. Es gab daher in den letzten Jahren immer wieder Versuche zur Aufzucht von Flußbarschen mit dem Ziel, den Bedarf in diesen Regionen außer aus der Binnenfischerei auch vermehrt aus teichwirtschaftlicher Produktion zu decken. Eine erfolgreiche Aufzucht von Süßwasserbarschen wäre jedoch nicht nur von wirtschaftlichem Interesse. Sie erlangt auch unter dem Gesichtspunkt des Artenschutzes, beispielsweise für die gefährdeten Donaubarscharten, besondere Bedeutung.

Bestrebungen zur Aufzucht von Süßwasserbarschen gibt es schon seit langer Zeit. So unternahmen bereits MANSUETI (1964) und KUNZ (1964) für ihre morphologischen Studien an *Perca flavescens* bzw. *Perca fluviatilis* den Versuch, deren frisch geschlüpfte Larven im Labor großzuziehen. MANSUETI (1964) Larven wurden mit Eiern und Nauplien von *Artemia salina* gefüttert, erreichten jedoch nur ein Alter von 7 bis 18 Tagen. KUNZ (1964) fütterte sogar mit frisch gefangenem Plankton. Trotzdem überlebten ihre Larven nicht länger als 12 Tage.

DREYER (1987) führte Aufzuchtversuche mit verschiedenen Fertigfuttermitteln, Eigelb, Innereien, Fischfleisch, Humanblut und Wurmmehl sowie mit lebendem Plankton durch. Bei mehreren Versuchsansätzen konnte er eine aktive Aufnahme von Nahrungspartikeln durch die Larven beobachten. Trotzdem überlebten in 10 Ansätzen mit je 50 bzw. 80 Larven nur 4 Tiere eines dieser Ansätze länger als 17 Tage. DREYER (1987) vermutete, daß ein Überleben dieser 4 Larven nur aufgrund der Tatsache möglich war, daß bei diesem Versuchsansatz Dauerstadien von Zooplanktern im verabreichten Futter enthalten waren, welche das Aquarienwasser rasch mit geeigneten Nährtieren beleben konnten.

SCHEINERT (1987) versuchte, aus dem Königssee stammende und im Aquarium geschlüpfte Larven von *Perca fluviatilis* aufzuziehen. Zur Fütterung verwendete er Forellenbrutfutter, gekochten, zerbröselten Dotter von Hühnereiern, Nauplien von *Artemia salina* sowie frisch gefangenes Plankton. Auch SCHEINERT (1987) beobachtete eindeutige Bewegungen

2 EINLEITUNG

der Larven zur Nahrungsaufnahme. Trotzdem waren alle Larven bereits zwischen dem 7. und dem 9. Tag nach dem Schlupf verendet.

Weitere Autoren bestätigten, daß die höchste Mortalität von Flußbarschlarven in den ersten beiden Lebenswochen auftritt (SONDEREGGER 1990, NÄF 1990, RITTER 1990). NÄF (1990) konnte einen gewissen Einfluß von Kannibalismus auf die Überlebensraten der Larven zeigen. RITTER (1990) stellte fest, daß ein erfolgreiches Füllen der Schwimmblase in der zweiten Lebenswoche die Überlebensraten der Larven erhöhte.

Im Rahmen früherer Arbeiten (RICHTER 1988) wurden frisch geschlüpfte Barschlarven in Netzgehegen im Königssee sowie in einem Aquarium gehalten. Auch bei diesen Untersuchungen zeigte sich, daß keine der Larven länger als 12 Tage nach dem Schlupf überleben konnte. Die Larven hatten sowohl im Aquarium als auch in den Netzgehegen jederzeit die Möglichkeit, die Wasseroberfläche zu erreichen, um ihre Schwimmblasen zu füllen. Kannibalismus unter den Larven konnte nicht beobachtet werden. Auch abiotische Faktoren wie ungünstige Temperaturen oder Sauerstoffgehalte des Wassers konnten als Ursachen für die Mortalität von 100 % ausgeschlossen werden. Obwohl die Larven mit stets frisch gefangenem Plankton aus dem See gefüttert wurden, ergaben Darminhaltsanalysen für die Mehrzahl der Larven leere Darmtrakte. Nur von wenigen Tieren waren Algen und Pollenkörner aufgenommen worden. Rotatorien, Nauplien und Copepoden bildeten Einzelfunde. Cladoceren konnten in den Darmkanälen überhaupt nicht gefunden werden. Dagegen zeigten die Darmkanäle im histologischen Bild eine mit dem Alter der Larven deutlich zunehmende Atrophie. Dies legte den Schluß nahe, daß die Larven verhungert waren.

DABROWSKI (1984) unterscheidet drei Typen von Fischlarven: Salmoniden (1. Typ) verfügen nach dem Schlupf über einen großen, lang anhaltenden Dottervorrat und haben bis zum Übergang von der Dotterresorption zur exogenen Ernährung bereits einen funktionellen Magen ausgebildet. Die Enterozyten der Larven von adult magenlosen Fischen (2. Typ) weisen bereits den gleichen histologischen Charakter auf wie jene adulter Tiere, was auf eine gute Verdauungsfunktion des larvalen Darmkanals schließen läßt. Percidenlarven gehören dagegen dem dritten Larventyp an, welcher beim Übergang von endogener zu exogener Ernährung über keinerlei funktionellen Magen verfügt, sondern diesen erst im Laufe der weiteren Entwicklung ausbildet. Larven dieses Typs haben ihren Dottervorrat meist

schon wenige Tage nach dem Schlupf verbraucht und müssen sich daher über einen mehr oder weniger langen Zeitraum exogen ernähren, ohne über einen funktionellen Magen zu verfügen.

Die untersuchten Flußbarschlarven (RICHTER 1988) wiesen im histologischen Bild selbst 12 Tage nach dem Schlupf keinerlei Anlage eines funktionellen Magens mit entsprechenden Magendrüsen auf. Dagegen hatten sie ihren beim Schlupf noch reichlich vorhandenen Dottervorrat zumeist bereits nach der ersten Lebenswoche aufgebraucht. Zudem fanden sich auch keine morphologischen Hinweise auf eine nennenswerte Produktion von Verdauungsenzymen im exokrinen Pankreas.

Diese Ergebnisse legten den Schluß nahe, daß Flußbarschlarven in den ersten Lebenswochen obligatorisch auf die Zufuhr von Fremdenzymen mit der Nahrung angewiesen sind, wie LAUFF & HOFER (1984) dies z. B. für Coregonenlarven bereits nachweisen konnten. Nachdem jedoch auch die Fütterung mit frisch gefangenem, lebendem Zooplankton aus dem Königssee zu keinerlei Aufzuchterfolgen geführt hatte, mußte geschlossen werden, daß in diesem Futter für die Larven geeignete Nährtiere nicht oder jedenfalls nicht in ausreichenden Mengen vorhanden gewesen sein konnten (RICHTER 1988).

Für eine erfolgreiche Aufzucht von künstlich erbrüteten Flußbarschlarven wäre somit von grundsätzlicher Bedeutung, welche Nährtiere sich in den kritischen ersten beiden Lebenswochen, aber auch in der darauffolgenden Zeit bis zur Ausbildung eines funktionellen Magens, als Nahrung für die Larven eignen. Darüber hinaus wäre es notwendig, eine genaue Kenntnis der Entwicklung der wichtigsten Verdauungsorgane, also vor allem des Magens und des exokrinen Pankreas, zu erlangen.

Für die vorliegende Arbeit ergaben sich somit folgende Aufgaben und Fragestellungen:

- Die Aufzuchtbedingungen in Netzgehege und Aquarium waren nach Möglichkeit so zu verbessern, daß eine ausreichende Versorgung der Larven mit adäquater Nahrung gewährleistet sein würde, um Larven auch über den kritischen Zeitraum der ersten beiden Lebenswochen hinaus am Leben erhalten zu können.

- Es waren freilebende larvale und juvenile Barsche im See zu fangen, um Aussagen über deren Nahrungsspektrum im Vergleich mit jenem der gehälterten Tiere machen zu können. Freilebende wie gehälterte Barsche waren somit auf ihren Darminhalt zu untersuchen, um Aussagen über ihre Freßgewohnheiten in Abhängigkeit von ihrer Entwicklung und ihrem Lebensraum treffen zu können. Um eventuelle Präferenzen und selektive Mechanismen bei der Nahrungsaufnahme feststellen zu können, war zum Vergleich das Futterangebot im See mittels Planktonfängen zu untersuchen.
- Die Entwicklung des Darmtrakts und des exokrinen Pankreas waren auch über die bereits aus den früheren Untersuchungen (RICHTER 1988) bekannten Stadien hinaus histologisch zu untersuchen, um Aufschlüsse darüber zu bekommen, über welchen Zeitraum nach dem Aufbrauchen des Dottervorrats die Larven unbedingt auf die Zufuhr von exogenen Enzymen mit der Nahrung angewiesen sind.

2 METHODIK

2.1 DER KÖNIGSSEE

Der Königssee (Abb.1) liegt in den bayerischen Ostalpen im Nationalpark Berchtesgaden. Die den See umgebenden Berge reichen meist unmittelbar an das Ufer heran und fallen zum Teil bis in eine Wassertiefe von annähernd 200 m weiter steil ab. Ausnahmen mit einem ausgedehnteren, flachen Litoral bilden einzig das Nord- und Südennde des Sees sowie die Uferzone bei St.Bartholomä. Ansonsten ist das Litoral - sofern nicht ausschließlich senkrecht abfallende Wände vorhanden sind - auf schmale Felsvorsprünge von nur wenigen Metern Breite beschränkt. Die mittlere Seetiefe beträgt 98,1 m (Tab.1).

Tab.1: Morphometrische und hydrographische Daten des Königssees (nach SIEBECK 1982; verändert)

| | |
|------------------------|--------------------------------------|
| Höhe über N.N. | 603,3 m |
| Geographische Lage | 12°58' ö.L. 47°33' n.B. |
| Seeoberfläche (Ao) | 5,2 km ² |
| Seevolumen (V) | 511,8x10 ⁶ m ³ |
| Größte Tiefe (zm) | 190 m |
| Mittlere Tiefe (z) | 98,1 m |
| Uferlänge (L) | 19,96 km |
| Uferentwicklung (DL) | 2,46 |
| Maximale Seelänge (l) | 7,725 km |
| Maximale Seebreite (b) | 1,225 km |
| Gesamt-Phosphat | 1 - 11 µg/l |
| Chlorophyll a | 1,61 mg/m ³ |

Im Einzugsgebiet des Königssees befinden sich weder größere, landwirtschaftlich genutzte Flächen, noch Ortschaften oder Industrie. Den einzigen zu Buche schlagenden negativen Einfluß stellen die von einer hohen Zahl von Touristen verursachten Abwässer dar. Daher weist der Königssee eine hohe Wasserqualität mit Sichttiefen (Secchi-Tiefen) von 6-18 m und eine im Mittel bis 20 m Tiefe reichende trophogene Zone auf. Er ist mit einer Gesamt-Phosphatkonzentration von 1-11 µg/l sowie einem Gehalt an Chlorophyll a von 1,61 mg/m³ im Jahresmittel als oligotroph einzustufen (SIEBECK 1982).

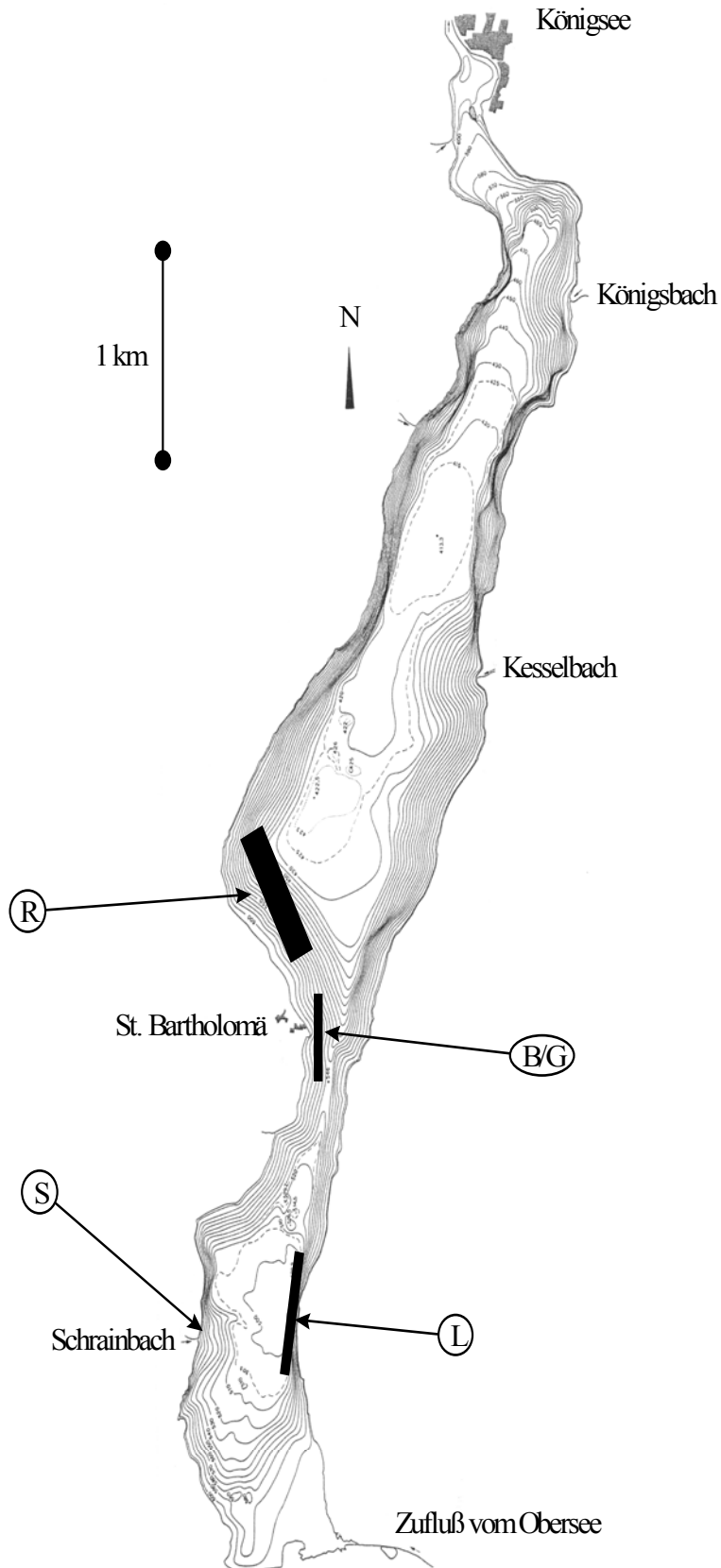


Abb.1:Lageskizze des Königsees (nach BLFW 1995, verändert); L = Luitpold, B/G = Bartholomä/Gehege, R = Ruprechtskaser, S = Schrainbach; in den markierten Bereichen bei L, B und R wurden Larvenfänge mit einem Schleppnetz durchgeführt (siehe Kap. 2.3.2)

2.2 HALTUNG DER LARVEN

2.2.1 BESCHAFFUNG VON BARSCHLAICH

Der Laich, aus dem die Barschlarven erbrütet wurden, stammte von den Uferzonen beim "Ruprechtskaser", bei der Mündung des Schrainbaches sowie südlich und nördlich der "Prinz-Luitpold-Gedenktafel" (Abb. 1, R, S und L). Das Litoral reicht hier nur 4 - 8 m weit in den See. Der Seegrund bildet in diesen Bereichen bis in einer Tiefe von 6 m mehr oder weniger horizontale Absätze und fällt danach steil ab. Auf diesen Absätzen bleiben ins Wasser gefallene Äste und umgestürzte Bäume liegen. Diese stellen ideale Laichbiotope für den Flußbarsch dar, der seine netzartigen Laichbänder (Abb. 2) bevorzugt auf solchem Substrat ablegt. Der Laich ist dort besser mit Sauerstoff versorgt als auf dem Gewässergrund.

Die Laichbänder wurden bei Tauchgängen mit dem Preßluftgerät überwiegend in Tiefen von 4 - 6 m, vereinzelt auch in 2 - 4 m Tiefe, in Kunststoffbehältern mit einem Volumen von 10 l gesammelt. Diese Behälter wurden in einem Boot nach St. Bartholomä transportiert. Das während des Transportes durch die Außenluft erwärmte Wasser in den Laichbehältern wurde vor dem Umsetzen des Laiches in das Aquarium bzw. in das Netzgehege langsam wieder mit kaltem Wasser abgekühlt, um einen Temperaturschock zu vermeiden.

Innerhalb eines Laichbandes waren die Barschembryonen stets gleich weit entwickelt. Um den Schlupfzeitpunkt möglichst eng einzugrenzen, wurden für jeden Versuchsansatz Laichbänder mit möglichst gleichen Entwicklungsstadien ausgewählt.

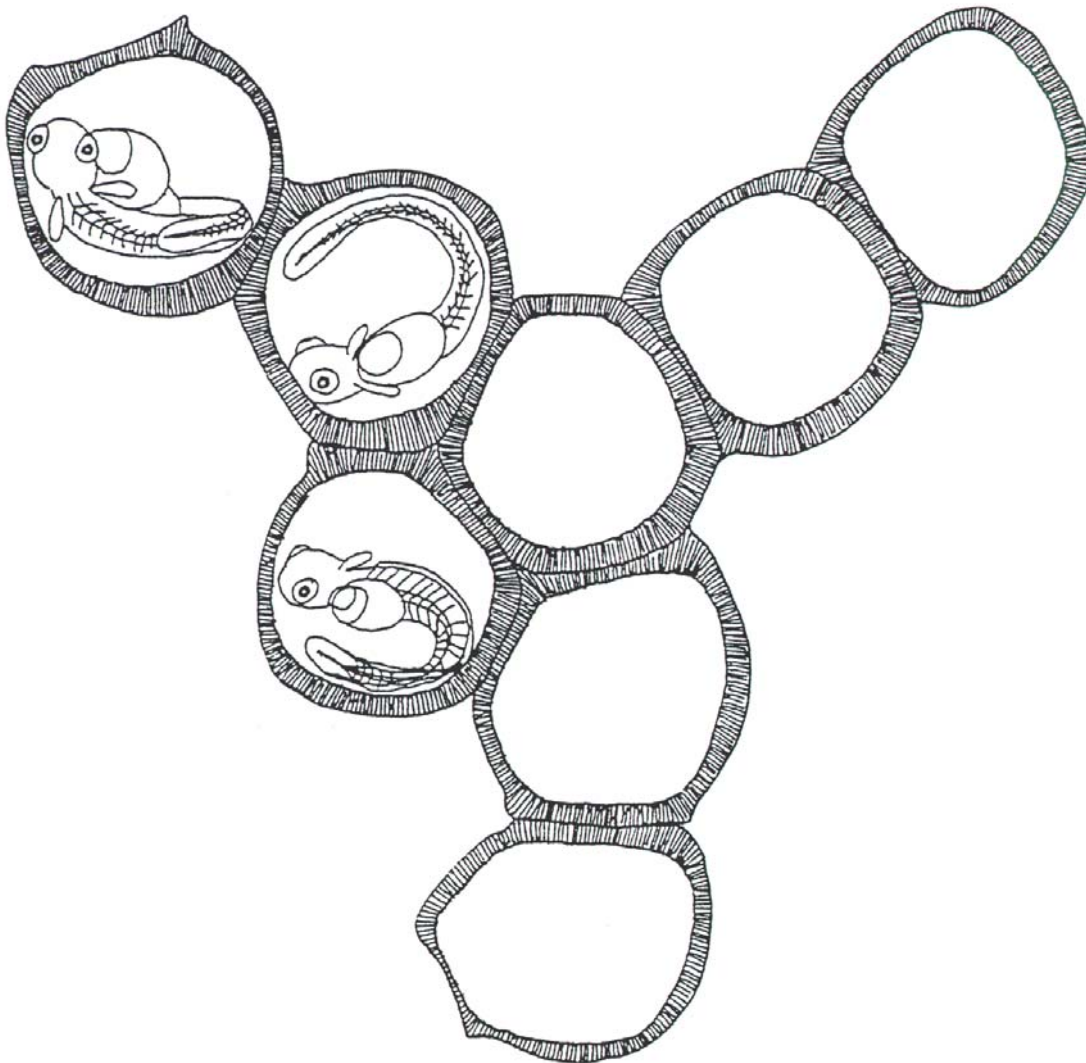


Abb. 2: Ausschnitt aus einem Laichband von *Perca fluviatilis* kurz vor dem Schlupf

2.2.2 HALTUNG DER LARVEN IN EINEM NETZGEHEGE IM SEE

Das Gehege (Abb. 4) war ein 70 cm hoher „Zylinder“ aus einem Edelstahlgestänge mit einem Durchmesser von 40 cm. Das Gestänge wurde mit einem Planktonnetz (Abb. 3) ummantelt. Boden und Deckel bestanden aus dem selben Netz, wobei der Deckel zur Probenahme abnehmbar war. Um das Gehege zu verschließen, wurde er auf das Gestänge aufgesteckt und mit Schrauben-

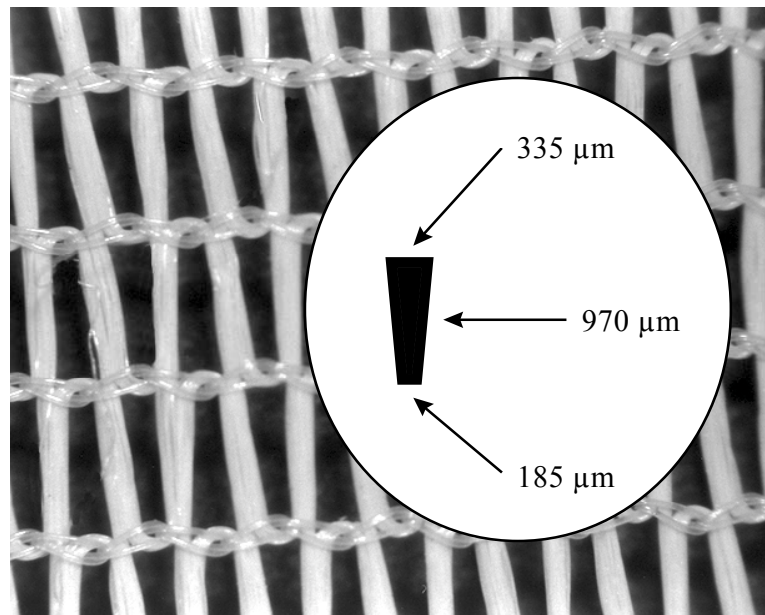


Abb. 3: Planktonnetz des Geheges

muttern fixiert. Am Gestänge wurden drei Ausleger mit je einem Schwimmkörper befestigt. Die Schwimmkörper waren so angebracht, daß der Deckel des Geheges ca. 10 - 15 cm aus dem Wasser ragte (Abb. 5). So konnten die Larven nach dem Schlupf an die Wasseroberfläche gelangen und ihre Schwimmblase mit Luft füllen. Das Gehege wurde an einer Leine mit einem Anker neben der Fischerhütte in St. Bartholomä in Ufernähe in den See eingebracht (Abb. 1, B/G). Die Wassertiefe betrug an dieser Stelle ca. 6 m.

Um die Nahrungsversorgung der Larven zu verbessern, wurde unter dem Gehegedeckel ein nach unten gerichteter Unterwasserscheinwerfer mit einer Halogenlampe mit 20 W Leistung installiert. Dieser diente vor allem in den Nachtstunden als Lichtfalle für Zooplankter. Der Scheinwerfer war während der Aufzuchtversuche ständig in Betrieb. Er hätte zwar tagsüber abgeschaltet werden können, jedoch hätte regelmäßiges Ein- und Abschalten die Lebensdauer der Halogenlampe verringert.

Das Planktonnetz des Geheges wurde alle 4 - 5 Tage mit einem Malerpinsel von Algen und Schwebstoffen gesäubert, um den Wasseraustausch zu verbessern sowie das Einwandern

10 METHODIK

der planktischen Nährtiere zu ermöglichen. Hierbei wurden auch verendete Larven entfernt, um einer Verpilzung vorzubeugen.

2.2.3 AQUARIUMHALTUNG

Das Aquarium konnte in der Fischerhütte in St. Bartholomä unmittelbar am See aufgestellt werden. Durch die Nähe zum See war es möglich, auch die im Aquarium gehaltenen Larven mittels einer Lichtfalle vor allem nachts mit frischem Zooplankton zu versorgen. Als Lichtfalle diente ein zweiter Unterwasserscheinwerfer wie oben beschrieben. Dieser war knapp unter der Wasseroberfläche in Ufernähe an einem Ausleger angebracht. Der See war an dieser Stelle ca. 4 m tief. Im Lichtkegel des Scheinwerfers befanden sich in 1, 2 und 3 m Tiefe drei Ansaugöffnungen. Die beiden oberen waren in horizontaler Richtung trichterförmig erweitert und dienten in erster Linie zum Ansaugen von planktischen Nährtieren. Die unterste diente vor allem dazu, kaltes Wasser anzusaugen, so daß die Temperaturen im Aquarium nicht zu hoch wurden. Alle drei waren über eine Hauptleitung mit zwischengeschalteter Umwälzpumpe (Pumpleistung 10 - 11 m³/h) mit dem Aquarium verbunden. Über Ventile zwischen den Ansaugöffnungen und der Hauptleitung sowie ein weiteres vor dem Aquariumzulauf wurde der Durchfluß im Aquarium so eingestellt, daß das Aquariumwasser ca. alle zwei Stunden einmal ausgetauscht wurde (Ablauf ca. 1 l je 30 s; Abb. 6).

Der Zulauf befand sich knapp über dem Aquariumboden. Ein Problem stellte sich am Ablauf: Die Strömung aus dem Aquarium heraus war für die Larven so stark, daß diese an die davorgesetzte Planktongaze gesaugt und dort festgehalten worden wären. Abhilfe schaffte ein vor den Ablauf gesetzter und mit Planktongaze umkleideter „Quader“ (20 x 19 x 12 cm Kantenlänge). Dadurch wurde die Oberfläche des Ablaufes stark vergrößert. Auf diese Weise verringerte sich die Strömung am Ablauf so, daß für die Larven keine Gefahr mehr bestand.

Das Aquarium hatte ein Fassungsvermögen von ca. 250 l und bestand aus grauem Kunststoff, welcher im Vergleich zu Glasscheiben den Kontrast verbessern und somit das Auffinden von Nährtieren für die Larven vereinfachen sollte. Um die Sichtverhältnisse für die

Larven weiter zu verbessern, wurde das Aquarium mit einer Leuchtstoffröhre ausgeleuchtet.

2.2.4 FESTLEGUNG DES SCHLUPFTAGES UND SCHÄTZUNG DER BESATZZAHL

In der letzten Phase vor dem Schlupf zeigten die Embryonen heftige Bewegungen, mit deren Hilfe es ihnen schließlich gelang, die Eihülle zu durchstoßen. Die Masse der Tiere eines Laichbandes schlüpfte innerhalb von ein bis zwei Tagen. Um den Zeitpunkt des Schlupfes im Hinblick auf Altersangaben der Larven einzugrenzen, wurde der restliche Laich stets spätestens zwei Tage nach Beginn des Massenschlupfes entfernt. Für alle Altersangaben wurde immer der 1. Massenschlupftag als Tag 0 definiert.

Die Besatzzahl wurde wie folgt geschätzt: zunächst wurde die Eizahl für ein definiertes Stück Laichband ausgezählt. Daraus wurde auf die Gesamteizahl, bezogen auf die jeweilige Laichbandlänge, hochgerechnet. Die Eizahl des nach ein bis zwei Tagen wieder entfernten Laiches mit noch nicht geschlüpften Embryonen wurde ebenso abgeschätzt, von der Gesamteizahl wieder abgezogen und das Ergebnis gerundet.

Die definierten Schlupftage und die geschätzten Besatzzahlen für die verschiedenen Versuchsansätze sind der Tabelle 4 im Kapitel 3.6 zu entnehmen.



Abb. 4: Netzgehege zur Aufzucht der Larven

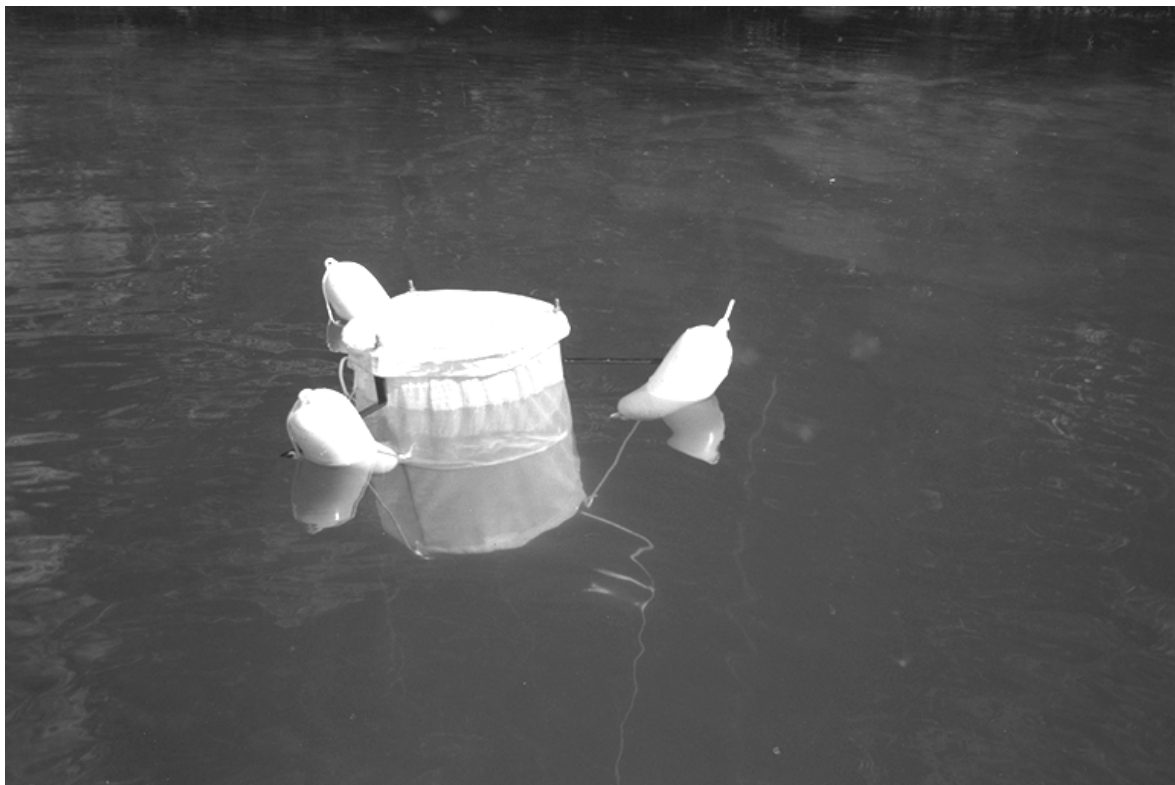


Abb. 5: Netzgehege im See

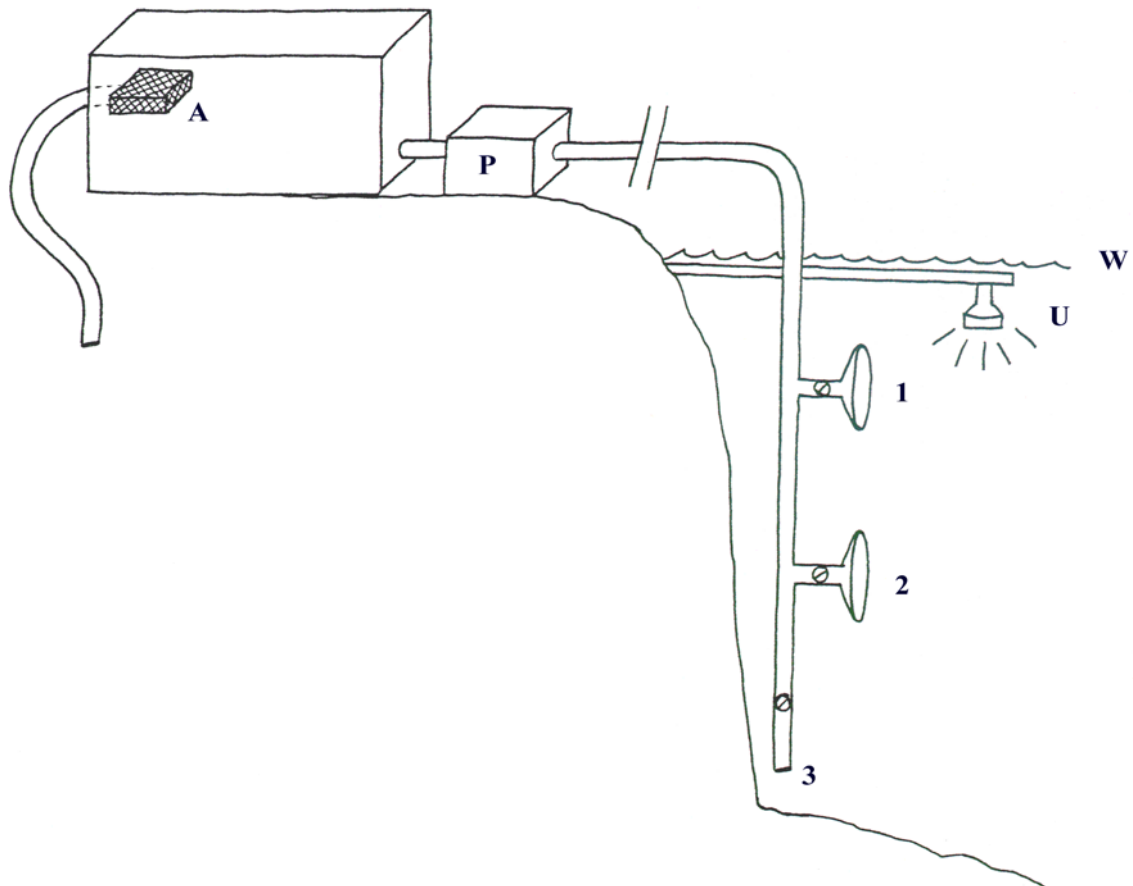


Abb. 6: Aquarium mit Ansaugvorrichtung und Lichtfalle; A = Ablauf mit Planktongaze; P = Pumpe; W = Wasseroberfläche; U = Unterwasserscheinwerfer; 1, 2, 3 = Ansaugöffnungen

2.3 BEOBACHTUNG UND FANG VON FREILEBENDEN BARSCHLARVEN IM SEE

Nach Aussage von HARTMANN (pers. Mitt.) sind die Hauptfresszeiten von Barschlarven im Bodensee die frühen Morgen- und die späten Abendstunden. Dementsprechend wurden alle Fangversuche im Königssee stets zwischen 6.⁰⁰ und 8.⁰⁰ Uhr bzw. zwischen 19.⁰⁰ und 21.⁰⁰ Uhr durchgeführt.

2.3.1 BEOBACHTUNG VON FREILEBENDEN BARSCHLARVEN IM SEE

In beiden Untersuchungsjahren wurde von Mitte Juni bis Mitte August das Litoral (vgl. Kap. 2.2.1) bei R, S und L (vgl. Abb. 1) auf einer Länge von jeweils 200 - 300 m einmal

wöchentlich mit Taucherbrille und Schnorchel abgeschwommen und nach freilebenden Barschlarven abgesucht.

2.3.2 FANG VON FREILEBENDEN BARSCHLARVEN IM PELAGIAL

Für den Fang von Barschlarven im Pelagial wurde ein spezielles Larven-Schleppnetz konstruiert (Abb. 7). Für den Bau des Netzes wurde Nylongaze aus dem Müllereibedarf verwendet. Das Netz bestand aus einem hinteren Abschnitt von 200 cm Länge und 350 μm Maschenweite sowie einem „Vorläufer“ von 100 cm Länge und 500 μm Maschenweite. Dieser Vorläufer diente zur Verbesserung der Fangeneigenschaften des Netzes, indem er die Bildung eines Rückstaus während des Schleppens weitgehend verhinderte. Die beiden Abschnitte wurden miteinander zu einem konischen Netzbeutel vernäht. Zur Verstärkung aller Nähte wurde ein 10 cm breites Stoffband mit eingearbeitet. Zur Stabilisierung der Netzöffnung diente ein Edelstahl-Ring mit einem Durchmesser von 94 cm. Dieser wurde in ein Stoffband eingeschlagen, welches wiederum mit dem Vorläufer vernäht wurde.

Als Sammelbehälter für die gefangenen Larven diente ein Kunststoffbehälter mit Schraubverschluss und einem Fassungsvermögen von 1 l. Nach Entfernen des Behälterbodens wurde der Behälter mittels eines kräftigen Klebebandes sowie mehrerer Nähte mit dem engen Ende des Netzes dicht verbunden. Durch Öffnen des Schraubverschlusses konnten die gefangenen Larven entnommen werden.

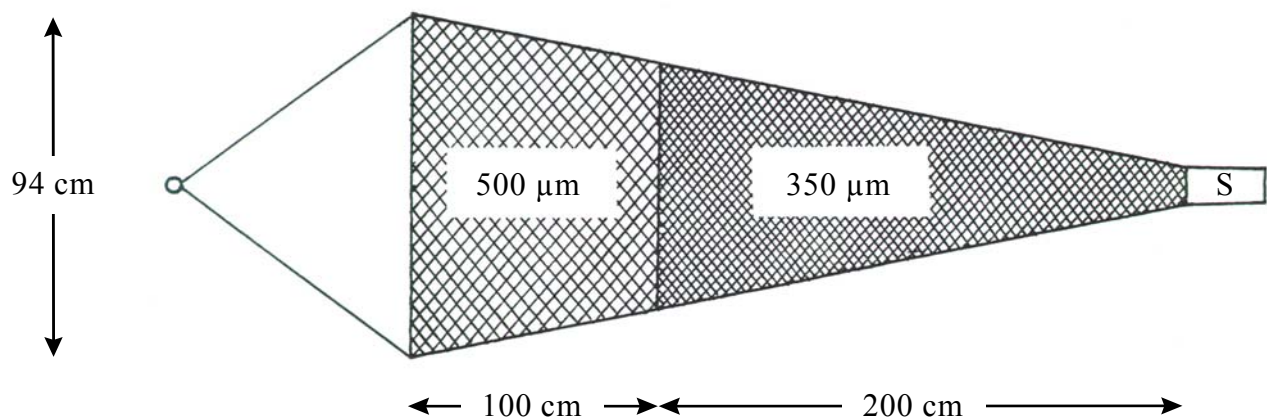


Abb. 7: Schleppnetz zum Fang pelagischer Larven (S = Sammelbehälter)

Mit diesem Schleppnetz wurden mit einem Motorboot nahe der Wasseroberfläche Horizontalzüge von ca. 100 - 400 m Länge bei Geschwindigkeiten von ca. 1 - 2 m/s durchgeführt. Das Netz befand sich hierbei ca. 20m hinter dem Boot. Gefischt wurde parallel zur Uferlinie bei L in einem Abstand von ca. 10 bis 30 m vom Ufer sowie bei R und B in einem Abstand von ca. 50 bis 100 m vom Ufer (vgl. Abb.1).

2.3.3 FANG VON FREILEBENDEN BARSCHLARVEN IM LITORAL

Für den Fang larvaler und juveniler Barsche im Litoral war das oben beschriebene Schleppnetz ungeeignet, da hier stets die Gefahr bestand, an starken Ästen unter Wasser hängenzubleiben und so das Netz zu zerstören. Für Fänge in diesem Bereich wurde daher ein für die Angelfischerei gebräuchliches Senknetz von 110 x 110 cm (Abb. 8) verwendet. Da dessen Maschenweite mit 5 x 5 mm für den Fang von Barschlarven zu groß war, wurde die Senke mit dem gleichen Planktonnetz bespannt, das auch für das Netzgehege verwendet wurde (vgl. Kap. 2.2.2, Abb. 3).

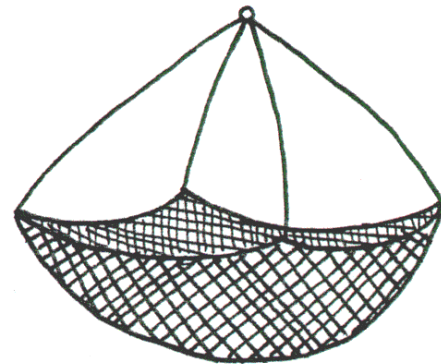


Abb. 8: Senknetz

Die Fänge im Litoral wurden in ca. 3-5 m Entfernung vom Ufer vor L, R und S (vgl. Abb. 1) durchgeführt. Mit Hilfe eines kleinen Schlauchbootes wurde mit bereits herabgelassenem Senknetz vorsichtig an die Larvenschwärme heranmanövriert, die Senke unter die Larven platziert und dann so schnell wie möglich hochgezogen.

2.4 ABIOTISCHE PARAMETER

2.4.1 BESTIMMUNG DER WASSERTEMPERATUR UND DER LEITFÄHIGKEIT

Wassertemperatur [$^{\circ}\text{C}$] und Leitfähigkeit [$\mu\text{S}/\text{cm}$] wurden im See in der Mitte des Netzgeheges in ca. 0,5 m Wassertiefe, im Aquarium etwa in der Aquariummittle gemessen. 1990 wurden beide Parameter mit einer Sonde (Typ: LF 91) der Firma WTW, Weilheim, bestimmt. 1989 wurden keine Leitfähigkeitsmessungen durchgeführt. Die Wassertemperatur wurde in diesem Jahr mit einem Handthermometer ermittelt.

2.4.2 BESTIMMUNG DES SAUERSTOFFGEHALTES

Der O_2 -Gehalt [mg/l] wurde mit einer Sonde (Typ: OXI 56) der Firma WTW, Weilheim, wie oben beschrieben bestimmt. Die O_2 -Sättigung wurde nach SCHWOERBEL (1980) bestimmt und auf den mittleren atmosphärischen Druck in 600 m Höhe korrigiert.

2.4.3 BESTIMMUNG DES PH-WERTES

Der pH-Wert wurde im See und im Aquarium an der Wasseroberfläche mit Hilfe eines Universalindikatorpapiers der Firma Merck bestimmt.

2.4.4 BESTIMMUNG DER SICHTTIEFE

Die Sichttiefe im See wurde mittels einer "Secchi-Scheibe" (Durchmesser = 25 cm) bestimmt. Diese wurde mit einem Gewicht beschwert und - um Reflexionen zu vermeiden - im Bootsschatten so lange abgesenkt, bis sie gerade nicht mehr zu sehen war. Diese Tiefe wurde als Sichttiefe notiert.

2.4.5 BESTIMMUNG DES BEWÖLKUNGSGRADES

Der Bewölkungsgrad wurde in n/10 Bewölkung abgeschätzt.

2.5 BIOTISCHE PARAMETER

2.5.1 ENTNAHME UND FIXIERUNG DER LARVEN

Um den Aufzuchterfolg nicht zu gefährden, wurden insgesamt aus dem Aquarium und aus dem Netzgehege nur je 24 Larven für Darminhaltsuntersuchungen (vgl. Kap. 7.3) sowie insgesamt 18 Larven für die Histologie entnommen. Die Larven aus dem Gehege („G-Larven“) bzw. dem Aquarium („A-Larven“) wurden immer in den Abendstunden zwischen 21.⁰⁰ und 24.⁰⁰ Uhr entnommen. Zur Entnahme wurde ein Aquarienkescher verwendet, der mit Planktongaze flach bespannt war. Die Larven wurden mit diesem Kescher langsam und schonend aufgenommen, um Verletzungen zu vermeiden. Der Kescher wurde dann um 180° gedreht und die Planktongaze mit den daran haftenden Larven in eine flache, mit ca. 1 l Wasser gefüllte, weiße Schale getaucht. Die auf diese Weise in die Schale gelangten Larven konnten hier gut gezählt, tote oder verletzte Larven aussortiert und überzählige Tiere zurückgesetzt werden. Die zur Entnahme bestimmten Larven wurden dann durch Zugabe von 0,1 g Tricainmethansulfonat (MS 222[®]) narkotisiert.

Die im See gefangenen Tiere wurden in ein 1 l-Plastikgefäß gegeben. Mit Seewasser wurde auf ca. 1 l aufgefüllt und 0,1 g MS 222[®] zum Narkotisieren zugegeben.

Im Aquarium wurden die toten Larven mit Hilfe eines Schlauches vom Boden abgesaugt und deren Anzahl nach n Tagen (beginnend ab Tag 5 bzw. 6 nach dem Schlupf) bestimmt.

Die narkotisierten Larven wurden immer sofort in 4%-igem Formalin fixiert. Dadurch wurde das Fortschreiten von Verdauungsprozessen im narkotisierten Zustand im Hinblick auf die erst später erfolgenden Darminhaltsanalysen unterbunden. Aus diesem Grund wurde nur fixiertes Material vermessen und fotografiert.

2.5.2 VERMESSUNG DER LARVEN

Alle Tiere wurden erst nach mehreren Monaten im Fixativ vermessen. Die Larvenlängen wurden am fixierten Tierkörper von der vordersten Spitze des Kopfes (zunächst von der Spitze des Oberkiefers, bei älteren Larven von der Spitze des vorstehenden Unterkiefers) bis zum hintersten Ende des Flossensaumes (bei älteren Larven der Schwanzflosse) gemessen.

Die Messungen bei den Larven bis 15 mm Länge wurden mit einem Stereomikroskop der Firma Zeiss (Typ: Standard 14) mit skaliertem Okular bei 35-facher Vergrößerung durchgeführt.

Die Larven von 15 bis 30 mm Länge wurden mit einer Stereolupe der Firma Wild/Heerbrugg (Typ: M3) bei 16-facher Vergrößerung gemessen.

Bei der Betrachtung aller hier gemachten Längenangaben ist zu berücksichtigen, daß in Formalin fixierte Fischlarven aufgrund des osmotischen Wasserverlustes einem Schrumpfungsprozeß unterliegen (HAY 1982). Die Schrumpfung ist in den ersten Tagen nach der Fixierung am größten und nach einigen Monaten im Fixativ weitgehend beendet (PARKER 1963, ROSENTHAL et al. 1977). Je jünger die Larven, desto größer ist ihr Wassergehalt und deshalb schrumpfen sie im Vergleich zu älteren Larven stärker (LOCKWOOD & DALY 1975, ROSENTHAL et al. 1977, HAY 1982, FOWLER & SMITH 1983). Weitere Faktoren, die das Ausmaß des Schrumpfens beeinflussen, sind Salinität und Formalinkonzentration (PARKER 1963). Nach FOWLER & SMITH (1983) können Streß beim Fang und die Handhabung der Larven sogar größere Längenveränderungen zur Folge haben als die Fixierung selbst. Aufgrund der genannten Faktoren war es nicht möglich, einen generellen Korrekturfaktor für die Längenmessung an in Formalin fixierten Barschlarven zu ermitteln.

Aufgrund früherer Untersuchungen (RICHTER 1988) ist jedoch bei den Eleutheroembryonen von einer Längenabnahme von ca. 3% durch den Schrumpfungsprozeß im Fixativ auszugehen. Bei größeren Larven und juvenilen Barschen sind geringere Längenabnahmen zu erwarten (LOCKWOOD & DALY 1975, ROSENTHAL et al. 1977, HAY 1982, FOWLER & SMITH 1983).

2.5.3 MORPHOLOGIE DER LARVEN

Zur Untersuchung der Morphologie der Larven wurden Zeichnungen nach Beobachtungen an narkotisierten Tieren unter der Stereolupe und dem Stereomikroskop (vgl. Kap. 2.5.2) angefertigt. Fotografiert wurde an einer Stereolupe der Firma Zeiss (Typ: Stemi SV8) mit einer aufgesetzten Kamera der Firma Nikon (Typ: F-301).

2.5.4 DARMINHALTSUNTERSUCHUNGEN AN DEN LARVEN

Für die Darminhaltsanalysen wurden insgesamt in beiden Untersuchungsjahren 219 Larven aus dem Pelagial sowie 91 larvale und juvenile Barsche aus dem Litoral auf ihren Darminhalt untersucht (vgl. Kap.7.1 und 7.2). Aus Aquarium und Netzgehege wurden hierfür nur je 24 Larven entnommen, um den Aufzuchterfolg bei ohnehin hoher Mortalität der Larven nicht zusätzlich zu gefährden (vgl. Kap.7.3).

Die Barsche wurden für die Darminhaltsanalysen nach ihren Körperlängen in folgende Größenklassen eingeteilt: < 7 mm, 7 - 8 mm, 8 - 9 mm, 9 - 10 mm, 10 - 12 mm (10 - 13 mm bei den Larven aus dem Aquarium), 15 - 20 mm, 20 - 25 mm sowie > 25 mm. Der Größenklasse 7 - 8 mm wurden dabei alle Larven mit Längen von 7,0 bis 7,9 mm, der Größenklasse 8 - 9 mm alle Larven mit Längen von 8,0 bis 8,9 mm und so fort zugeordnet. Tiere mit Körperlängen zwischen 12 und 15 mm konnten weder im Litoral noch im Pelagial gefangen werden. Lediglich aus dem Aquarium wurden 1989 zwei Tiere mit Körperlängen zwischen 12 und 13 mm für Darminhaltsanalysen entnommen.

Aus den Larven wurde auf einem Objektträger unter der Stereolupe mit Hilfe zweier feiner Insektennadeln der Darmkanal heraus präpariert. Die Larven wurden dabei mit einer Nadel fixiert, mit der anderen Nadel oberhalb des Darmkanals aufgeritzt und die Bauchhöhle freigelegt. Anschließend wurde der Darmtrakt mit einer Nadel im Bereich des Ösophagus herausgetrennt. Bei größeren Larven und juvenilen Tieren diente zur Präparation zusätzlich eine "Augenschere". Jeder Darmkanal wurde sodann in eine Zählkammer umgesetzt. In dieser wurde mit den Nadeln durch Fixieren und Aufritzen der gesamte Inhalt des kompletten Darmtraktes frei präpariert. Um die im Mittel- und Enddarm stets mehr oder weniger

stark miteinander "verklebten" Zooplankter auszählen zu können, mußten diese mit Hilfe der Nadeln vorsichtig voneinander gelöst werden. Die Nährtiere wurden unter dem Stereomikroskop bei 35-facher Vergrößerung ausgezählt.

Die Zooplankter aus den Darmtrakten der Larven wurden zu folgenden Nährtierkategorien zusammengefaßt (vgl. auch Kap. 7.1 bis 7.3):

Bei den Larven bis 13 mm Länge:

COP = adulte Tiere und Copepodide der Copepoden *Cyclops abyssorum* und *Arctodiaptomus alpinus*

NAU = Naupliuslarven von *Cyclops abyssorum* und *Arctodiaptomus alpinus*

CLA = adulte Tiere und Jugendstadien der Cladoceren *Ceriodaphnia quadrangula*, *Daphnia hyalina* und *Bosmina longispina*

POL = Rotatorien der Gattung *Polyarthra* (*P. vulgaris* und *P. dolichoptera*)

KE = Rotatorien der Gattung *Keratella* sowie *Kellicottia longispina*

Bei den larvalen und juvenilen Barschen ab 15 mm Länge:

CER = adulte Tiere und Jugendstadien von *Ceriodaphnia quadrangula*

DAP = adulte Tiere und Jugendstadien von *Daphnia hyalina*

BO = adulte Tiere und Jugendstadien von *Bosmina longispina*

CYC = adulte Tiere und Copepodide von *Cyclops abyssorum*

AR = adulte Tiere und Copepodide von *Arctodiaptomus alpinus*

N = Naupliuslarven von *Cyclops abyssorum* und *Arctodiaptomus alpinus*

PO = Rotatorien der Gattung *Polyarthra* (*P. vulgaris* und *P. dolichoptera*)

K = Rotatorien der Gattung *Keratella* sowie *Kellicottia longispina*

Über alle aus einem Fang stammenden Darminhalte wurden, unterteilt nach den o. g. Größenklassen, Mittelwerte gebildet. Die Larven der Fangtage 20./21.06.89 bzw. 04./05.07.89 wurden hierbei jeweils zusammengefaßt. In die Mittelwerte gingen immer mindestens drei, in der Regel zwischen 5 und 10 Darminhalte ein. Im Maximalfall gingen 19 Darminhalte in einen Mittelwert ein.

2.5.5 SELEKTIVITÄT DER NAHRUNGS-AUFNAHME DER LARVEN

Die Zusammensetzung des von den Barschlarven im Mittel je Größenklasse und Fangtag gefressenen Zooplanktons wurde in Beziehung zum Zooplanktonangebot im See gesetzt. Dazu wurde der Selektivitätsindex nach folgender Formel berechnet (JACOBS 1974):

$$D = (r - p)/(r + p - 2rp)$$

mit p : relativer Anteil eines Beutetyps in der Umgebung

r : relativer Anteil dieses Beutetyps im Darminhalt

D kann Werte von -1 (Ablehnung einer Beuteart) bis +1 (positive Selektion einer Beuteart) annehmen, wobei 0 eine unselektive Aufnahme bedeutet. Der Jacobs- Index sagt etwas darüber aus, ob die Beutewahl eines Räubers von der relativen Häufigkeit der Beute im Angebot beeinflußt wird (frequenzabhängige Selektion, BOHL 1982, LAMPERT & SOMMER 1993). Er berücksichtigt allerdings nicht die absoluten Häufigkeiten der Beutetypen.

Da die Larven- und Planktonfänge an verschiedenen Tagen stattfanden, wurden jeweils die zeitlich am nächsten beieinander liegenden Larven- und Plankton- Fangdaten miteinander verglichen. Die Larven der Fangtage 20./21.06.89 bzw. 04./05.07.89 wurden hierbei jeweils entsprechend den o. g. Größenklassen zusammengefaßt.

2.5.6 PLANKTONUNTERSUCHUNGEN

2.5.6.1 PLANKTONFANG

Die Planktonfänge wurden stets im Pelagial vor St. Bartholomä bei B/G (vgl. Abb. 1) in ca. 30 m Entfernung vom Ufer durchgeführt. Mit einem Planktonnetz von 60 µm Maschenweite und einem Öffnungsdurchmesser von 40 cm wurden an jedem Fangtag je zwei Vertikalzüge von 10-0 m Tiefe durchgeführt, um eventuelle Schwankungen der Abundanzen, z.B. durch Patchiness der Zooplankter, zu relativieren. Das Netz wurde nach jedem Zug zweimal nachgewaschen. Das gefangene Plankton wurde mit 4%-igem Formalin fixiert.

2.5.6.2 BESTIMMUNG DER PLANKTER

Die in den Planktonfängen aufgetretenen Zooplankter (Crustaceen und Rotatorien) wurden anhand der Arbeiten von LEMMER (1979), KOTSCHENREUTHER (1981) und LAXHUBER (1984) bestimmt. Die Zooplankter wurden mit einem Zeiss Photomikroskop III fotografiert, die Bestimmung erfolgte mit einem Zeiss Stereomikroskop (Typ: Standard 14).

2.5.6.3 AUSZÄHLEN DER PLANKTONPROBEN

Die fixierten Planktonfänge wurden 24 h stehengelassen, so daß alle Plankter absedimentiert waren. Die überständige Flüssigkeit wurde mit einer 100 ml-Spritze und zuletzt mit einer Pasteurpipette vorsichtig abgesaugt, um ein Aufwirbeln der Plankter zu vermeiden. Das Restvolumen wurde (unter Nachspülen) in ein 60 ml fassendes Gläschen gegeben.

Zum Auszählen wurde der gesamte Inhalt eines Gläschens in einen Erlmeyerkolben gegeben, wobei das Gläschen zweimal nachgespült wurde. Der Inhalt des Erlmeyerkolbens wurde dann je nach Planktonkonzentration entsprechend verdünnt, so daß das Plankton gut ausgezählt werden konnte. Das jeweilige Volumen wurde für die spätere Rückrechnung notiert. Daraus wurden nach gründlichem Aufschütteln mit einer Vollpipette (nach SCHWOERBEL 1980) mit großer Öffnung (ca. 3 mm Durchmesser) jeweils Proben zu 2,5 ml

entnommen und in eine Planktonzählkammer der Firma Leitz gegeben. Es handelte sich dabei um eine 2,5 ml fassende, zylindrische Zählkammer mit auswechselbarer Bodenscheibe. Die Zählkammer wurde zum Auszählen der Planktondichten mit einer Glasscheibe luftblasenfrei verschlossen.

Für jedes Fangdatum wurden 4 Proben zu je 2,5 ml unter einem Zeiss Stereomikroskop (Typ Standard 14) bei 35-facher Vergrößerung vollständig ausgezählt. Bei den beiden Copepodenarten *Cyclops abyssorum* und *Arctodiaptomus alpinus* wurden für jede Art die Copepodid-Stadien und die adulten Tiere zu einer Zählkategorie zusammengefaßt. Die Naupliuslarven beider Arten bildeten zusammen eine weitere Zählkategorie. Bei den pelagischen Cladoceren (*Daphnia hyalina*, *Ceriodaphnia quadrangula* und *Bosmina longispina*) bildeten die Adulten und die Jungtiere einer Art jeweils eine Zählkategorie. Bei den Rotatorien wurden folgende Zählkategorien eingeteilt: 1. *Keratella cochlearis* (wobei andere Keratella-Arten als Einzelfunde einfach mitgezählt wurden), 2. *Polyarthra sp.* = *P. vulgaris* + *P. dolichoptera* und 3. *Kellicottia longispina*.

2.5.6.4 BERECHNUNG DER INDIVIDUENZAHLEN/M³ SEEWASSER

An jedem Fangtag wurde eine Wassersäule von 20 m Höhe (2 Züge à 10 m) und einer Grundfläche von $0,2 \text{ m}^2 \times \pi = 0,126 \text{ m}^2$ abgefischt. Das entspricht einem Volumen von $0,126 \text{ m}^2 \times 20 \text{ m} = 2,51 \text{ m}^3$. Die Individuenzahl/m³ Seewasser errechnet sich nach folgender Gleichung:

$$x = \frac{V_e * nI}{4v * V_w} \quad [\text{Ind} / \text{m}^3]$$

V_e = Volumen Erlenmeyerkolben

nI = Summe der Individuen in 4 Proben à 2,5 ml

v = Volumen einer Probe = 2,5 ml

V_w = Volumen der Wassersäule = 2,51 m³

2.6 HISTOLOGISCHE TECHNIK

2.6.1 EINBETTUNG

Eine Einbettung der Larven in Paraffin ließ aufgrund der äußerst empfindlichen larvalen Gewebe keine dünneren Schnitte als 6-7 μm zu. Diese brachten nicht die gewünschten Ergebnisse. Als Einbettmedium wurde deshalb das Glycol-Methacrylat Historesin[®] (LKB) verwendet.

Um die fixierten Larven bzw. Darmtrakte (bei größeren Larven) zum Einbetten vorzubereiten wurden diese zunächst 10 Minuten in Leitungswasser gewässert. Danach wurden sie in einer aufsteigenden Alkoholreihe entwässert:

50% Ethanol (30 min)

70% Ethanol (2 mal 15 min)

96% Ethanol (2 mal 15 min)

Anschließend folgte für 20 Minuten ein Bad in einem Gemisch aus Historesin[®] Infiltrationslösung : 96% Ethanol = 1 : 1, danach für weitere 20 Minuten in reiner Historesin[®] Infiltrationslösung. Die Larven schwammen dabei zunächst an der Oberfläche und sanken, wenn sie vollständig durchtränkt waren, zu Boden.

Zum Einbetten wurden 15 Teile Historesin[®] Infiltrationslösung mit 1 Teil Historesin[®] Härter gut durchmischt und in Historesin[®] Einbettformen gefüllt. In jede vorbereitete Einbettform wurde eine wie oben beschrieben vorbehandelte Larve bzw. deren Darmtrakt gegeben. Die so gegossenen Harzblöckchen konnten über Nacht vollständig auspolymerisieren. Danach wurden sie für mindestens einen weiteren Tag bei 60 °C in den Trockenschrank gegeben.

2.6.2 ANFERTIGUNG DER SCHNITTE

Von den Historesin[®] - Blöckchen konnten Schnitte guter Qualität bis zu 1 µm Dicke angefertigt werden. Wegen der besseren Färbbarkeit wurde jedoch in der Regel mit Schnitten von 3 bzw. 4 µm Dicke gearbeitet.

Es wurden von Larven aller acht Größenklassen Paramedianschnitte angefertigt. Von Larven > 20 mm wurden nur Schnitte vom Darmtrakt mit anhängendem Pankreas gemacht. Je Größenklasse und Jahr wurden mindestens drei Larven geschnitten. Für einen histologischen Vergleich wurden auch Schnitte des Darmkanals sowie der Leber und des Pankreas von drei adulten Tieren angefertigt.

Die Blöckchen wurden mit einem Rotationsmicrotom der Firma Reichert-Jung (Typ: 1140/Autocut) geschnitten. Die Schnitte wurden in ein Wasserbad mit einer Temperatur von 60 °C gegeben, wo sie auf der Oberfläche schwammen und sich vollständig ausdehnen konnten. Von dort wurden sie auf Objektträger übertragen. Die Objektträger wurden bei 60 °C auf einer Heizplatte vorgetrocknet und kamen anschließend für einen Tag ebenfalls bei 60 °C in den Trockenschrank.

2.6.3 FÄRBEN DER SCHNITTE

Nach dem Trocknen konnten die Schnitte sofort gefärbt werden. Ein Durchlaufen der absteigenden Alkoholreihe, wie es bei Paraffinschnitten zum Entparaffinieren vor dem Färben notwendig ist, entfiel. Ein Entfernen des Harzes vor dem Färben ist bei Historesin-Schnitten nicht günstig, sondern wirkt sich sogar negativ auf die Qualität der Schnitte aus.

Zum Färben der Schnitte wurden 4 verschiedene Techniken eingesetzt: die HE-Färbung mit Hämalaun/Eosin, die Färbungen nach Ladewig und nach Giemsa, sowie die PAS - Reaktion (ROMEIS 1989). Die besten Ergebnisse konnten mit der HE-Färbung und mit der Färbung nach Ladewig erzielt werden, welche auf folgende Weise modifiziert wurde:

1. Kernfärbung mit Eisenhämatoxylin nach Weigert für 16 h

26 METHODIK

2. Präparate fließend wässern für 10 min
3. in Aqua dest. spülen
4. in Phosphorwolframsäure (5%) 5 min differenzieren
5. in Aqua dest. kurz abspülen
6. in frisch filtrierter Ladewig-Lösung (s. u.) 35-45 min färben
7. in Aqua dest. spülen
8. kurz in 96% Methanol differenzieren
9. in Aqua dest. abspülen

Die Färbezeiten wurden für eine Schnittdicke von 3-4 μm optimiert.

Die Objektträger wurden dann luftgetrocknet, anschließend in Xylol gegeben (3 mal 10 min) und mit Eukitt eingedeckt.

Herstellung der Ladewig-Lösung:

| | |
|--------------------------|--------|
| Anilinblau wasserlöslich | 0,5 g |
| Goldorange | 2,0 g |
| Aqua dest. | 100 ml |
| dazu Eisessig | 8,0 ml |

Diese Lösung kochen und nach Erkalten filtrieren. Dann 1,0 g Säurefuchsin dazugeben und kurz aufkochen lassen. Die Ladewig-Lösung ist vor jeder Färbung immer frisch zu filtrieren.

Bei dieser Färbetechnik erhält man dunkelblaue Zellkerne, blaues kollagenes und retikuläres Bindegewebe, rotes Chromatin, rötlich-orange Muskulatur, rote Erythrozyten, sowie blauen Schleim.

Die Auswertung der Schnitte erfolgte mit einem Zeiss Stereomikroskop (Typ Standard 14). Fotografiert wurden die Schnitte mit einem Zeiss Photomikroskop III.

3 ERGEBNISSE

3.1 ERGEBNISSE AUS DEN MESSUNGEN DER ABIOTISCHEN PARAMETER

Alle Ergebnisse aus den Messungen der abiotischen Parameter sind in den Tabellen 2 (See) und 3 (Aquarium) zusammengefaßt.

Tab.2: Werte der abiotischen Parameter im See (Netzgehege) und Bewölkungsgrad

| | 1989 | | | | | | | | |
|----------------------------------|-------------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|
| Datum | 13.6. | 19.6. | 23.6. | 30.6. | 7.7. | 12.7. | 18.7. | 2.8. | 16.8. |
| Bewölkungsgrad | 10/10 | 4/10 | 10/10 | 10/10 | 2/10 | 7/10 | 10/10 | 10/10 | 0/10 |
| Wasser- temperatur [°C] | 13,1 | 12,9 | 12,2 | 13,2 | 14,9 | 16,2 | 13,8 | 13,2 | 17,1 |
| O ₂ -Gehalt [mg/l] | 10,6 | 10,9 | 11,0 | 11,2 | 10,7 | 10,5 | 11,2 | 10,7 | 9,7 |
| O ₂ -Sättigung [%] | 108 | 109 | 111 | 116 | 113 | 115 | 116 | 110 | 109 |
| pH-Wert | 6,5 | 6,5 | -- | 6,5 | -- | 7,0 | -- | 6,5 | -- |
| Sichttiefe[m] | 8,5 | 7,0 | 7,5 | 8,5 | 8,0 | 9,0 | 9,5 | 7,0 | 9,5 |
| | 1990 | | | | | | | | |
| Datum | 19.6 | 25.6 | 3.7 | 10.7. | 17.7. | 24.7. | 31.7. | 7.8. | |
| Bewölkungsgrad | 0/10 | 6/10 | 10/10 | 10/10 | 10/10 | 4/10 | 8/10 | 10/10 | |
| Wasser- temperatur [°C] | 13,7 | 16,8 | 15,5 | 14,3 | 15,8 | 17,5 | 19,4 | 19,4 | |
| Leitfähigkeit [µS/cm] | 167 | 164 | 163 | 162 | 165 | 165 | 165 | 163 | |
| O ₂ -Gehalt [mg/l] | 10,6 | 10,2 | 9,9 | 10,2 | 10,2 | 9,9 | 9,2 | 9,0 | |
| O ₂ -Sättigung [%] | 108 | 115 | 108 | 107 | 110 | 110 | 110 | 105 | |
| pH-Wert | 6,5 | -- | -- | 6,5 | -- | 6,5 | -- | -- | |
| Sichttiefe[m] | 8,5 | 10,0 | 12,0 | 12,0 | 11,0 | 12,5 | 13,5 | 12,0 | |

Tab.3: Werte der abiotischen Parameter im Aquarium

| 1989 | | | | | | | | | |
|----------------------------------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|-------|------|-------|
| Datum | 13.6. | 19.6. | 23.6. | 30.6. | 7.7. | 12.7. | 18.7. | 2.8. | 16.8. |
| Wasser- temperatur [°C] | 12,8 | 12,9 | 12,0 | 12,7 | 11,6 | 14,4 | 13,2 | 13,1 | 15,6 |
| O ₂ -Gehalt [mg/l] | 10,4 | 10,7 | 11,0 | 10,9 | 11,5 | 11,1 | 10,9 | 10,6 | 10,2 |
| O ₂ -Sättigung [%] | 105 | 109 | 110 | 110 | 114 | 117 | 112 | 109 | 110 |
| pH-Wert | 6,5 | 6,5 | -- | -- | 6,8 | -- | -- | 6,5 | -- |
| 1990 | | | | | | | | | |
| Datum | 19.6 | 25.6 | 3.7 | 10.7. | 17.7. | 24.7. | 31.7. | 7.8. | |
| Wasser- temperatur [°C] | 14,0 | 13,3 | 14,0 | 14,0 | 15,0 | 17,0 | 19,4 | 19,1 | |
| Leitfähigkeit [µS/cm] | 169 | 168 | -- | 162 | 167 | 166 | 166 | 164 | |
| O ₂ -Gehalt [mg/l] | 10,2 | 10,6 | 10,2 | 10,0 | 9,7 | 9,5 | 8,7 | 8,7 | |
| O ₂ -Sättigung [%] | 109 | 108 | 107 | 105 | 105 | 105 | 100 | 101 | |
| pH-Wert | 6,5 | -- | -- | 6,5 | -- | -- | 6,5 | -- | |

3.1.1 WASSERTEMPERATUR

Sowohl 1989 als auch 1990 war die Wassertemperatur gewissen Schwankungen unterworfen. Während sie 1987 von Mitte Juni bis Mitte Juli kontinuierlich von 11 °C auf 16-17 °C stieg (RICHTER 1988), sank sie 1989 und 1990 zwischendurch auch wieder ab. So 1989 von 13,1 °C am 13.6. auf 12,2 °C (23.6.) und von 16,2 °C (12.7.) auf 13,2 °C (2.8.), 1990 von bereits 16,8 °C am 25.6. wieder auf 14,3 °C am 10.7. Im Vergleich zu 1987 wies die Wassertemperatur in den Jahren 1989 und 1990 bereits Mitte Juni über 13 °C auf. Bis Mitte August stieg sie auf über 17 °C (1989) bzw. über 19 °C (1990) an. Im Aquarium herrschten Wassertemperaturen von 11,6 - 15,6 °C (1989) bzw. 13,3 - 19,4 °C (1990).

3.1.2 LEITFÄHIGKEIT

Die nur 1990 gemessene, elektrolytische Leitfähigkeit bewegte sich mit Werten zwischen 167 und 162 $\mu\text{S}/\text{cm}$ im See bzw. 169 und 162 $\mu\text{S}/\text{cm}$ im Aquarium in einem sehr engen Bereich.

3.1.3 SAUERSTOFFGEHALT

Der Sauerstoffgehalt im Oberflächenwasser des Sees lag 1989 zwischen 9,7 und 11,2 mg/l. 1990 war während des Versuchszeitraumes eine leichte Abnahme von 10,6 mg/l am 19.6. auf 9,0 mg/l am 7.8. festzustellen. Ein ähnliches Bild bot sich im Aquarium: 1989 wies das Aquariumwasser Schwankungen des Sauerstoffgehalts zwischen 10,2 und 11,5 mg/l auf, 1990 nahm dieser von 10,2 mg/l am 19.6. auf 8,7 mg/l am 7.8. ab.

Die Sauerstoffsättigung schwankte im See 1989 zwischen 108 und 116 % und 1990 zwischen 105 und 115 %, im Aquarium bewegte sie sich 1989 zwischen 105 und 117 % und 1990 zwischen 100 und 109%.

3.1.4 PH-WERT

In fast allen Fällen wurde ein pH-Wert von 6,5 gefunden. Lediglich 1989 wurde am 12.7. im See ein Wert von 7,0 sowie am 7.7. im Aquarium ein Wert von 6,8 gemessen.

3.1.5 SICHTTIEFE

Die Sichttiefen bewegten sich 1989 zwischen 7,0 und 9,5 m. 1990 lagen sie lediglich am ersten Meßtag (19.6.) bei 8,5 m. Während des restlichen Versuchszeitraumes schwankten sie zwischen 10,0 und 13,5 m. Dies sind selbst für den oligotrophen Königssee sehr hohe Hochsommer-Werte.

3.2 MORPHOLOGIE DER LARVALEN UND JUVENILEN BARSCH

3.2.1 ZUR TERMINOLOGIE DER ENTWICKLUNGSSTUFEN DER PERCIDEN

Die im Folgenden verwendeten Bezeichnungen "Eleutheroembryo" oder "freier Embryo", "Protopterygiolarve", "Pterygiolarve" sowie "Juveniler Barsch" (vgl. Abb. 9) entsprechen der von BALON (1960b, 1975 und 1984) vorgeschlagenen Terminologie.

BALON (1960b, 1975 und 1984) sieht die frühe Fischentwicklung nicht als kontinuierlich, sondern als "sprunghaft" an. Nach seiner Einschätzung sind "Etappen" langsamerer Entwicklung durch "Sprünge" rascherer Entwicklung miteinander verbunden. Mehrere Etappen werden zu einer "Phase" zusammengefaßt, während mehrere Phasen zusammen eine "Periode" bilden.

Nach BALON (1960b, 1975 und 1984) sind während der Entwicklung der Perciden fünf solcher Perioden zu unterscheiden. Es sind dies die embryonale, die larvale, die juvenile, die adulte und die seneszente Periode. Die embryonale Periode besteht aus den 3 Phasen Ovum, Embryo und Eleutheroembryo. Die Phase des Ovums beginnt mit der Befruchtung und endet mit dem Beginn der Organogenese. Von diesem Zeitpunkt an bis zum Schlupf wird der sich in der Eihülle entwickelnde Barsch als Embryo bezeichnet. Nach dem Schlupf folgt die Phase des freien Embryos oder Eleutheroembryos, der sich weiterhin ausschließlich endogen, also durch Dotterresorption ernährt.

Der Übergang zu exogener Ernährung, d. h. zur Aufnahme von Beuteorganismen, kennzeichnet den Beginn der larvalen Periode. Zunächst finden hier meist noch endogene und exogene Ernährung nebeneinander statt, es liegt somit eine "gemischte" Ernährung vor. Die Barsche werden jetzt Protopterygiolarven genannt. Sie zeichnen sich durch den Besitz von temporären larvalen Organen wie z. B. einem unpaaren Flossensaum oder einer Chorda dorsalis aus. Die zweite Phase der larvalen Periode, nämlich die der Pterygiolarve, beginnt mit der Ausdifferenzierung der unpaaren Flossen.

Mit der Metamorphose zum juvenilen Barsch werden die meisten larvalen Organe durch dauerhafte adulte ersetzt. Nach der Metamorphose sind z. B. alle Reste des larvalen Flos-

sensaumes reduziert und die unpaaren Flossen ausgebildet. Die juvenile Periode endet mit der ersten Reifung von Gameten.

Es folgen die adulte und die seneszente Periode.

Mit dem Schleppnetz bzw. dem Senknetz wurden Barsche aller Entwicklungsstufen vom Eleutheroembryo bis zum juvenilen Tier gefangen.

3.2.2 MORPHOLOGIE DER ELEUTHEROEMBRYONEN VON < 6 BIS CA. 7 MM LÄNGE (ABB. 9 UND 11)

Bei allen frisch geschlüpften freien Embryonen war bereits eine Mundöffnung vorhanden. Der Unterkiefer war kürzer oder höchstens so lang wie der Oberkiefer. Die leicht längs-ovalen Augen waren im Verhältnis zum Körper sehr groß, sie wiesen einen Durchmesser von ca. der halben Höhe des Kopfes auf. Sie waren stark pigmentiert und schienen bereits gut entwickelt zu sein.

Der unpaare Flossensaum begann dorsal etwa auf Höhe des Ansatzes der Brustflossenanlagen und ventral etwa auf Höhe des Beginns des Mitteldarmes. Er umgab den freien Embryo fast geradlinig mit Ausnahme von je einer flachen, sehr geringen Einbuchtung dorsal und ventral vor dem Schwanzende. Etwa 0,5 mm hinter dem Anus maß er ventral ca. 0,25 mm. Die Anlagen der Brustflossen waren fast kreisrund. Sie waren ähnlich dem Flossensaum noch sehr dünnhäutig und nur an ihrem Ansatz etwas verdickt. Weder bei ihnen noch beim Flossensaum war eine Anlage von Flossenstrahlen erkennbar.

Aufgrund der hohen Transparenz der Eleutheroembryonen waren die Strukturen der inneren Organe auch ohne Präparation gut zu sehen. So lag hinter dem Auge das Labyrinth, in dem sich drei Otholithen unterscheiden ließen.

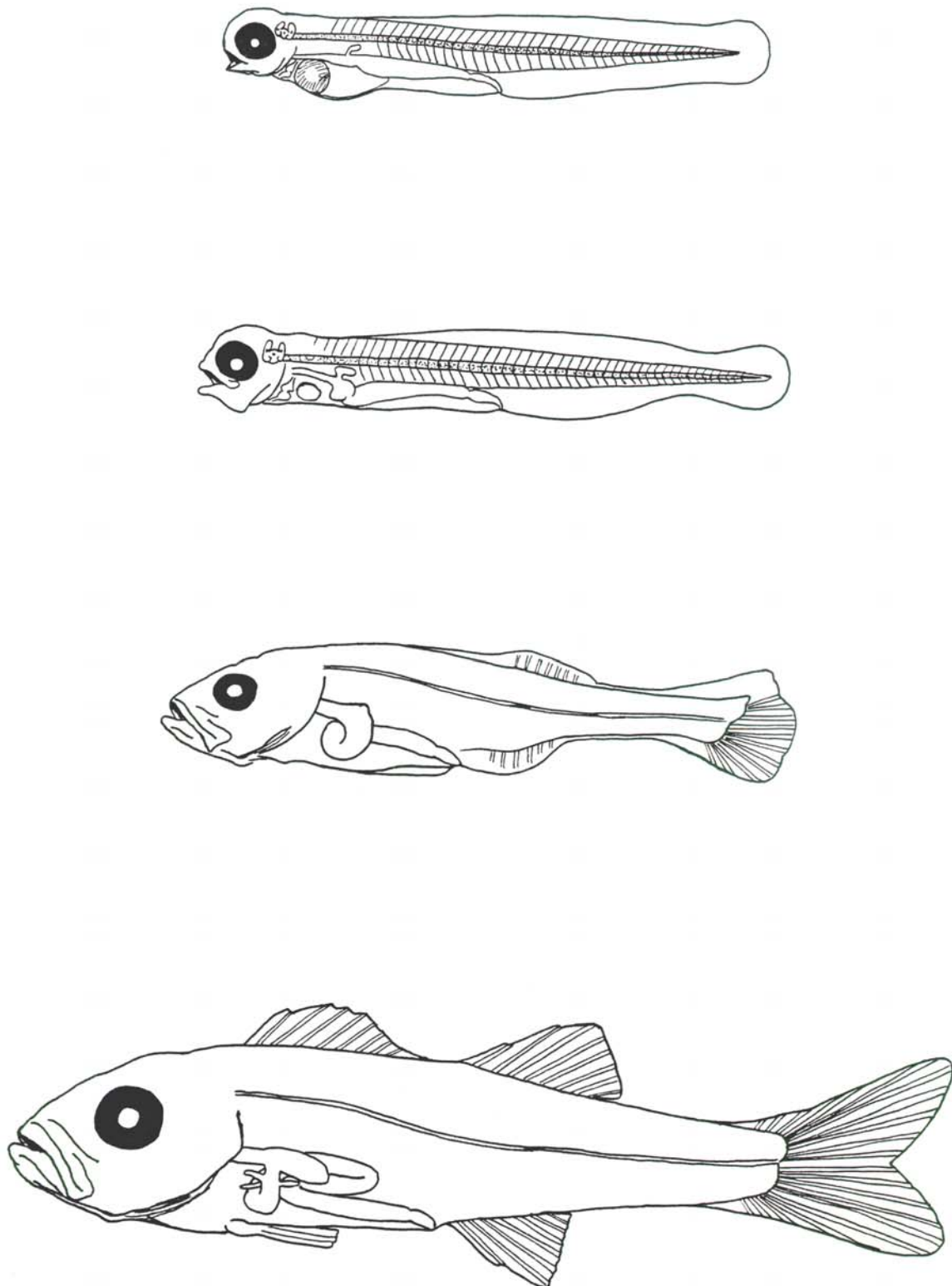


Abb. 9: Entwicklungsstufen der jungen Barsche; von oben nach unten: Eleutheroembryo, Protopterygiolarve, Pterygiolarve, juveniler Barsch (nicht maßstäblich zueinander)

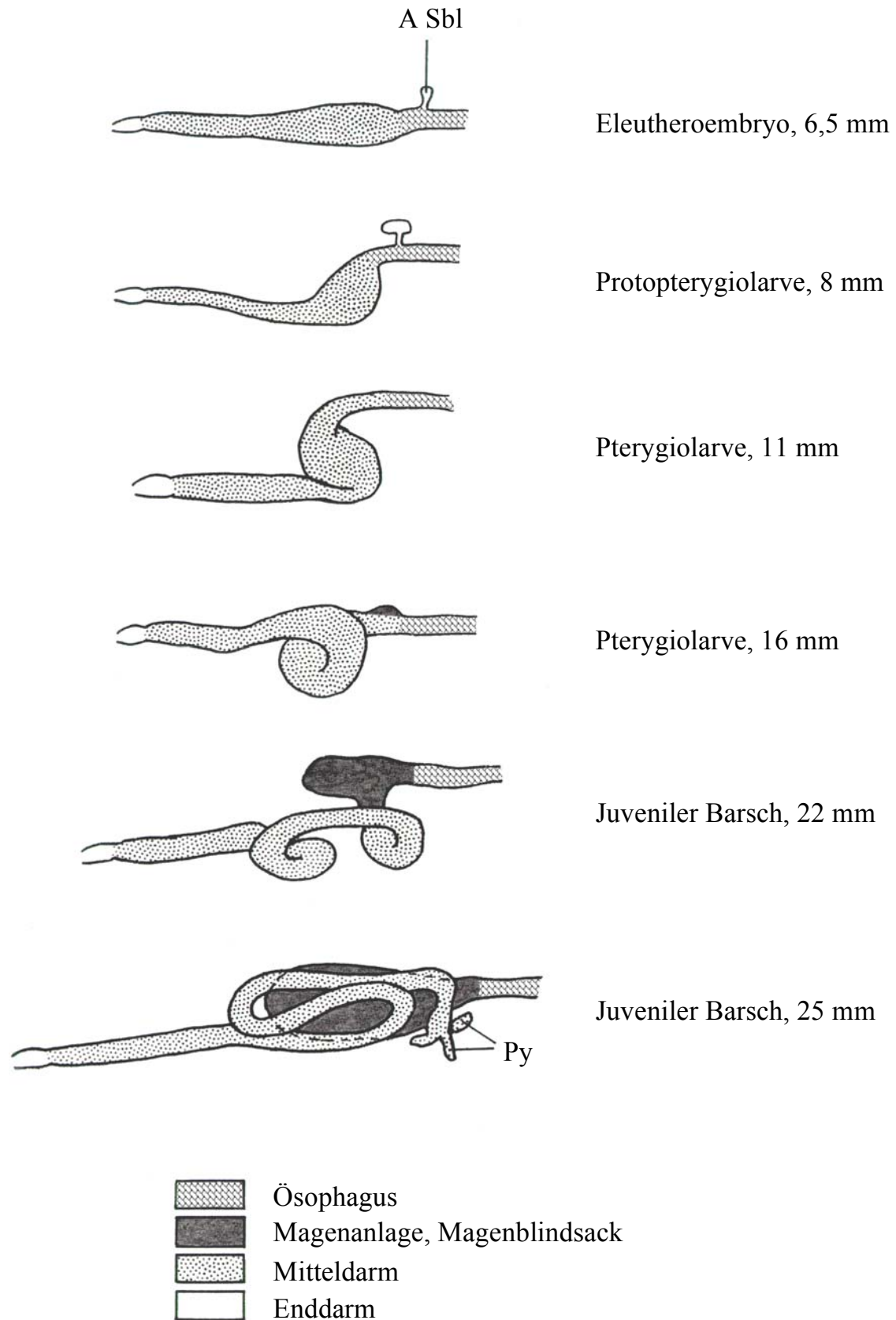


Abb. 10: Entwicklung des Darmtraktes vom Eleutheroembryo zum juvenilen Barsch (ASbl = Anlage Schwimmblase, Py = Pylorusanhänge)

Gut zu erkennen waren auch die Chorda dorsalis und die sie umgebende, metamerisch gegliederte Skelettmuskulatur. Die Chorda hatte ihren Ursprung etwa an der vorderen Basis des Labyrinths, verlief von dort ein Stück schräg nach caudodorsal, um dann geradlinig nach caudal zu ziehen, wo sie im Schwanzbereich spitz zulief. Deutlich zu sehen waren auch die Chordascheide sowie die großen Chordazellen. Die Chorda wurde von Skelettmuskulatur umgeben, die aus V-förmigen Myomeren bestand. Die "Spitzen" der Myomeren wiesen nach cranial und lagen etwa entlang der Mittellinie der Chorda.

Das in Ventrikel und Atrium zu unterscheidende Herz pumpte im hier beobachteten Stadium bereits Erythrocyten enthaltendes Blut durch die Aorta ventralis und die Kiemenbögen. Die Kiemenbögen waren noch sehr einfach gebaut. In ihrem Inneren war der stützende hyaline Knorpel zu erkennen, während ihre äußere Oberfläche noch glatt und unstrukturiert erschien. Eine Anlage von Primärlamellen war bei den Eleutheroembryonen noch nicht erkennbar.

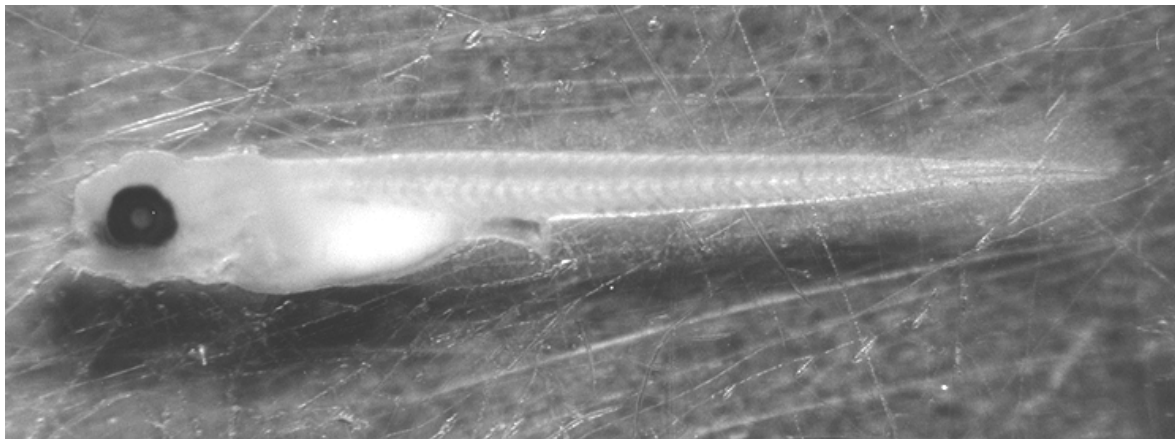


Abb. 11: Eleutheroembryo, 6,1 mm, ca. 20 -fach

Der noch große Dottersack erstreckte sich etwa über die halbe Länge des Darmtraktes und wies in seinem vordersten Abschnitt, caudal vom Herz, eine große Ölkugel auf.

Der Darmtrakt (Abb. 10, Eleutheroembryo) stellte, von der Seite gesehen, ein gerades Rohr dar, das im Bereich des Dottersackes von diesem an die linke Körperseite gedrückt wurde. Ösophagus und Enddarm waren vom Mitteldarm durch deutliche Einschnürungen abgegrenzt. Kurz vor dem hinteren Ende des Ösophagus mündete der Ductus pneumaticus,

der die Anlage der Schwimmblase mit dem Darmtrakt verband. Der Mitteldarm war in seinem vordersten, auf den Ösophagus folgenden Abschnitt, etwas erweitert.

3.2.3 MORPHOLOGIE DER PROTOPTERYGIOLARVEN VON CA. 7 BIS 10 MM LÄNGE (ABB. 9 UND 12)

Die Protopterygiolarven wiesen im Vergleich zu den Eleutheroembryonen einen stark verlängerten Unterkiefer auf, der den Oberkiefer deutlich überragte. Die oben beschriebenen Einbuchtungen des Flossensaumes vor dem Schwanzende waren nun wesentlich ausgeprägter, jedoch war noch immer keine Anlage von Flossenstrahlen zu beobachten. Auch an den Anlagen der Brustflossen war eine solche noch nicht zu sehen, sie waren im Vergleich zu denen freier Embryonen nicht verändert. Ebenfalls keine Veränderungen waren bei Labyrinth, Chorda, Muskulatur und Herz festzustellen.

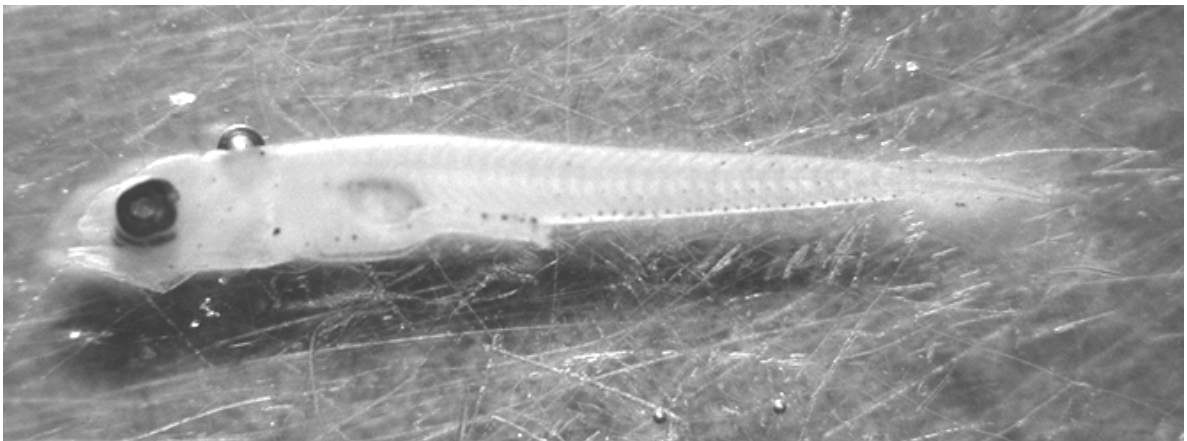


Abb. 12: Protopterygiolarve, 7,9 mm, ca. 12 -fach

Die Kiemenbögen wiesen nun bereits Anlagen von Primärlamellen auf, die sich als grobe, höckerige Auswüchse des Epithels darstellten. Diese wurden als erstes am 4. Kiemenbogen angelegt, so daß weiter caudal liegende Kiemenbögen immer weiter entwickelt waren, als die cranial von ihnen liegenden.

Vom Dottersack war jetzt nur noch ein kleiner, hinter dem Herzen gelegener Rest vorhanden. Die Ölkugel war aufgebraucht. Der Raum des Dotters in der Leibeshöhle wurde, wie vor allem auch die histologischen Präparate zeigten, in zunehmendem Maße von der wachsenden Leber eingenommen, während der Darmtrakt ventral, etwa in der Medianen zu liegen kam.

Der an den Ösophagus anschließende Mitteldarm war in diesem Stadium um etwa das 2 bis 3-fache erweitert und verlief in zunächst schwach ausgeprägter "S-Form" nach ventral und von dort geradlinig nach caudal, wo er in den Enddarm mündete (Abb. 10, Protopterygiolarve). Ösophagus und Enddarm waren weiterhin durch eine Einschnürung vom mittleren Darmabschnitt abgesetzt. Die Schwimmblase war nach caudal erweitert. Die ersten gefüllten Schwimmblasen wurden bei einem Larvenalter von 8 Tagen beobachtet.

3.2.4 MORPHOLOGIE DER PTERYGIOLARVEN VON CA. 10 BIS 20 MM LÄNGE (ABB. 9 UND 13)

Der Habitus des Kopfes der Pterygiolarven ähnelte im Gegensatz zu den oben beschriebenen Phasen nun bereits zunehmend dem des adulten Tieres. Der larvale Flossensaum war im wesentlichen auf die Bereiche reduziert, wo sich die unpaaren Flossen zu differenzieren begannen. Zwischen den Anlagen von After- bzw. hinterer Rücken- und der Schwanzflosse war er zunehmend zurückgebildet, ebenso ventral auf Höhe des Mitteldarmes. Bei einer Larvenlänge von ca. 10 mm wurden in der Anlage der Schwanzflosse die ersten Flossenstrahlen sichtbar. Ab einer Länge von ca. 13 mm folgten die ersten Flossenstrahlen in den Anlagen von After- und hinterer Rückenflosse. Die paarigen Bauchflossen wurden ab einer Länge von ca. 15 mm ausgebildet. Bei einer Länge von ca. 17 mm erschienen schließlich die ersten Hartstrahlen der vorderen Rückenflosse. Ab einer Larvenlänge von 11 - 12 mm begannen sich an den Primärlamellen der Kiemenbögen die Sekundärlamellen auszubilden.

Die bei den Protopterygiolarven beschriebene "S-Form" des 1. Abschnittes des Mitteldarmes prägte sich zunächst noch deutlicher aus (Abb. 10, Pterygiolarve, 11 mm). Zwischen einer Larvenlänge von 13 - 15 mm wandelte sich das "S" zu einer "Spirale", deren nach

ventral führender erster Teil in der linken und deren wieder nach dorsal führender zweiter Teil in der rechten Körperhälfte zu liegen kam. Von dort zog der 2. Abschnitt des Mitteldarmes fast geradlinig nach caudal zum Enddarm. Bei einer Länge von ca. 16 mm war unmittelbar auf den Ösophagus folgend am Beginn des Mitteldarmes dorsal eine Ausstülpung zu beobachten, die als Magenanlage zu bezeichnen ist (Abb. 10, Pterygiolarve, 16 mm). Diese weitete sich in der Folge nach caudal aus und bildete den Magenblindsack. Der Mitteldarm inserierte jetzt ventral am Vorderende des Magenblindsackes und zog rechts von diesem nach dorsal, so daß die bereits vorhandene "Spirale" rechts neben dem Magen zu liegen kam.



Abb. 13: Pterygiolarve, 13,3 mm, ca. 8 -fach

3.2.5 MORPHOLOGIE DER JUVENILEN BARSCHE AB CA. 20 MM LÄNGE (ABB. 9 UND 14)

Ab einer Länge von 20 - 22 mm ähnelten die Tiere in ihrem Habitus bereits weitgehend einem adulten Flußbarsch. Alle Flossen bis auf die erste Rückenflosse waren im wesentlichen ausdifferenziert, der larvale Flossensaum war vollständig reduziert, so daß man von juvenilen Barschen sprechen konnte. Auch die Kiemen waren jetzt bereits eindeutig in Primär- und Sekundärlamellen ausdifferenziert.

Ebenso hatte jetzt der caudale Abschnitt des Mitteldarmes eine auf die erste folgende, zweite "Spirale" gebildet (Abb. 10, Juveniler Barsch, 22 mm). In der Folge streckten sich

die beiden "Spiralen" und es entwickelte sich die S-Form des Mitteldarmes, wie sie für den adulten *Perca fluviatilis* typisch ist. Der untere Schenkel des "S" verlief geradlinig nach caudal zum Enddarm. Nachdem der Mitteldarm direkt nach dem Magenblindsack auch noch drei blind endende Pylorusanhänge ausgebildet hatte (Abb. 10, Juveniler Barsch, 25 mm), zeigte der Darmkanal der juvenilen Barsche schließlich eine Ausformung wie bei adulten Tieren.



Abb. 14: Juveniler Barsch, 22,1 mm, ca. 8 -fach

3.3 BEOBACHTUNGEN ZUR HABITATWAHL DER LARVALEN UND JUVENILEN BARSCH

1989 wurden bei den Tauchgängen im Litoral bei R, S und L (vgl. Abb. 1 und Kap. 2.3.1) erstmals ab Mitte Juli larvale und juvenile Barsche beobachtet. In den Wochen von Mitte Juni bis Mitte Juli konnten dagegen noch keinerlei Larven oder Juvenile im Litoral gefunden werden. Diese Beobachtungen wurden bei den Tauchgängen 1990 bestätigt. Bei den larvalen Barschen im Litoral handelte es sich in beiden Untersuchungsjahren ausnahmslos um Pterygiolarven. Eleutheroembryonen und Protopterygiolarven konnten dagegen nicht beobachtet werden.

Die Pterygiolarven bildeten zusammen mit den juvenilen Barschen im Litoral stets Schwärme, die sich bei Wassertiefen von bis zu ca. 5 m in etwa 1 - 5 m Entfernung vom Ufer und in Tiefen von ca. 0,5 - 2 m meist im Freiwasser und weniger in der Nähe des Seegrundes aufhielten. Diese Schwärme waren ausschließlich an den Stellen zu finden, welche von der Laichbeschaffung her (vgl. Kap. 2.2.1) als Laichplätze der adulten Königsseebarsche bekannt waren.

3.4 ERGEBNISSE DES FANGES VON FREILEBENDEN LARVALEN UND JUVENILEN BARSCHEN IM SEE

3.4.1 FANG VON LARVALEN BARSCHEN IM PELAGIAL

Mit Hilfe des Larven-Schleppnetzes (vgl. Kap. 2.3.2.) gelang es in den Jahren 1989 und 1990 erstmals, Barschlarven im Pelagial des Königssees zu fangen. Als beste Jahreszeit hierfür erwies sich der Zeitraum zwischen Mitte Juni und Mitte Juli. Zu dieser Zeit befanden sich die meisten Larven im Pelagial. Es zeigte sich, daß die Fänge am ergiebigsten in den frühen Morgen- oder späten Abendstunden waren.

Bei allen mit dem Schleppnetz gefangenen Tieren handelte es sich ausschließlich um E-leutheroembryonen, Protopterygiolarven und Pterygiolarven. Die Tiere wiesen Körperlängen von 5,4 - 11,9 mm auf.

3.4.2 FANG VON LARVALEN UND JUVENILEN BARSCHEN IM LITORAL

Mit dem Senknetz (vgl. Kap. 2.3.3.) gelang auch der Fang von larvalen und juvenilen Barschen im Litoral. Da die Tiere mit der Senke nur auf Sicht gefangen werden konnten, wurden die Fänge nur bei trockener, windstillen Witterung und entsprechend glatter Seeoberfläche durchgeführt. Solche Verhältnisse boten sich am häufigsten in den frühen Morgenstunden. Als beste Jahreszeit für Fänge im Litoral erwies sich im Königssee der Zeitraum zwischen Mitte Juli und Mitte August.

Bei den im Litoral gefangenen Tieren handelte es sich ausnahmslos um Pterygiolarven und juvenile Barsche. Die kleinsten hierbei erbeuteten Pterygiolarven maßen bereits über 15 mm Länge. Tiere mit Körperlängen zwischen 12 und 15 mm konnten weder im Litoral noch im Pelagial gefangen werden. Die größten, mit der Senke gefangenen juvenilen Barsche waren zwischen 30 und 35 mm lang.

3.5 BEOBACHTUNGEN ZUM VERHALTEN DER LARVALEN BARSCHE

1-2 Tage nach dem Schlüpfen waren die freien Embryonen noch kaum schwimmfähig. Im Aquarium war meist ein rasches Schwimmen zur Oberfläche, gefolgt von einem passiven Absinken, zu beobachten. Die Eleutheroembryonen legten zunächst auch immer wieder Schwimmpausen ein, während derer sie reglos auf dem Aquariumboden lagen. Etwa ab dem 3. Tag nach dem Schlupf schwammen die meisten Tiere stetig. Bei einem Alter von 4 - 5 Tagen begannen die Barsche mit der aktiven Nahrungssuche und -aufnahme. Immer wenn offensichtlich ein passender Plankter fixiert war, stoppten die Protopterygiolarven kurz, krümmten ihren Körper zu einer S-Form, um dann nach vorne zu stoßen und die Beute zu schnappen. Zu diesem Zeitpunkt besitzen die Tiere noch etwa die Hälfte ihres Dottervorrates, welcher erst nach ca. 14 Tagen restlos aufgebraucht ist (RICHTER 1988).

Die Lichtfallen für das Aquarium und das Netzgehege waren ständig in Betrieb, um so viel Futterplankton wie möglich anlocken zu können. Die Larven waren vor allem nachts im Scheinwerferlicht beim Beutefang gut zu beobachten. Von dem Scheinwerfer am Netzgehege wurden nachts auch freilebende Barschlarven aus dem See angelockt. Diese nutzten ebenso das reiche Futterangebot, wurden jedoch gleichzeitig wiederum eine Beute von ebenfalls angelockten adulten Barschen. Auch tagsüber konnten die Larven im Aquarium und im Netzgehege beim Beuteerwerb beobachtet werden.

Auch die im Litoral beobachteten Pterygiolarven und juvenilen Barsche konnten beim Beutefang beobachtet werden. Auch hier war ein offensichtliches Fixieren von Planktern und ein anschließendes Zustoßen zu erkennen. Wenn sich die Schwärme in der Nähe von unter Wasser liegenden Ästen aufhielten, waren auch immer wieder einzelne Barsche zu beobachten, die solche Äste nach Nahrung absuchten bzw. abweideten.

3.6 MORTALITÄT DER LARVEN

Im Aquarium wurde bei den Versuchsansätzen A1/89, A2/89 und A1/90 die Anzahl der toten Larven nach n Tagen bestimmt (Tab. 4). Im Netzgehege im See wurden die toten Larven nicht ausgezählt. Ein quantitatives Erfassen der toten Tiere war hier nicht möglich, da diese auf dem Gehegeboden lagen und äußerst schlecht erreichbar waren.

Tab. 4: Besatzzahlen aller Versuchsansätze in Aquarium (A) und Netzgehege (G), Anzahl der toten Larven nach n Tagen im Aquarium sowie Anzahl überlebender Larven (Besatzzahlen A1/89, A2/89 und A1/90 entsprechend den gezählten toten Tieren, alle anderen Besatzzahlen geschätzt, vgl. Kap. 2.2.4)

| Versuchs- ansatz | Besatz- zahl | Schlupf -tag | Tote Larven n Tage nach Schlupf | | | | | | | Überlebende Larven nach | |
|---------------------|-----------------|-----------------|---------------------------------|----|----|------|-----|-----|------|-------------------------|-------------|
| | | | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 2 Wochen | 4 Wochen |
| A1/89 | 2133 | 12.6. | 14 | 33 | 60 | 125 | 182 | 468 | 1251 | 0 | |
| A2/89 | 581 | 10.7. | 23 | 17 | 54 | 49 | 112 | 303 | | 23 = 3,96 % | |
| G1/89 | ca. 1000 | 13.6. | | | | | | | | | 6 = 0,6 % |
| G2/89 | ca. 1700 | 8.7. | | | | | | | | | abgebrochen |
| G3/89 | ca. 500 | 10.7. | | | | | | | | | abgebrochen |
| | | | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | | | | |
| A1/90 | 1938 | 22.6. | 543 | 43 | 77 | 1058 | 207 | | | 10 = 0,52 % | |
| A2/90 | ca. 1100 | 14.7. | | | | | | | | 5 = 0,45 % | |
| G1/90 | ca. 1200 | 21.6. | | | | | | | | | abgebrochen |
| G2/90 | ca. 1000 | 30.6. | | | | | | | | | abgebrochen |
| G3/90 | ca. 600 | 4.7. | | | | | | | | | abgebrochen |

Während bei früheren Arbeiten stets eine Larvalmortalität von 100 % auftrat (RICHTER 1988), überlebten 1989 und 1990 bei einem Aufzuchtversuch im Netzgehege sowie bei drei Versuchen im Aquarium aufgrund der verbesserten Versorgung mit Nährtieren (vgl. Kap. 2.2.2 und 2.2.3) erstmals Barschlarven aus dem Königssee die kritischen ersten beiden Lebenswochen. Die Überlebensraten der Larven lagen zu diesem Zeitpunkt bei den erfolgreichen Versuchen zwischen 0,45 und 3,96 %.

Beim ersten Aufzuchtversuch im Gehege 1989 (Tab. 4, G1/89) waren nach 4 Wochen noch 6 von ca. 1000 eingesetzten Larven am Leben, zwei davon starben am 10.7.1989 im Alter von 28 Tagen, eine weitere am 24.7. im Alter von 42 Tagen. Die drei zu diesem Zeitpunkt noch überlebenden Larven glichen in ihrem Habitus bis auf die fehlende 1. Rückenflosse bereits juvenilen Barschen. Bei G2/89, G3/89, G1/90, G2/90 sowie G3/90 wurde das Gehege nach heftigen Gewitterstürmen mit starkem Wellengang jeweils leer vorgefunden, so daß diese Aufzuchtversuche abgebrochen werden mußten.

Beim ersten Aufzuchtversuch im Aquarium 1989 (Tab. 4, A1/89) waren nach 12 Tagen alle eingesetzten 2133 Larven verendet. Dagegen wurden bei A2/89 von 581 eingesetzten Larven 23 älter als 16 Tage. 11 davon starben in den darauffolgenden 3 Wochen, 3 wurden für histologische Untersuchungen eingebettet und 9 Tiere wurden mit einem Alter von 5 Wochen lebend nach München in das Institut für Zoologie der tiermedizinischen Fakultät der LMU gebracht. Sechs dieser Barsche lebten dort noch mehrere Jahre in einem Aquarium. 1990 überlebten 10 von 1938 (A1/90) bzw. 5 von ca. 1100 (A2/90) eingesetzten Larven die ersten beiden Wochen nach dem Schlupf im Aquarium. Sie wurden bei einem Alter zwischen 24 und 47 Tagen für histologische Untersuchungen eingebettet.

3.7 ERGEBNISSE DER PLANKTONFÄNGE

3.7.1 CRUSTACEEN

In den Planktonproben konnten die 5 von SIEBECK (1982) gefundenen pelagischen Arten *Cyclops abyssorum*, *Arctodiaptomus alpinus*, *Daphnia hyalina*, *Ceriodaphnia quadrangula* und *Bosmina longispina* nachgewiesen werden. Darüber hinaus wurden über den Darminhalt der Barsche die zur Familie der Chydoridae gehörenden Branchiopodenarten *Acroporus harpae*, *Alona quadrangularis* und *Alonella excisa* gefunden. Eine Bestätigung deren Bestimmung erfolgte durch MAYR (1995). Es handelt sich um häufige Arten der Uferbereiche, welche dort bevorzugt auf Wasserpflanzen anzutreffen sind (STREBLE & KRAUTER, 1982). Photographien von den Crustaceen finden sich im Bildanhang (Kap. 8).

3.7.2 ROTATORIEN

Von den 18 von SIEBECK (1982) gefundenen Rotatorienarten konnten in den Planktonproben die Arten *Polyarthra vulgaris*, *Polyarthra dolichoptera*, *Keratella cochlearis*, *Keratella hiemalis*, *Keratella quadrata* sowie *Kellicottia longispina* nachgewiesen werden. In allen Proben trat außerdem vereinzelt *Filinia terminalis* auf, welche laut SIEBECK (1982) normalerweise nur in den Wintermonaten zu finden ist. Photographien von den Rotatorien finden sich ebenfalls im Bildanhang (Kap. 8).

3.7.3 PHYTOPLANKTON

In den Zooplanktonfängen waren die Dinophyceen *Ceratium hirundinella*, die Diatomeen *Asterionella formosa*, *Cyclotella comta* und *Fragilaria crotonensis* sowie nicht näher bestimmte Arten der Gattung *Dinobryon* (Chrysophyceen) häufiger vertreten. Eine umfangreiche Artenliste der Phytoplankter des Königssees findet sich bei SIEBECK (1982).

3.7.4 POLLEN

Auf der Seeoberfläche trieben zeitweise große Mengen an Coniferenpollen, welche sich vereinzelt auch bei den Larven aus dem Netzgehege und dem Aquarium im Darminhalt fanden. Eine nähere Bestimmung wurde nicht durchgeführt, jedoch muß es sich dabei hauptsächlich um Pollen der Fichte (*Picea abies*) und der Lärche (*Larix decidua*) gehandelt haben, da diese beiden Arten die dominierenden Nadelgehölze am Königssee darstellen. Die von SCHMEIL & FITSCHEN (1982) für diese Arten angegebene Blütezeit von April bis Juni stimmt mit dem Beobachtungszeitraum überein.

3.7.5 INDIVIDUENDICHTEN DER PELAGISCHEN ZOOPLANKTER

Die Abb. 15 - 18 zeigen die Individuendichten/m³ Seewasser für die neun am häufigsten gefundenen Zooplanktonkategorien (siehe hierzu auch Kap. 7.4 und 7.5).

Crustaceen (ohne Naupliuslarven):

In beiden Untersuchungs Jahren wiesen die Crustaceen etwa gegen Mitte Juli ein Maximum auf, das jeweils durch eine stark dominierende Art geprägt war (Abb. 15 und 16). 1989 trat dieses Maximum am 10.7. zwei Wochen früher auf als 1990 (am 24.7.). Die dominierende Art war 1989 *Bosmina longispina* mit bis zu rund 40.000 Ind/m³ am 10.7. 1990 dominierte dagegen *Ceriodaphnia quadrangula* mit bis zu rund 30.000 Ind/m³ am 24.7. Nach diesen Maxima brachen die dominierenden Populationen in beiden Jahren zusammen, wobei auch die Populationen der anderen Crustaceenarten leicht abnahmen. Bis Mitte August wuchsen

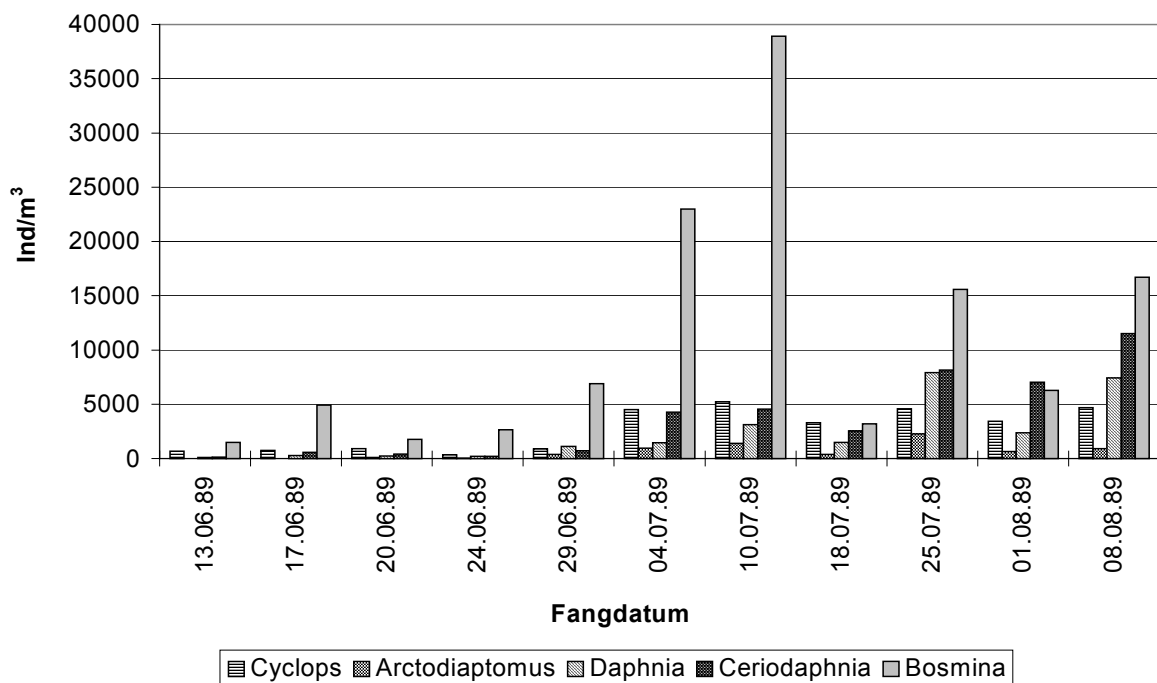


Abb. 15: Individuendichten der pelagischen Crustaceenarten 1989

die Populationen aller Crustaceenarten in beiden Jahren wieder an, jedoch in einem ausgeglicheneren Verhältnis zueinander. *Bosmina longispina* (1989) bzw. *Ceriodaphnia quadrangula* (1990) wiesen zwar auch hier wiederum die größten Individuendichten auf, jetzt jedoch nur mehr mit bis zu rund 17.000 bzw. 8500 Ind/m³.

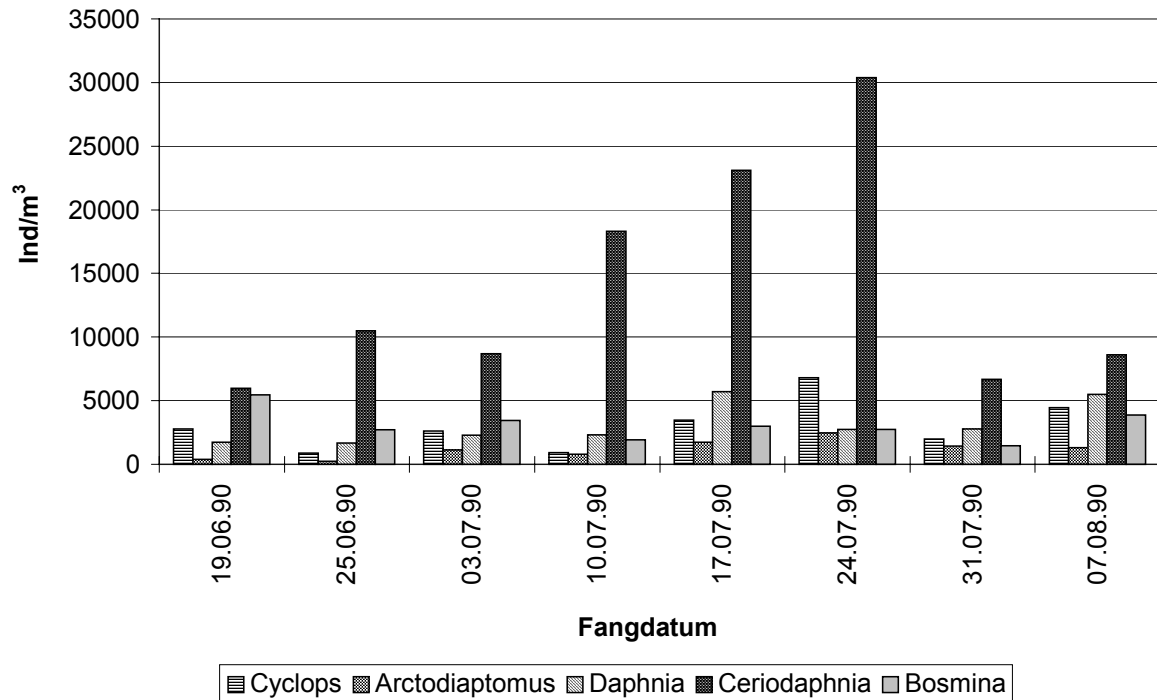


Abb. 16: Individuendichten der pelagischen Crustaceenarten 1990

In der zweiten Junihälfte 1990 waren mit Gesamtzahlen von rund 16000 - 18000 Ind/m³ deutlich mehr Crustaceen vorhanden als 1989 mit ca. 2500 - 10000 Ind/m³. Auch während dieses Zeitraumes dominierten 1989 *Bosmina longispina* bzw. 1990 *Ceriodaphnia quadrangula*. 1990 wiesen die vier restlichen Crustaceenarten während dieser Zeit Individuendichten zwischen 230 Ind/m³ (*Arctodiaptomus alpinus* am 25.6.) und 5400 Ind/m³ (*Bosmina longispina* am 19.6.) auf. Dagegen lagen zwischen dem 13.6. und dem 29.6. 1989 die Individuendichten der nicht dominierenden Crustaceenarten nur zwischen 24 Ind/m³ (*Arctodiaptomus alpinus* am 24.6.) und 1.100 Ind/m³ (*Daphnia hyalina* am 29.6.). Am 13.6. und am 17.6.1989 war *Arctodiaptomus alpinus* überhaupt nicht in den Planktonproben vertreten.

Naupliuslarven:

1989 waren bis zum 24.6. mit 290 bis 1.100 Ind/m³ je Probenahmetag weniger Nauplien vorhanden als im vergleichbaren Zeitraum 1990 mit 1.500 bis 2.600 Ind/m³ (Abb. 17 und

18). Danach lagen die Individuendichten in beiden Jahren bei ähnlichen Werten (1989 zwischen 1.600 und 9.500 Ind/m³ sowie 1990 zwischen 1.500 und 7.800 Ind/m³).

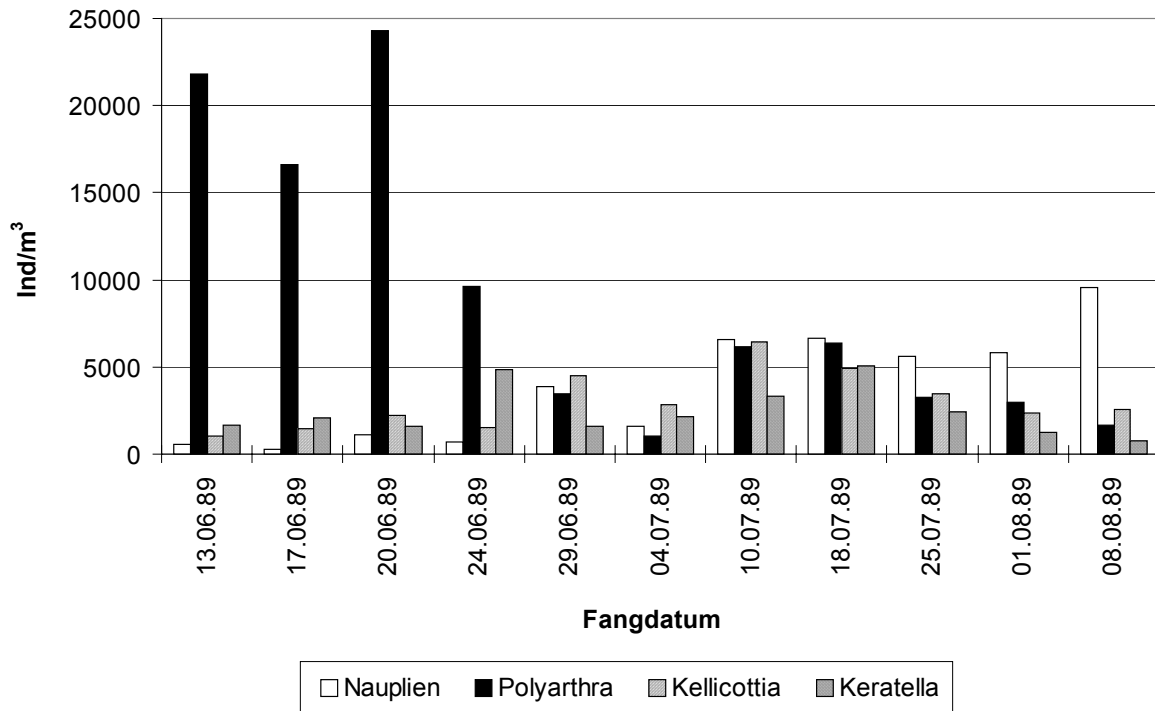


Abb. 17: Individuendichten der Nauplien und der häufigsten Rotatorienarten 1989

Rotatorien:

Die Zusammensetzung des Rotatorienplanktons wies im Vergleich beider Untersuchungs-jahre große Unterschiede auf (Abb. 17 und 18). Dies lag vor allem am unterschiedlichen Auftreten von *Polyarthra sp.* 1989 wies *Polyarthra sp.* zwischen dem 13.6. und 20.6. Individuendichten zwischen rund 16.000 und 24.000 Ind/m³ auf. Vom 24.6. bis 8.8.1989 lagen die Dichten noch zwischen 9.600 und 1.000 Ind/m³. Dagegen war *Polyarthra sp.* 1990 während des gesamten Untersuchungszeitraumes mit nur sehr geringen Individuenzahlen zwischen 10 und 320 Ind/m³ vertreten. Am 19.6. und am 24.7.1990 konnten in den Planktonproben keinerlei *Polyarthra sp.* festgestellt werden.

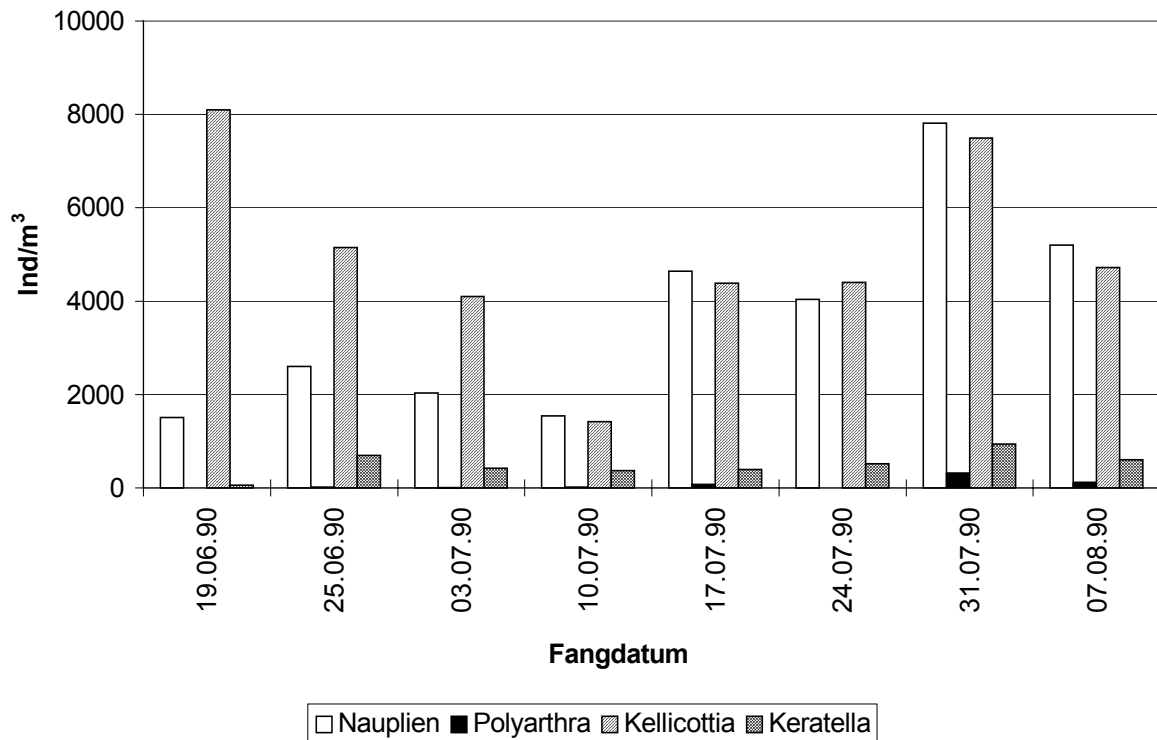


Abb. 18: Individuendichten der Nauplien und der häufigsten Rotatorienarten 1990

Neben *Polyarthra sp.* waren in beiden Untersuchungsjahren *Kellicottia longispina* und *Keratella cochlearis* häufiger vertreten. *Kellicottia longispina* wies 1989 Individuendichten zwischen rund 1.000 und 6.400 Ind/m³, *Keratella cochlearis* zwischen 770 und 5.000 Ind/m³ auf. 1990 war *Kellicottia longispina* mit Individuenzahlen zwischen rund 1.000 und 8.000 Ind/m³ die dominierende Rotatorienart, da in diesem Jahr neben *Polyarthra sp.* auch *Keratella cochlearis* mit 60 bis 940 Ind/m³ sehr geringe Individuendichten aufwies.

3.8 DARMINHALTE DER LARVALEN UND JUVENILEN BARSCH

3.8.1 DARMINHALTE DER LARVALEN BARSCH AUS DEM PELAGIAL

Den größten Anteil am Darminhalt der 1989 im Pelagial gefangenen Larven bildeten bei allen Größenklassen Rotatorien der Gattung *Polyarthra* (Abb. 19). Pelagische Larven unter 7 mm Länge nahmen 1989 außer *Polyarthra sp.* keinerlei andere Nahrung auf. 7 von 21

untersuchten Larven dieser Größenklasse wiesen allerdings noch einen völlig leeren Darmtrakt auf, während dies bei keiner einzigen pelagischen Larve > 7 mm mehr der Fall war (vgl. Kap. 7.1). An den Fangtagen 13.06. und 04.07.1989 hatte keine der untersuchten Larven < 7 mm gefressen. Am 20./21. 06. und am 12. 07 1989 hatten die pelagischen Larven < 7 mm im Mittel 34 bzw. 40 *Polyarthra sp.* gefressen. Die pelagischen Larven der drei Längenklassen zwischen 7 und 10 mm unterschieden sich in Ihrem Darminhalt kaum voneinander. Den Hauptteil ihrer Nahrung bildete nach wie vor *Polyarthra sp.* mit durchschnittlich 33 - 114 Individuen je Larve (mit einer Ausnahme von im Schnitt 4,7 *Polyarthra sp.* je Larve am 27.06.1989). Daneben hatten diese Larven im Mittel auch je 1 bis 2 Nauplien bzw. Copepoden aufgenommen. Bei den Tieren ab 10 mm Länge nahm der Anteil von Crustaceen am Darminhalt weiter zu. Hier wurden im Schnitt 3,5 - 6,25 Copepoden, 2 - 12 Nauplien und 0 - 2 Cladoceren je Larve gefunden. Auch bei den Tieren dieser Größenklasse waren aber im Mittel 43 - 99 *Polyarthra sp.* im Darm enthalten (ausgenommen die am 18.07.1989 gefangenen Larven mit im Schnitt lediglich 4,25 *Polyarthra sp.*). Rotatorien der Gattungen *Kellicottia* und *Keratella* blieben auf Einzelfunde bei Larven von 7 - 10 mm Länge beschränkt (vgl. Kap. 7.1).

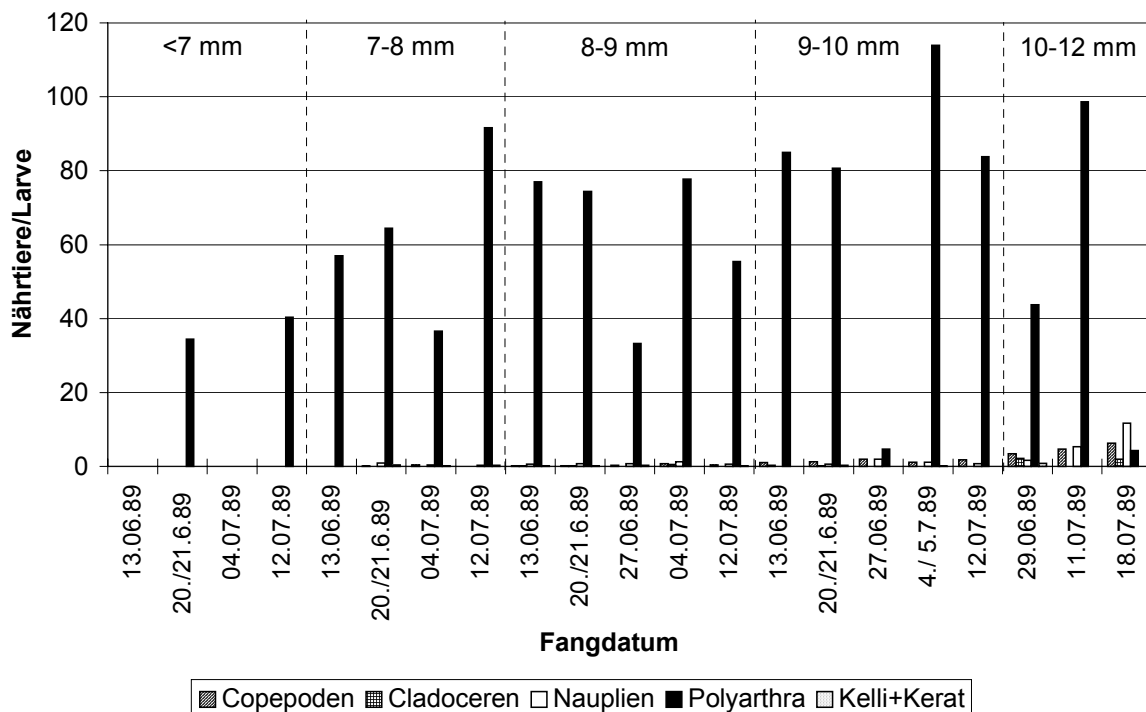


Abb. 19: Darminhalte der pelagischen Larven 1989, Mittelwerte;
Oben eingetragen: Längenklassen der Larven

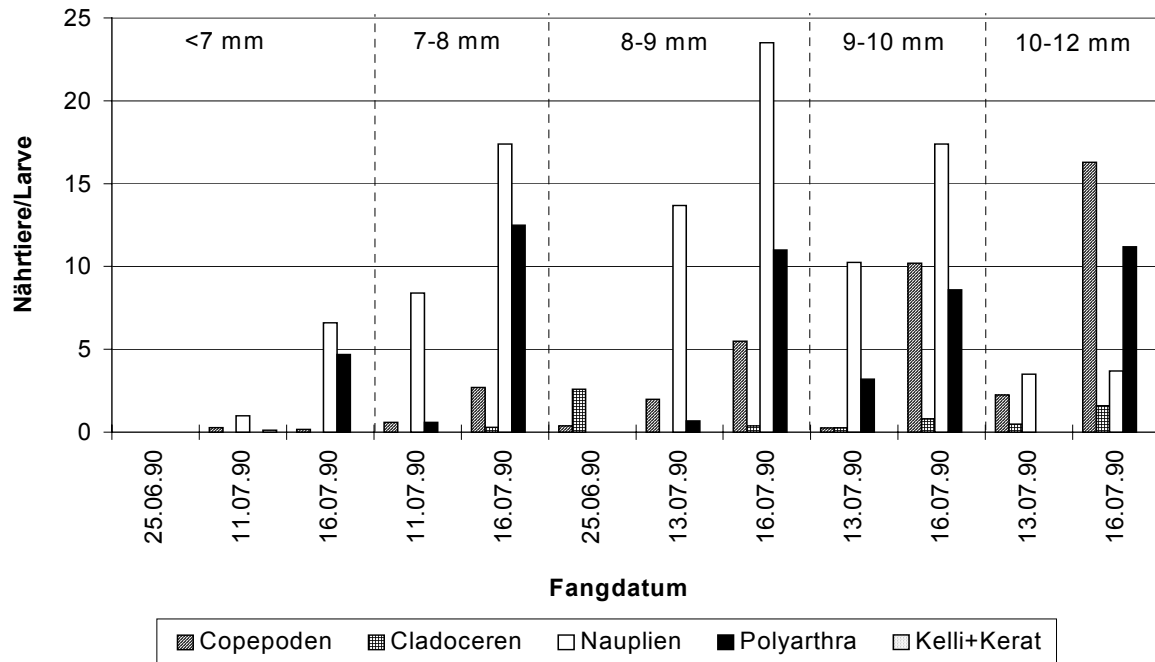


Abb. 20: Darminhalte der pelagischen Larven 1990, Mittelwerte; Oben eingetragen: Längenklassen der Larven

1990 zeigte sich im Vergleich zu 1989 ein völlig verändertes Bild (Abb. 20). Den größten Anteil an den Darminhalten der pelagischen Larven bildeten in diesem Jahr Nauplien. Die Mehrzahl der untersuchten pelagischen Larven < 7 mm wies jedoch noch leere Darmtrakte auf. Alle Larven > 7 mm hatten dagegen wie 1989 Nahrung aufgenommen (vgl. Kap. 7.1). Nur 8 von 17 am 16.07.1990 gefangenen Larven < 7 mm hatten gefressen, und zwar im Mittel 6,6 Nauplien sowie 4,7 *Polyarthra sp.* Bei 4 dieser 8 Larven fanden sich außerdem Copepoden bzw. nicht identifizierbare Crustaceenreste. Am Fangtag 11.07.1990 hatte nur eine von 7 Larven < 7 mm gefressen, nämlich 7 *Polyarthra sp.* sowie 2 Copepoden. Alle 5 am 25.06.1990 gefangene Larven < 7 mm wiesen leere Darmtrakte auf. Bei den pelagischen Larven zwischen 7 und 10 mm Länge dominierten Nauplien mit durchschnittlich 8 - 23 Individuen je Larve, während *Polyarthra sp.* im Schnitt mit 0,6 - 12,5 Individuen je Larve vertreten war. Mit zunehmender Länge der Larven gewannen Copepoden als Larvennahrung an Bedeutung. Pelagische Larven von 7 - 8 mm Länge fraßen im Schnitt 0,6 bzw. 2,7 Copepoden, solche der Größenklasse 8 - 9 mm 0,4 - 5,5 Copepoden und 9 - 10 mm lange Larven 0,2 bzw. 10,2 Copepoden. Nicht in dieses Bild passen die Larven mit 8 - 9 mm Länge vom Fangtag 25.06.1990. Sie hatten weder *Polyarthra sp.* noch Nauplien, dafür aber (neben 0,4 Copepoden) durchschnittlich 2,6 Cladoceren gefressen. Bei den am

16.07.1990 gefangenen, größten pelagischen Larven mit Längen von 10 - 12 mm überwogen im Darminhalt schließlich die Copepoden mit im Schnitt 16,3 Individuen je Larve. Nauplien fanden sich hier im Mittel 3,7 und *Polyarthra sp.* 11,2 je Larve. Rotatorien der Gattungen *Keratella* und *Kellicottia* wurden 1990 nur bei einer einzigen pelagischen Larve der Länge < 7 mm gefunden (vgl. Kap. 7.1).

3.8.2 DARMINHALTE DER LARVALEN BARSCHER AUS NETZGEHEGE UND AQUARIUM

Aus dem Netzgehege wurden nur 1989 Larven der Größenklassen < 7 mm sowie 7 - 8 mm auf ihren Darminhalt untersucht (Abb. 21). Wie bei den 1989 im Pelagial gefangenen Tieren bildeten Rotatorien der Gattung *Polyarthra* die Hauptnahrung dieser G-Larven. Eine der 11 untersuchten Larven der Größenklasse < 7 mm wies einen leeren Darmtrakt auf, während jene mit 7 - 8 mm Länge alle Nahrung aufgenommen hatten. Bei den 10 Tieren < 7 mm Länge, die gefressen hatten, fanden sich im Darmtrakt ausschließlich *Polyarthra sp.* und zwar im Mittel 28 bzw. 51 je Larve. Die G-Larven mit 7 - 8 mm Länge hatten mit

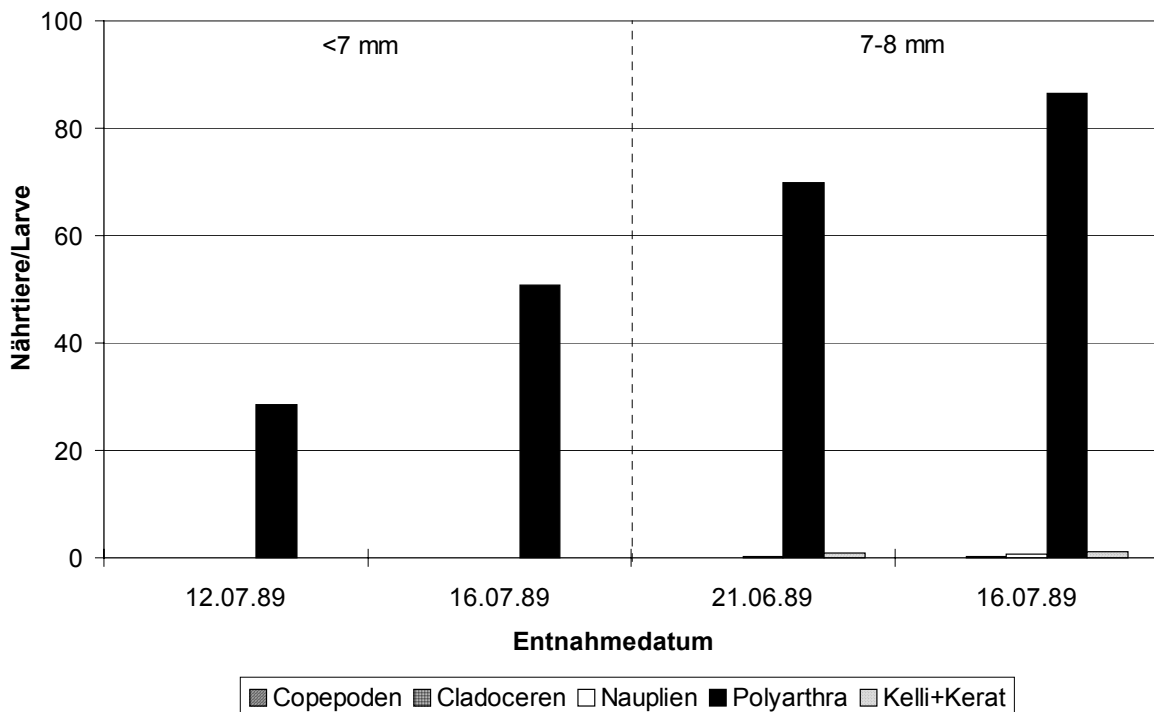


Abb. 21: Darminhalte der Larven aus dem Netzgehege 1989; Mittelwerte; Oben eingetragen: Längenklassen der Larven

durchschnittlich 70 bzw. 87 Individuen je Larve überwiegend *Polyarthra sp.* aufgenommen. Daneben fanden sich bei ihnen im Schnitt 0,2 bzw. 0,7 Nauplien sowie 0,8 bzw. 1, 1 Rotatorien der Gattungen *Kellicottia* bzw. *Keratella*. Zwei der G- Larven < 7 mm hatten außerdem 1 bzw. 2 Coniferenpollen, zwei G- Larven der Länge 7 - 8 mm 1 bzw. 4 Coniferenpollen gefressen (vgl. Kap. 7.3).

Aus dem Aquarium wurden 1989 Larven der Größenklassen < 7 mm, 9 - 10 mm und 10 - 13 mm auf ihren Darminhalt untersucht, 1990 wurde nur eine Gruppe A- Larven < 7 mm für Darmanalysen entnommen (Abb. 22). Die Darminhalte der A- Larven unterschieden sich 1989 deutlich von jenen der im Pelagial gefangenen Larven gleicher Größenklassen. Die A- Larven hatten im Vergleich bedeutend weniger *Polyarthra sp.* aufgenommen. Die Tiere < 7 mm hatten im Mittel nur 1 bzw. 3 *Polyarthra sp.* gefressen, die am 21.06.1989 gefangenen A- Larven < 7 mm hatten daneben im Schnitt 0,25 Nauplien im Darm. 5 der 10 1989 untersuchten A- Larven < 7 mm wiesen einen leeren Darmtrakt auf. Während 1989 bei den pelagischen Larven von 9 - 10 bzw. 10 - 13 mm Länge ebenfalls *Polyarthra sp.* im Darminhalt dominierte, hatten die A- Larven dieser Größenklassen vor allem Copepoden gefressen. Die A- Larven von 9 - 10 mm Länge hatten im Mittel 11 Copepoden und nur 1,7 *Polyarthra sp.* sowie 0,3 Nauplien aufgenommen. Bei den Tieren mit 10 - 13 mm Länge dominierten ebenfalls die Copepoden mit durchschnittlich 7,75 Individuen je Larve. *Polyarthra sp.* war hier nur mit durchschnittlich 0,25 Individuen je Larve vertreten, dafür hatten diese A- Larven im Mittel 1,25 Cladoceren gefressen. Auch beim Vergleich der A- Larven < 7 mm Länge mit den G- Larven gleicher Größe zeigte sich ein Unterschied bei den Darminhalten: Zwar hatten alle diese Larven überwiegend *Polyarthra sp.* gefressen, jedoch wiesen die A- Larven wesentlich niedrigere Absolutzahlen an *Polyarthra sp.* auf. 1990 wurden sieben A- Larven untersucht, die alle < 7 mm waren. Nur eine einzige davon hatte eine *Polyarthra sp.* im Darm, die anderen 6 Tiere wiesen leere Darmtrakte auf.

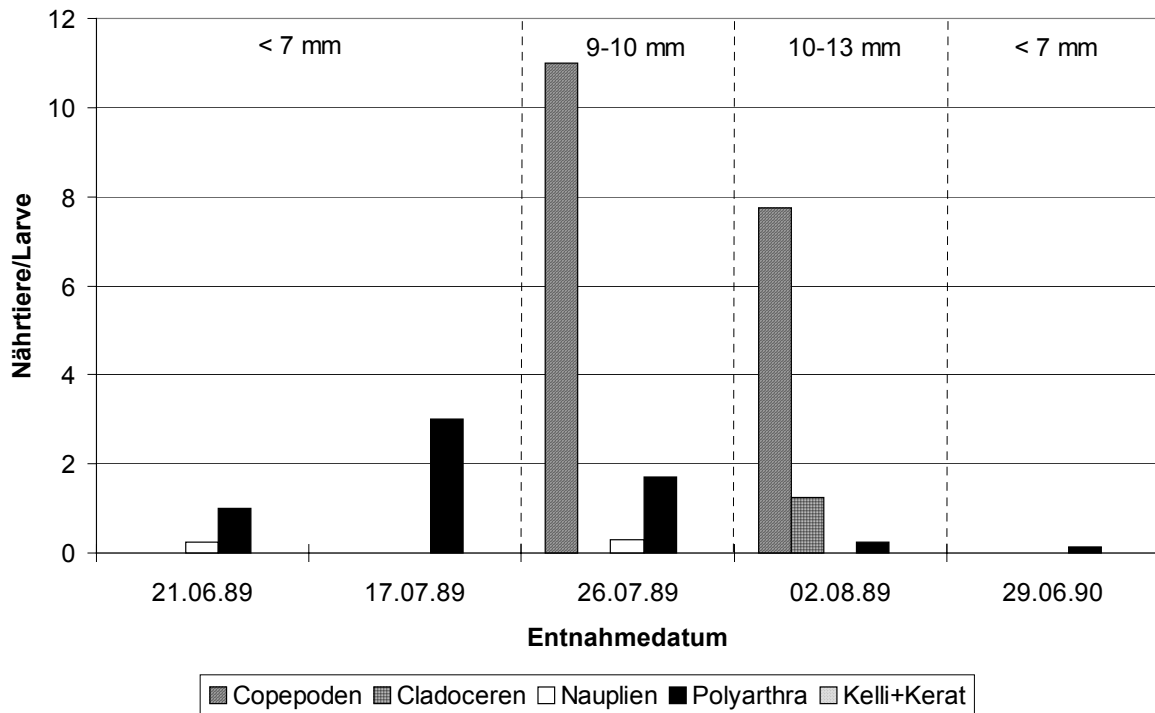


Abb. 22: Darminhalte der Larven aus dem Aquarium 1989/90, Mittelwerte; Oben eingetragen: Längenklassen der Larven

3.8.3 DARMINHALTE DER LARVALEN UND JUVENILEN BARSCHEN AUS DEM LITORAL

Die larvalen und juvenilen Barsche fraßen im Litoral in beiden Untersuchungsjahren hauptsächlich pelagische Cladoceren des Königssees (Abb. 23 und 24). *Ceriodaphnia quadrangula* war dabei mit durchschnittlich 18 - 171 (1989) bzw. 35 - 206 (1990) Ceriodaphnien je Barsch die absolut dominierende Nahrung im Darm der Tiere. Einzige Ausnahme bildeten die am 9./10.08.1989 gefangenen Barsche > 25 mm, die *Cyclops abyssorum* mit im Schnitt 186 Individuen je Barsch bevorzugt hatten. Am zweithäufigsten wurde mit durchschnittlich 2 - 134 (1989) bzw. 4,2 - 30 (1990) Individuen je Barsch *Daphnia hyalina* gefressen. Eine untergeordnete Rolle als Nahrung der Barsche aus dem Litoral spielten die restlichen pelagischen Crustaceen: *Bosmina longispina* war mit 0,7 - 9 (1989) bzw. 0 - 26 (1990), *Cyclops abyssorum* mit 2 - 13 (ausgenommen Barsche > 25 mm vom 9./10.08.89) bzw. 0 - 15 (1990) und *Arctodiaptomus alpinus* mit 0 - 1,7 (1989) bzw. 0 - 8 (1990) Individuen je Barsch vertreten. Naupliuslarven wurden 1989 mit 0 - 4,7 Individuen je Barsch gefressen, während die Barsche aus dem Litoral 1990 keinerlei Nauplien aufge-

nommen hatten. Rotatorien der Gattungen *Keratella sp.* und *Kellicottia sp.* waren wie schon bei den pelagischen Larven auf Einzelfunde beschränkt. *Polyarthra sp.* wurde in beiden Untersuchungsjahren von den Barschen aus dem Litoral mit einer Ausnahme überhaupt nicht aufgenommen. Nur die am 9./10.08.1989 gefangenen Tiere mit 15 - 20 mm Länge hatten im Mittel 18 *Polyarthra sp.* gefressen. In 17 von 50 untersuchten Barschen aus 1989 fanden sich 1 bis 6 Individuen der uferbewohnenden Cladocerenarten *Acroperus harpae*, *Alona quadrangularis* sowie *Alonella excisa*. Darüber hinaus hatte 1989 rund ein Drittel aller Barsche aus dem Litoral je eine Chironomidenlarve gefressen. In zwei Barschen fanden sich 1989 außerdem je eine Dipterenpuppe sowie in einem Fall eine Wassermilbe (vgl. Kap. 7.2). Im Gegensatz zu 1989 wurde 1990 von den Barschen aus dem Litoral außer den pelagischen Crustaceen keinerlei andere Nahrung aufgenommen. Ausnahmen waren eine einzelne Dipterenpuppe sowie zwei Individuen von *Acroperus harpae*. Kein einziger Barsch aus dem Litoral wies einen leeren Darmtrakt auf. Bis auf wenige Ausnahmen waren alle Darmtrakte dieser Barsche sehr gut gefüllt (vgl. Kap. 7.2.).

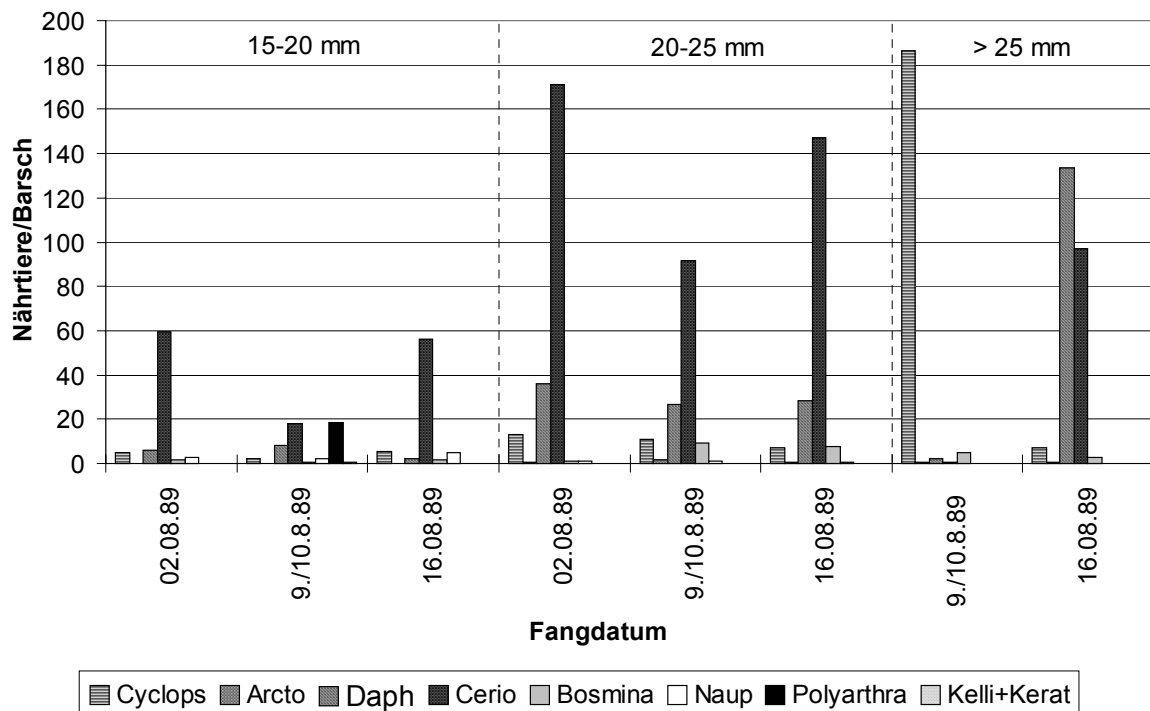


Abb. 23: Darminhalte der larvalen und juvenilen Barsche aus dem Litoral 1989, Mittelwerte; Oben eingetragen: Längenklassen der Larven

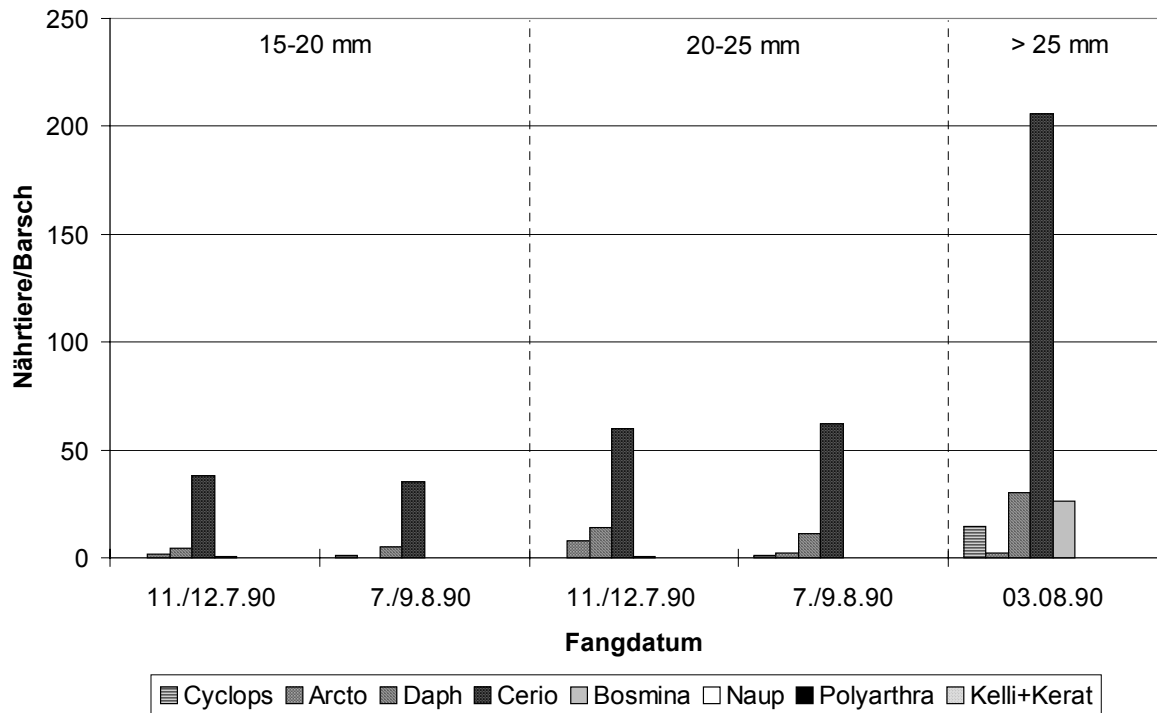


Abb. 24: Darminhalte der larvalen und juvenilen Barsche aus dem Litoral 1990, Mittelwerte; Oben eingetragen: Längenklassen der Larven

3.8.4 SELEKTIVITÄT DER NAHRUNGS-AUFNAHME BEI DEN LARVALEN UND JUVENILEN BARSCHEN

3.8.4.1 SELEKTIVITÄT DER NAHRUNGS-AUFNAHME BEI DEN LARVALEN BARSCHEN AUS DEM PELAGIAL

1989 hatten alle im Pelagial gefangenen Barschlarven der Größenklassen < 9 mm ausschließlich *Polyarthra sp.* mit Selektivitätsindices D (vgl. Kap. 2.5.5) von $+0.88$ bis $+1$ stark positiv selektiert (Abb. 25). Die Larven > 9 mm Länge hatten mit einer Ausnahme (siehe unten) ebenfalls *Polyarthra sp.* (D von $+0,74$ bis $+1$), zum Teil aber auch Nauplien und Copepoden positiv selektiert. Die am 18.07.89 gefangenen Larven der Größenklasse 10 - 12 mm, welche als einzige *Polyarthra sp.* mit $D = -0.04$ unselektiv aufgenommen hatten, selektierten stattdessen Nauplien ($D = +0,48$) und Copepoden ($D = +0,59$) positiv. Darüber hinaus wurden 1989 Nauplien noch in einem weiteren Fall, hier jedoch nur schwach positiv selektiert ($D = +0,2$, Larven mit Körperlängen von 9 bis 10 mm, Fangtag 27.06.89). Copepoden wurden von diesen Larven stark positiv selektiert ($D = +0,68$) sowie

in einem weiteren Fall unselektiv aufgenommen (Larven mit 10 - 12 mm Länge, Fangtag 29.06.89, $D = +0,13$). Alle anderen pelagischen Larven hatten 1989 sowohl Nauplien mit D von $-0,3$ bis -1 wie auch Copepoden mit D von $-0,35$ bis -1 abgelehnt. Rotatorien der Gattungen *Keratella sp.* und *Kellicottia sp.* wurden ebenfalls, unabhängig von den Körperlängen der Larven, mit D von $-0,91$ bis -1 stark abgelehnt. Auch Cladoceren wurden 1989 von den Larven aus dem Pelagial mit D von $-0,86$ bis -1 stark abgelehnt (nur in einem Fall war $D = -0,5$, Larvenlänge 10 - 12 mm, Fangtag 18.07.89).

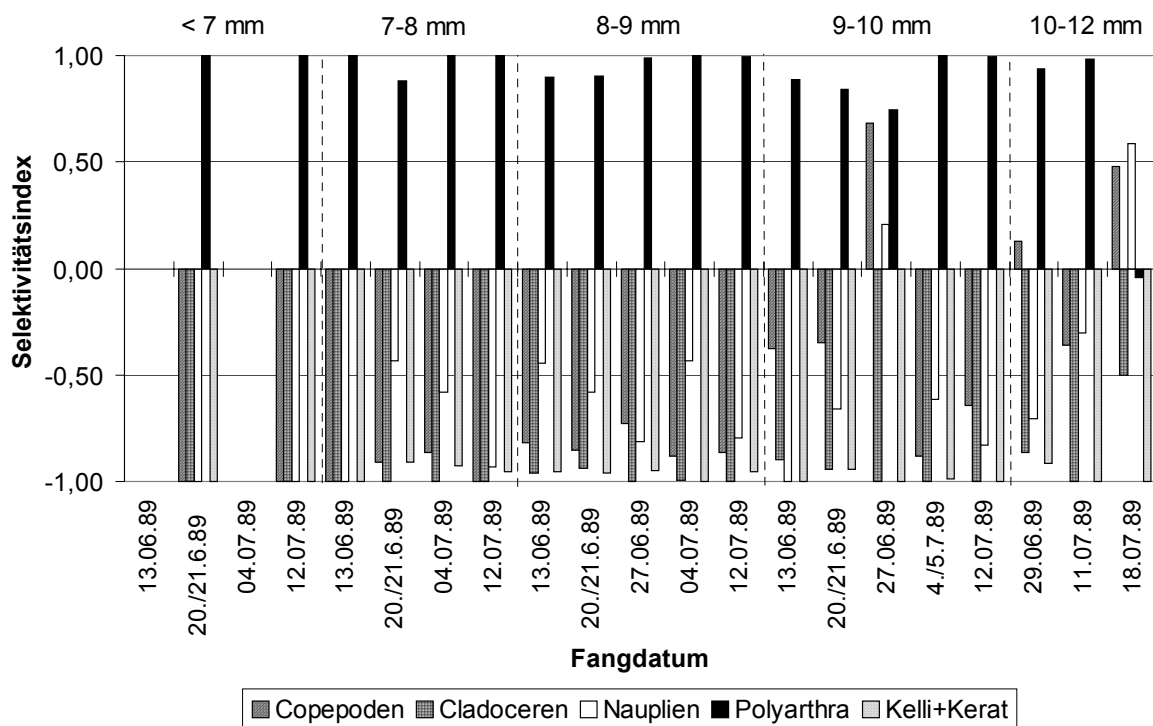


Abb. 25: Selektivitätsindices für die Nahrungsorganismen der pelagischen Larven 1989, Mittelwerte; Oben eingetragen: Längenklassen der Larven

1990 wurden im Unterschied zu 1989 von pelagischen Larven aller Größenklassen neben *Polyarthra sp.* mit D von $+0,97$ bis $+1$ auch Nauplien mit D von $+0,78$ bis $+0,98$ stark positiv selektiert (Abb. 26). In sieben von elf Fällen selektierten die Larven außerdem auch Copepoden positiv (D von $+0,10$ bis $+0,78$). Abgelehnt wurden Copepoden nur von den am 16.07.90 gefangenen Larven mit < 7 mm ($D = -0,78$) bzw. 7 - 8 mm Länge ($D = -0,18$) sowie von den am 13.07.90 gefangenen Larven von 9 - 10 mm Länge ($D = -0,58$). Im Gegensatz zu 1989 wurde auch *Polyarthra sp.* 1990 in drei Fällen von pelagischen Larven unterschiedlicher Größe und Fangtage jeweils mit $D = -1$ stark abgelehnt (Länge < 7 mm, Fangtag 11.07.90, Länge 8 - 9 mm, Fangtag 25.06.90 und Länge 10 - 12 mm, Fangtag

13.07.90). Die am 25.06.90 gefangenen Larven mit 8 - 9 mm Länge lehnten darüber hinaus als einzige im Jahr 1990 auch Nauplien mit $D = -1$ stark ab. Sie selektierten stattdessen neben Copepoden ($D = +0,51$) als einzige der pelagischen Larven in beiden Untersuchungsjahren auch Cladoceren mit $D = +0,59$ positiv, während Cladoceren von allen anderen pelagischen Larven auch 1990 stark abgelehnt wurden (D von $-0,95$ bis -1). Wie 1989 wurden auch 1990 Rotatorien der Gattungen *Keratella sp.* und *Kellicottia sp.* stark abgelehnt, wobei D in zehn von elf Fällen den Wert -1 annahm. Einzige Ausnahme in beiden Untersuchungsjahren waren die am 11.07.90 gefangenen Larven von < 7 mm Länge, die *Keratella sp.* und *Kellicottia sp.* mit $D = +0,33$ positiv selektiert hatten.

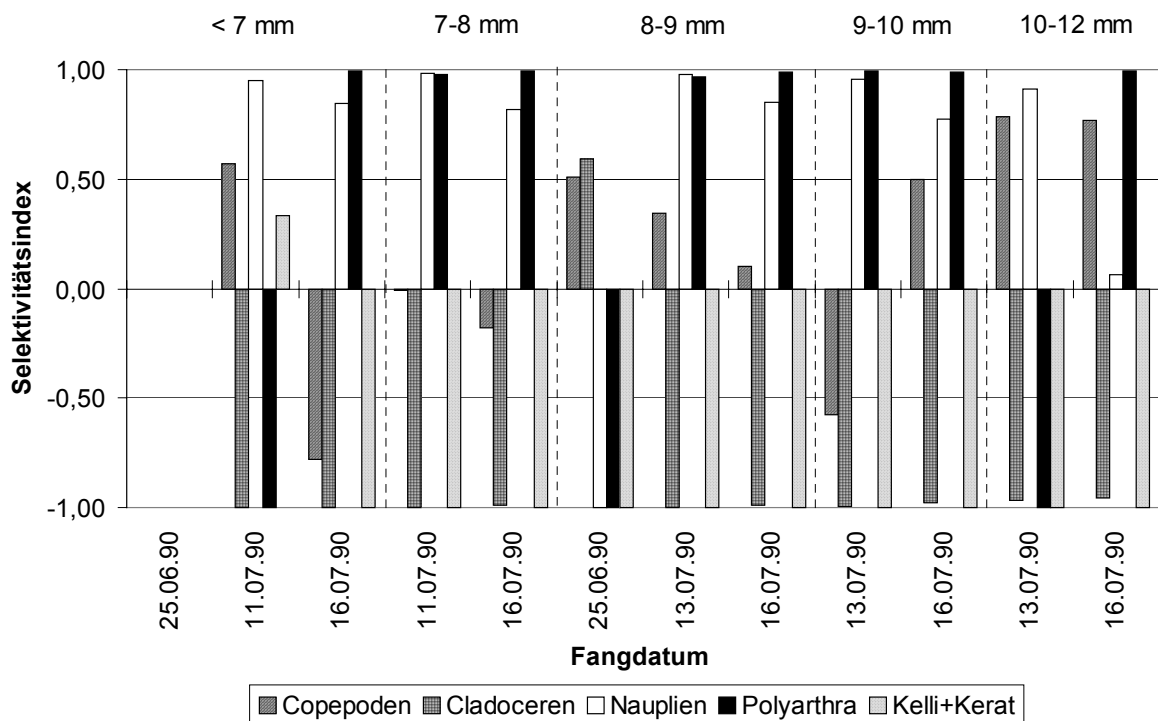


Abb. 26: Selektivitätsindices für die Nahrungsorganismen der pelagischen Larven 1990, Mittelwerte; Oben eingetragen: Längenklassen der Larven

3.8.4.2 SELEKTIVITÄT DER NAHRUNGS-AUFNAHME BEI DEN LARVALEN BARSCHEN AUS NETZGEHEGE UND AQUARIUM

Die Nahrungswahl der 1989 untersuchten, im Netzgehege aufgezogenen Barschlarven von < 7 mm sowie 7 - 8 mm Länge (Abb. 27) entsprach jener der 1989 im Pelagial gefangenen Larven dieser Größenklassen. Von allen G- Larven wurden ausschließlich Rotatorien der

Gattung *Polyarthra sp.* mit D von +0,92 bis +1 stark positiv selektiert. Copepoden (jeweils D = -1), Nauplien (D von -0,87 bis -1), Cladoceren (D von -0,99 bis -1) sowie Rotatorien der Gattungen *Keratella sp.* und *Kellicottia sp.* (D von -0,84 bis -1) wurden dagegen in allen Fällen stark abgelehnt.

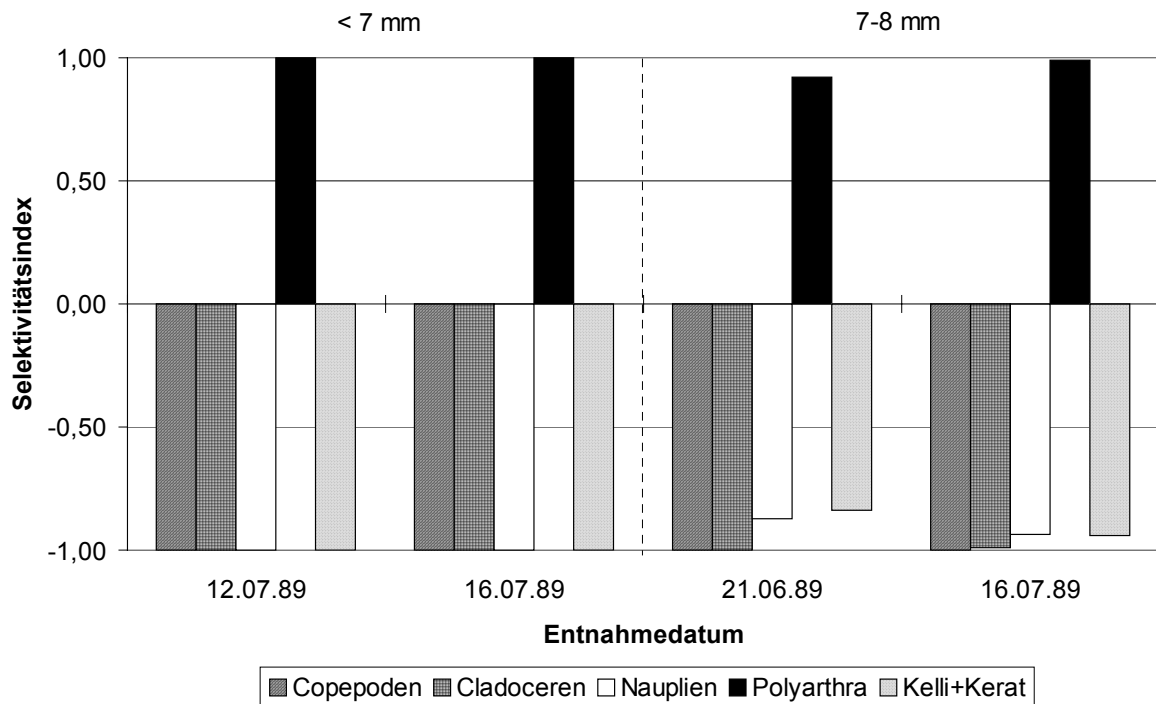


Abb. 27: Selektivitätsindices für die Nahrungsorganismen der Larven aus dem Netzgehe 1989, Mittelwerte; Oben eingetragen: Längensklassen der Larven

Bei den am 17.07.89 bzw. am 29.06.90 untersuchten Barschlarven mit Längen < 7 mm aus dem Aquarium (Abb. 28) zeigte sich das selbe Bild wie bei den G- Larven und den 1989 gefangenen pelagischen Larven dieser Größenklasse: Die Tiere hatten *Polyarthra sp.* stark positiv selektiert (in beiden Fällen D = +1). Copepoden, Nauplien, Cladoceren sowie Rotatorien der Gattungen *Keratella sp.* und *Kellicottia sp.* wurden mit jeweils D = -1 stark abgelehnt. Dagegen hatten die am 21.06.89 untersuchten A- Larven < 7 mm Länge *Polyarthra sp.* nur mit D = +0,16, Nauplien jedoch mit D = +0,75 stark positiv selektiert. Die anderen drei Nährtierkategorien wurden jeweils mit D = -1 stark abgelehnt. Die größeren, am 26.07.89 bzw. am 02.08.89 untersuchten A- Larven von 9 - 10 mm bzw. 10 - 13 mm Länge hatten jeweils Copepoden mit D = +0,95 stark positiv selektiert. Während die A- Larven von 9 - 10 mm Länge zudem auch *Polyarthra sp.* mit D = +0,40 positiv selektier-

ten, hatten jene von 10 - 13 mm Länge *Polyarthra sp.* mit $D = -0,58$ abgelehnt. Abgesehen von den am 21.06.89 untersuchten Tieren < 7 mm Länge (s. o.) hatten alle A- Larven Nauplien mit D von -0,66 bis -1 abgelehnt. Alle untersuchten A- Larven lehnten außerdem Cladoceren ($D = -1$, nur in einem Fall $D = -0,72$) sowie Rotatorien der Gattungen *Keratella sp.* und *Kellicottia sp.* (D in allen Fällen = -1) stark ab.

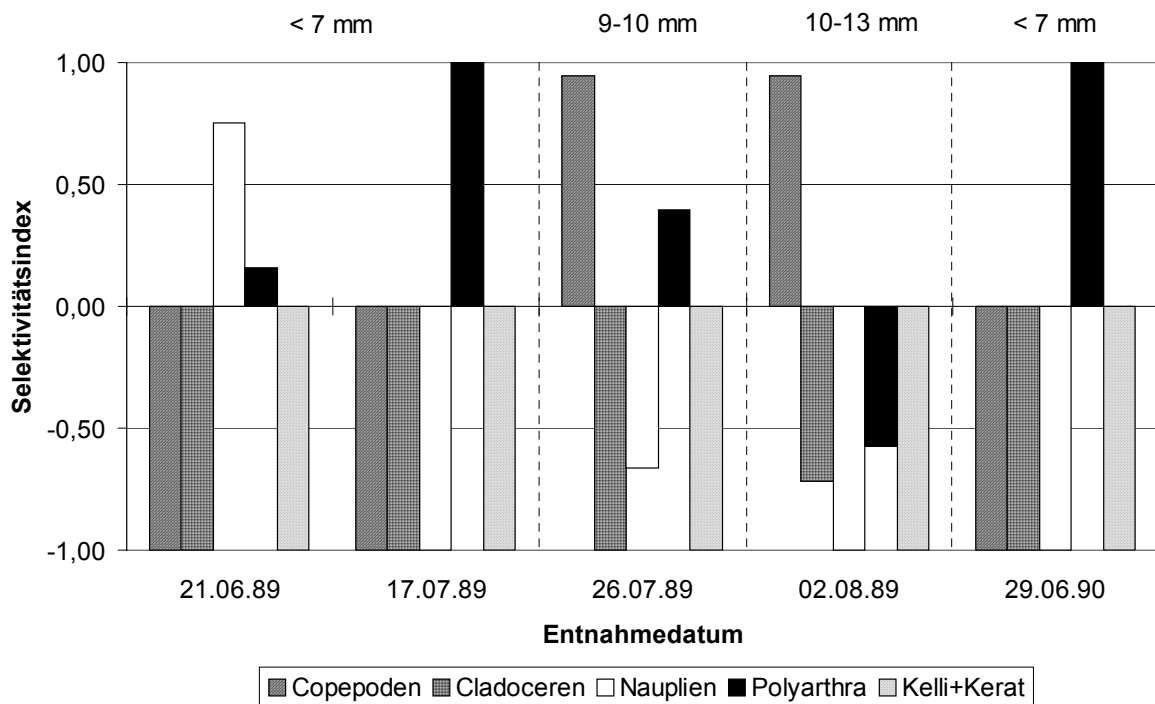


Abb. 28: Selektivitätsindices für die Nahrungsorganismen der Larven aus dem Aquarium 1989/90, Mittelwerte; Oben eingetragen: Längensklassen der Larven

3.8.4.3 SELEKTIVITÄT DER NAHRUNGS-AUFNAHME BEI DEN LARVALEN UND JUVENILEN BARSCHEN AUS DEM LITORAL

Während die im Pelagial gefangenen Barschlarven sowie die A- und G- Larven wie oben beschrieben Rotatorien der Gattung *Polyarthra sp.* bzw. Copepoden und deren Nauplien positiv selektierten, bevorzugten die im Litoral gefangenen larvalen und juvenilen Barsche bei ihrer Nahrungswahl in beiden Untersuchungsjahren überwiegend die Cladoceren *Ceriodaphnia quadrangula* und *Daphnia hyalina*, wobei *Ceriodaphnia quadrangula* die dominierende Rolle spielte (Abb. 29 und 30). *Ceriodaphnia quadrangula* wurde 1989 und 1990

in insgesamt 11 von 13 Fällen positiv selektiert (D von +0,36 bis +0,89), in 8 dieser 11 Fälle wurde *Ceriodaphnia quadrangula* mit D zwischen +0,75 und +0,89 stark positiv selektiert. Lediglich die am 11./12.7.90 gefangenen Tiere von 20 - 25 mm Länge hatten *Ceriodaphnia quadrangula* mit D = +0,13 unselektiv aufgenommen. Als einzige hatten die am 9./10.8.89 gefangenen juvenilen Barsche > 25 mm *Ceriodaphnia quadrangula* mit D = -0,99 stark abgelehnt. Diese Tiere hatten stattdessen *Cyclops abyssorum* mit D = +0,99 stark positiv selektiert. *Daphnia hyalina* wurde von den Barschen aus dem Litoral in 4 Fällen positiv selektiert (D von +0,20 bis +0,78), in 6 Fällen unselektiv aufgenommen (D von -0,06 bis +0,11), sowie in 3 Fällen abgelehnt (D von -0,19 bis -0,87).

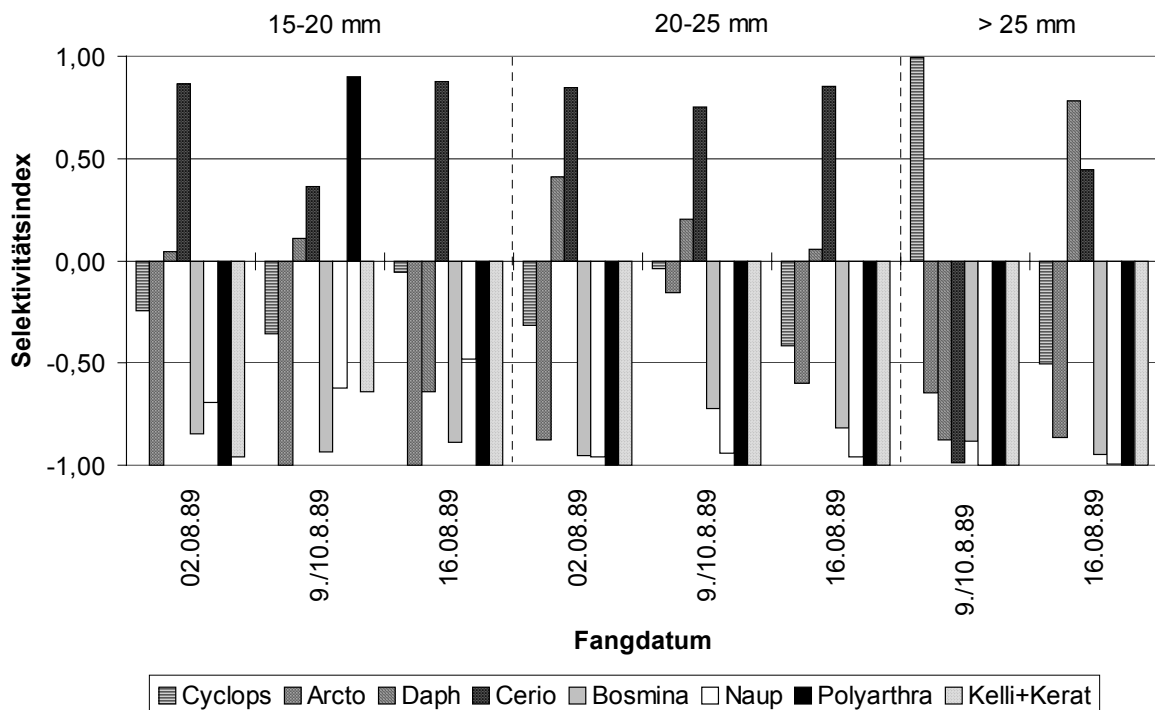


Abb. 29: Selektivitätsindizes für die Nahrungsorganismen der larvalen und juvenilen Barsche aus dem Litoral 1989, Mittelwerte; Oben eingetragen: Längensklassen der Larven

Bosmina longispina wurde von den Barschen aus dem Litoral bis auf eine Ausnahme in allen Fällen stark abgelehnt (D von -0,72 bis -1). Nur die juvenilen Barsche > 25 mm vom 3.8.90 hatten *Bosmina longispina* mit D = +0,34 positiv selektiert, wobei bei ihnen *Ceriodaphnia quadrangula* mit D = +0,80 dominierte. *Cyclops abyssorum* wurde bis auf eine Ausnahme (siehe oben) in 9 Fällen abgelehnt (D von -0,24 bis -1) bzw. in 3 Fällen unselek-

tiv aufgenommen (D von -0,04 bis -0,11). Allerdings wurde *Cyclops abyssorum* 1990 mit D von -0,72 bis -1 deutlich stärker abgelehnt als 1989 (D von -0,24 bis -0,50). *Arctodiaptomus alpinus* wurde in 9 von 13 Fällen stark abgelehnt (D von -0,60 bis -1) und in 3 Fällen unselektiv aufgenommen (D von -0,16 bis +0,11). Einzig die am 11./12.7.90 gefangenen juvenilen Barsche von 20 - 25 mm Länge hatten *Arctodiaptomus alpinus* mit $D = +0,56$ positiv selektiert. Nauplien wurden in allen untersuchten Fällen beider Jahre von den Barschen aus dem Litoral stark abgelehnt. Während D 1989 Werte von -0,48 bis -1 annahm, lag D 1990 sogar in allen 5 Fällen bei -1. Ebenso stark wurden 1990 die Rotatorien der Gattungen *Polyarthra*, *Kellicottia* und *Keratella* abgelehnt, D nahm hier ebenfalls ausschließlich Werte von -1 an.

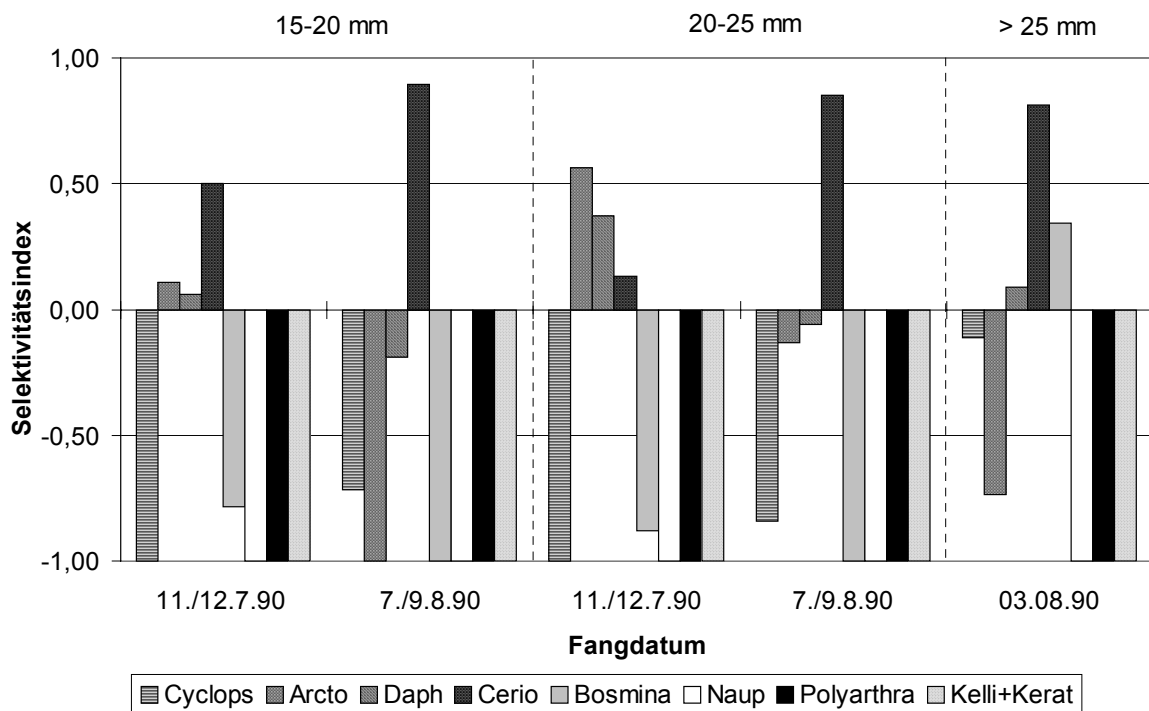


Abb. 30: Selektivitätsindices für die Nahrungsorganismen der larvalen und juvenilen Barsche aus dem Litoral 1990, Mittelwerte; Oben eingetragen: Längenklassen der Larven

3.8.5 TREMATODEN UND CESTODEN IM DARMTRAKT DER LARVALEN UND JUVENILEN BARSCH

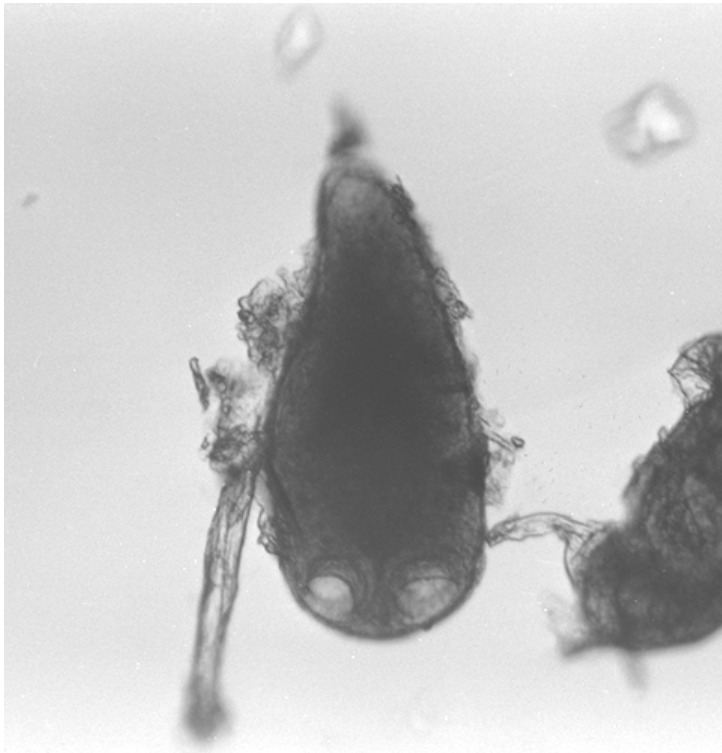


Abb. 31: *Proteocephalus percae*, präadult, 150x

Bei der Analyse der Darm-
inhalte der larvalen und ju-
venilen Barsche konnten
zwei Trematoden- sowie
eine Cestodenart nachge-
wiesen werden. Bei dem
Cestoden handelte es sich
um *Proteocephalus percae*
(Abb. 31), bei den Tremato-
den um *Azygia lucii* (Abb.
32) sowie um *Bunodera*
lucioercae (Abb. 33; alle
det. EL-MATBOULI 1996).
Beide Trematodenarten
wurden von NEGELE,
LEUNER, BOHL & LEYRER

(1990) bei adulten Königsseebarschen nachgewiesen, wobei *Azygia lucii* häufiger bei adul-
ten Königsseehechten vorkam. Es fiel auf, daß diese Darmparasiten bei den pelagischen
Larven nur in Einzelfällen festzustellen waren, während sich bei den Barschen aus dem
Litoral nur wenige Individuen ohne einen solchen Parasitenbefall fanden. Manche dieser
Barsche wiesen einen Befall mit nur einer oder zwei Parasitenarten auf, bei den meisten
fanden sich jedoch alle drei o. g. Arten. Hierbei wies zumeist *Proteocephalus percae* die
höchsten Individuenzahlen je Barsch auf, gefolgt von *Bunodera lucioercae*. Am wenig-
sten trat *Azygia lucii* auf. Die Larven von *Azygia lucii* leben nach dem Verlassen ihres Zwi-
schenwirtes (planktische Crustaceen) bis zu 3 Tagen im Freiwasser. Sie bewegen sich dort
ähnlich wie Culicidenlarven und werden von kleineren Fischen gefressen. Die Entwick-
lung zum adulten Tier findet jedoch erst nach Aufnahme eines solchen Beutefisches durch
einen größeren Räuber statt (GINETSINSKAYA 1988). Bei den hier gefundenen Azygien
handelte es sich somit um Jugendstadien. Dies wird auch dadurch belegt, daß diese noch
keinerlei Gonaden ausgebildet hatten.

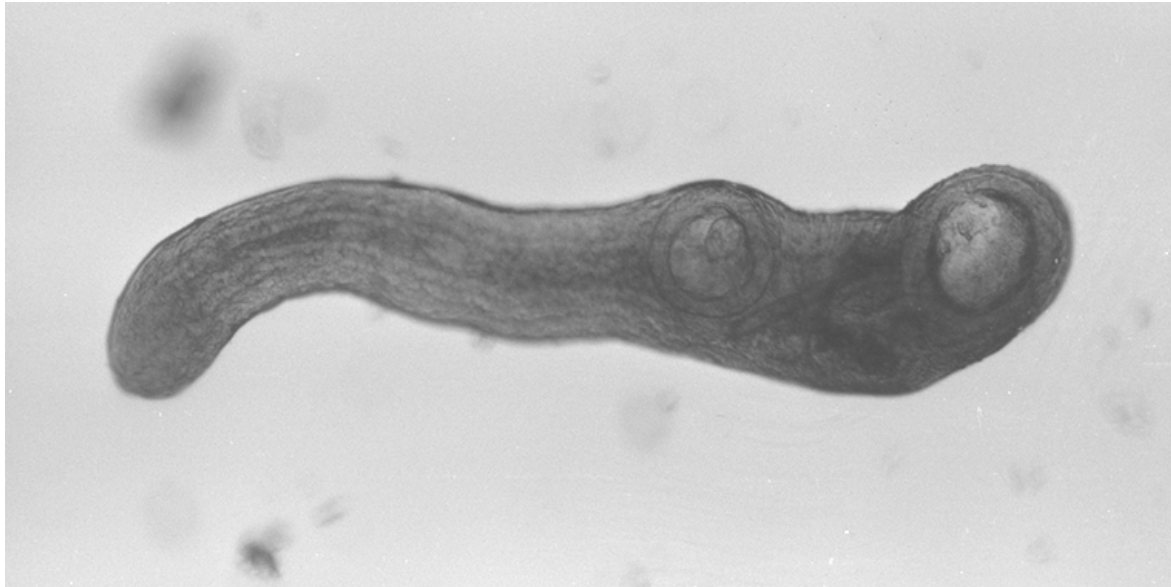


Abb. 32: *Azygia lucii*, Jugendstadium, 120x



Abb. 33: *Bunodera luciopercae*, präadult, 120x

dien.

Die Jugendstadien von *Bunodera luciopercae* werden zusammen mit deren 2. Zwischenwirten (Crustaceen) aufgenommen. Sie entwickeln sich bereits in den jungen Barschen zum adulten Tier (GINETSIN-SKAYA 1988). Da die bei den Darminhaltsuntersuchungen gefundenen Bunoderen keine oder noch sehr gering ausgebildete Gonaden aufwiesen, handelte es sich hierbei um Jugend- bzw. präadulte Stadien.

Proteocephalus percae trat durchwegs in Form von präadulten Tieren mit ausgestülpten Scolices auf.

3.9 ERGEBNISSE DER LICHTMIKROSKOPISCHEN UNTERSUCHUNGEN

3.9.1 ANATOMIE UND TOPOGRAPHIE EINIGER LARVALER ORGANE

Im Hinblick auf die Verwertung der aufgenommenen Nahrung stand bei den lichtmikroskopischen Untersuchungen die Entwicklung von Magen und Pankreas im Mittelpunkt. Zunächst soll jedoch ein kurzer Überblick über Anatomie und Topographie einiger larvaler Organe gegeben werden (vgl. hierzu auch Kap. 3.2.).

Abbildung 34 zeigt einen etwa paramedian geführten Sagittalschnitt einer 12 Tage alten und 7,2 mm langen Protopterygiolarve. Oben am linken Bildrand sind Teile des Gehirns zu erkennen. Graue und weiße Substanz sind gut zu unterscheiden. Caudal liegt das Labyrinth, in dem ein Otholith zu sehen ist. Hieran schließt sich Skelettmuskulatur an, die deutlich in einzelne Myomere untergliedert ist. Diese bestehen aus mehreren langstreckten, mehrkernigen Muskelzellen, die durch feine Bindegewebsfibrillen miteinander verbunden sind. Die Muskelfasern lassen die für Skelettmuskulatur typische Querstreifung deutlich erkennen. Die Myomeren werden durch bindegewebige Myosepten getrennt.

Die Skelettmuskulatur inseriert beiderseits lateral an der Chorda dorsalis und umschließt auch das Rückenmark lateral und dorsal. Dieses erstreckt sich dorsal der Chorda, ist jedoch hier aufgrund der nicht in der Medianen liegenden Schnittführung nicht zu sehen. Gut zu erkennen sind bei der Chorda dorsalis die "relativ großen, bläschenförmigen und prall mit Flüssigkeit gefüllten" (HARDER 1964), das heißt, stark vakuolisierten Chordazellen, sowie die bindegewebige Chordascheide.

Ventral der Chorda liegt die Niere. Die gewundenen Anteile der Tubuli finden sich entlang des gesamten Ösophagus. Von dort zieht je ein gestreckter Tubulus analwärts. Etwa auf Höhe der Mitte des vorderen Ösophagusabschnittes ist ein Malpighi-Körperchen zu sehen.

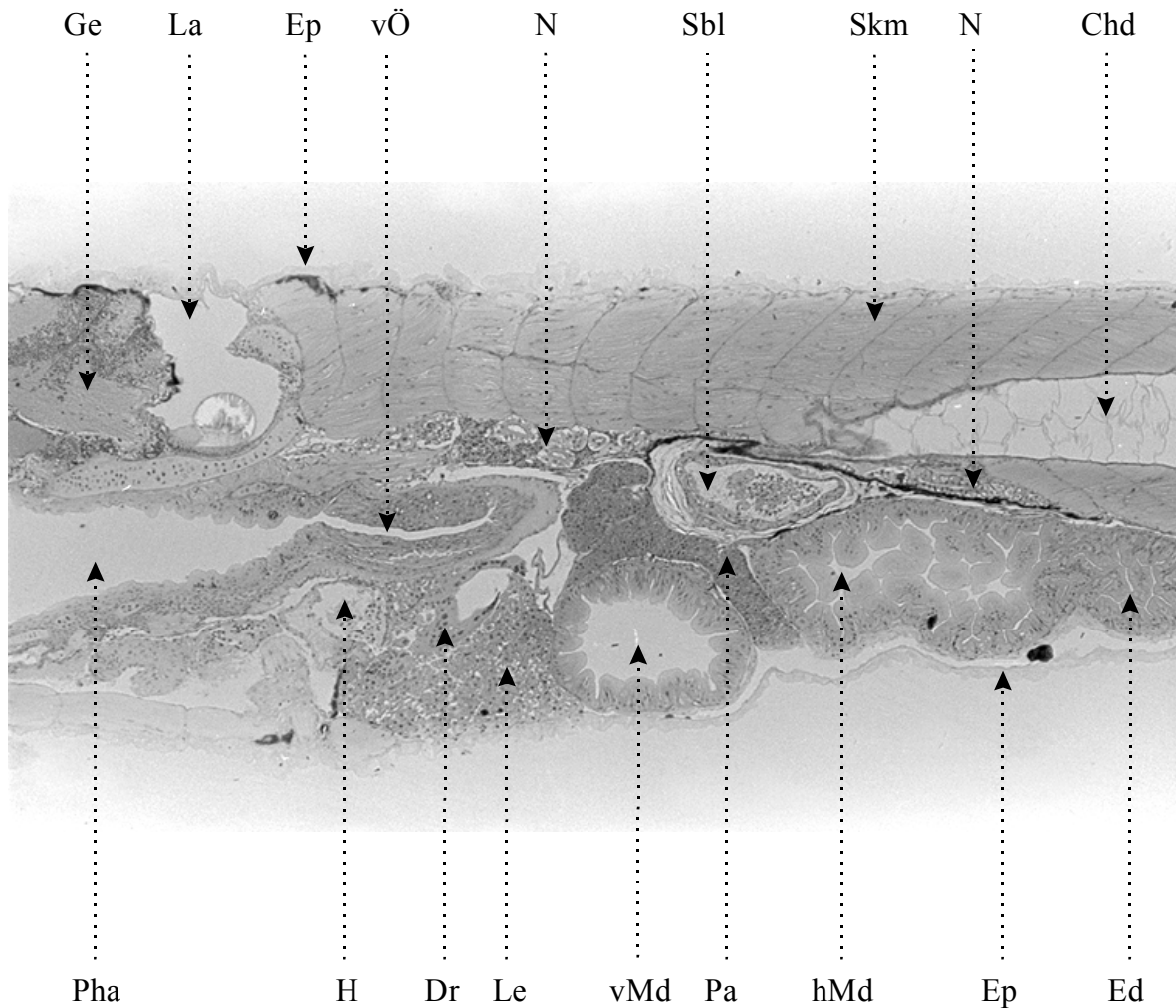
Der Verdauungstrakt verläuft in der Leibeshöhle ventral der Niere. Der Pharynx wird von einem ein- bis mehrschichtigen Plattenepithel ausgekleidet. Der Ösophagus läßt sich aufgrund seines histologischen Aufbaus in einen cranialen und einen caudalen Abschnitt (beide etwa gleich lang) unterteilen. Der gesamte vordere Ösophagusabschnitt enthält eine gro-

ße Anzahl von Schleimzellen, die durch einen basalen - durch die große schleimgefüllte Vakuole abgeflachten - Kern charakterisiert sind. Sie liegen nur zum Teil in tieferen Epithelschichten, zumeist grenzen sie jedoch direkt an das Lumen des Ösophagus. Sie dienen dazu, die Ösophaguswand für die Nahrung schlüpfrig zu machen. Der hintere Ösophagusabschnitt (der auf Abb. 34 nicht getroffen ist) weist dagegen keinerlei Schleimzellen auf.

Der Übergang zum Mitteldarm bzw. - später in der Entwicklung - zum Magen ist durch eine deutliche Einschnürung des Verdauungsröhres charakterisiert. Dorsal des vorderen Mitteldarmabschnittes liegen Pankreas und Schwimmblase. Dieser erste Abschnitt des Mitteldarmes weist hier bereits die in Kap. 3.2.3 (vgl. auch Abb. 10) beschriebene "S-Form" auf, welche allerdings im Schnitt nur in Teilbereichen getroffen ist. Caudal folgt auf den Mitteldarm der Enddarm, welcher erneut durch eine deutliche Einschnürung des Darmkanals abgegrenzt ist.

Ventral des Ösophagus und cranial des ersten Mitteldarmabschnittes liegt schließlich die Leber und wiederum cranial von dieser das Herz. Die Leber umschließt in Abb. 34 noch einen Dotterrest mit Dottersyncytium.

Der gesamte Darmtrakt weist bei den untersuchten larvalen, juvenilen und adulten Barschen einen sehr einfachen Bau auf: das auskleidende Epithel sitzt auf einer Basalmembran. Darunter folgen eine dünne, bindegewebige Propria sowie die Muscularis. Es fehlen die nach HARDER (1964) bei anderen Arten gewöhnlich nachweisbaren Schichten Muscularis mucosae und Submucosa.



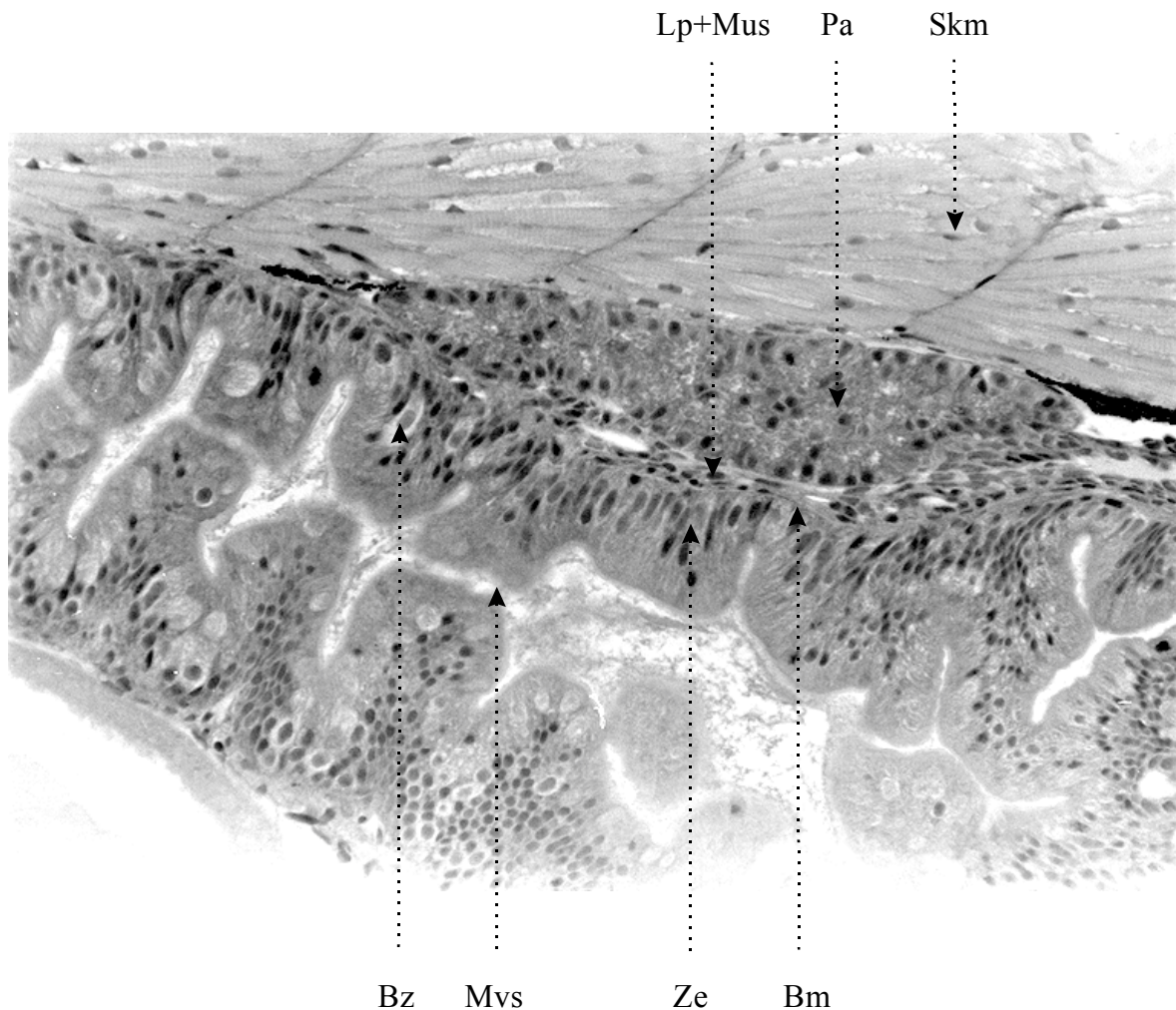
Chd=Chorda dorsalis, Dr=Dotterrest, Ed=Enddarm, Ep=Epidermis, Ge=Gehirn, H=Herz, hMd=hinterer Mitteldarmabschnitt, La=Labyrinth, Le=Leber, N=Niere, Pa=Pankreas, Pha=Pharynx, Sbl=Schwimmblaste, Skm=Skelettmuskulatur, vMd=vorderster Mitteldarmabschnitt, vÖ=vorderer Ösophagusabschnitt

Abb. 34: Längsschnitt durch eine 12 Tage alte, 7,2 mm lange Protopterygiolarve; Übersicht, HE, 57x

3.9.2 ENTWICKLUNG DES MAGENS

Bis zu einer Larvenlänge von etwa 15 mm fehlt der für die adulten Barsche typische Magenblindsack mit dem ventral entspringenden Mitteldarm völlig. Vom Schlupftag bis zu diesem Stadium sind auch keinerlei Magendrüsen zu finden, wie auf den Abb. 35 bis 37 zu sehen ist. Auf allen drei Abbildungen ist jeweils auch Pankreasgewebe mit angeschnitten, sie zeigen also jenen vordersten Abschnitt des Mitteldarmes, aus welchem sich schließlich

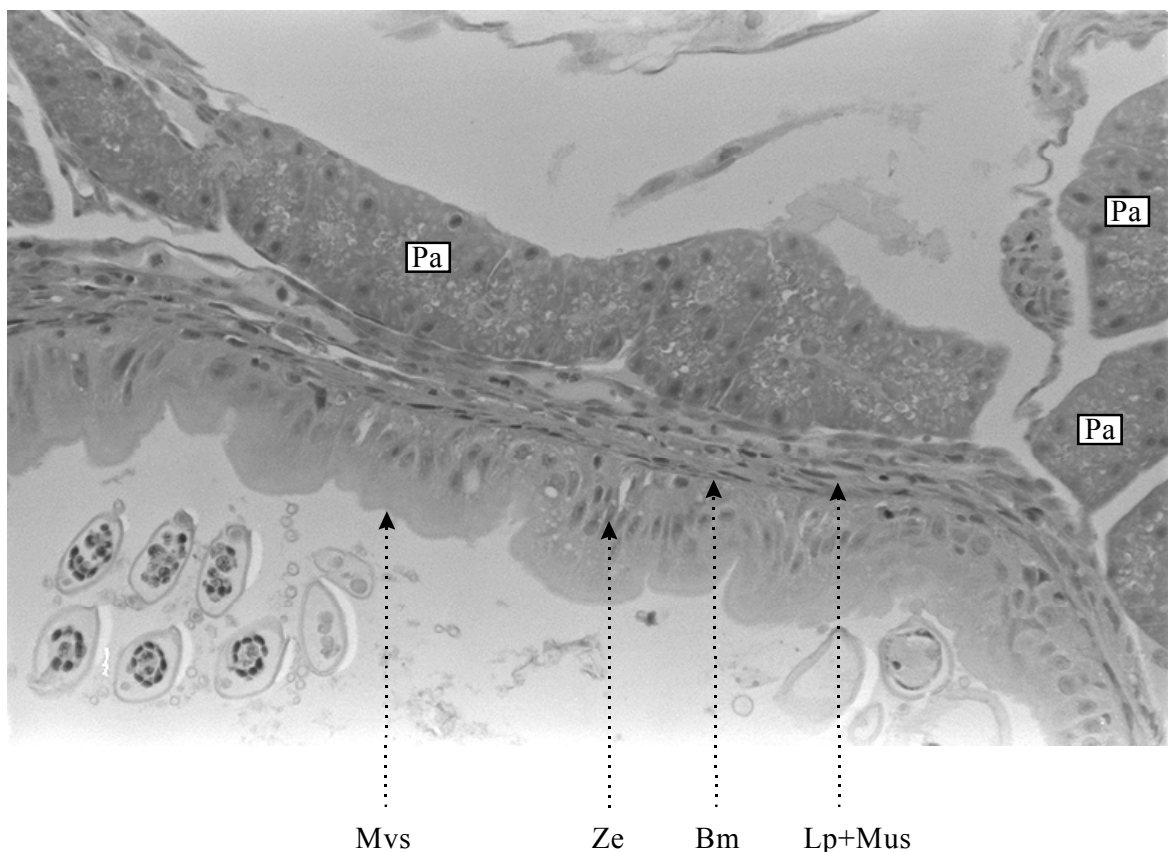
bei Pterygiolarven ab ca. 15 mm Länge mit beginnender Metamorphose dorsal die Anlage des Magenblindsackes auszustülpen beginnt (siehe Abb. 38 und vgl. Abb. 9 und 10, Kap. 3.2). Die starke Erweiterung dieses vordersten Abschnittes des Mitteldarmes (Abb. 34, Mdv) dürfte dazu dienen, trotz des noch fehlenden Magens bei gutem Nahrungsangebot auch entsprechend viel Nahrung aufnehmen zu können.



Bm=Basalmembran, Bz=Becherzelle, Lp=Lamina propria, Mus=Muscularis, Mvs=Mikrovillisaum, Pa=Pankreas, Skm=Skelettmuskulatur, Ze=Zylinderepithel

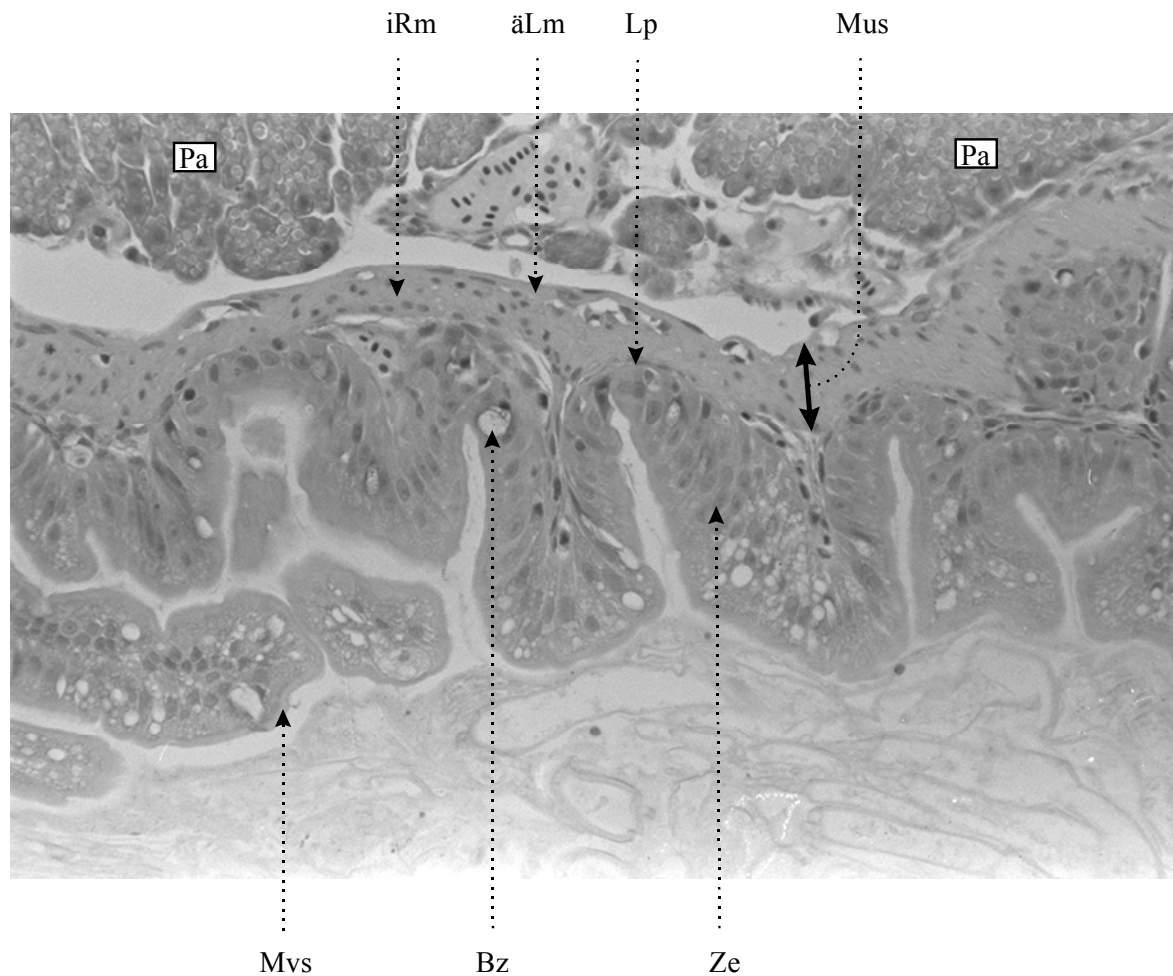
Abb. 35: Längsschnitt durch einen 2 Tage alten, 6,2 mm langen Eleutheroembryo; vorderster Abschnitt des Mitteldarmes, HE, 335x

Der gesamte Mitteldarm wird bei allen untersuchten Entwicklungsstufen bis zum adulten Barsch von einem einschichtigen Zylinderepithel ausgekleidet, das zum Darmlumen hin einen deutlich ausgeprägten Mikrovillisaum besitzt. Die Epithelzellen sind bis zu 4 mal so lang wie breit. Ihr basal liegender Kern ist länglich oval bis linsenförmig und besitzt 2 Nucleoli. Die in diesen Darmabschnitten auftretenden, schleimproduzierenden Becherzellen sind von einem anderen Typ als jene im Ösophagus. Sie treten oft in Gruppen zu mehreren nebeneinander auf und erscheinen im Gegensatz zu den Epithelzellen nur schwach gefärbt (Abb. 35). Sie besitzen eine länglich ovale Form und einen basal liegenden, sphärischen bis leicht ovalen Kern mit einem Nucleolus. Ihre Kerne bilden mit jenen der Epithelzellen eine Reihe. Die Becherzellen reichen sowohl in das Darmlumen als auch an die Basalmembran heran. Der von ihnen produzierte Schleim ist leicht basophil und liegt dem Darmepithel innen auf.



Bm=Basalmembran, Lp=Lamina propria, Mus=Muscularis, Mvs=Mikrovillisaum, Pa=Pankreas, Ze=Zylinderepithel

Abb. 36: Längsschnitt durch eine 12 Tage alte, 9,4 mm lange Protoperlygionlarve; vorderster Abschnitt des Mitteldarmes, HE, 335x

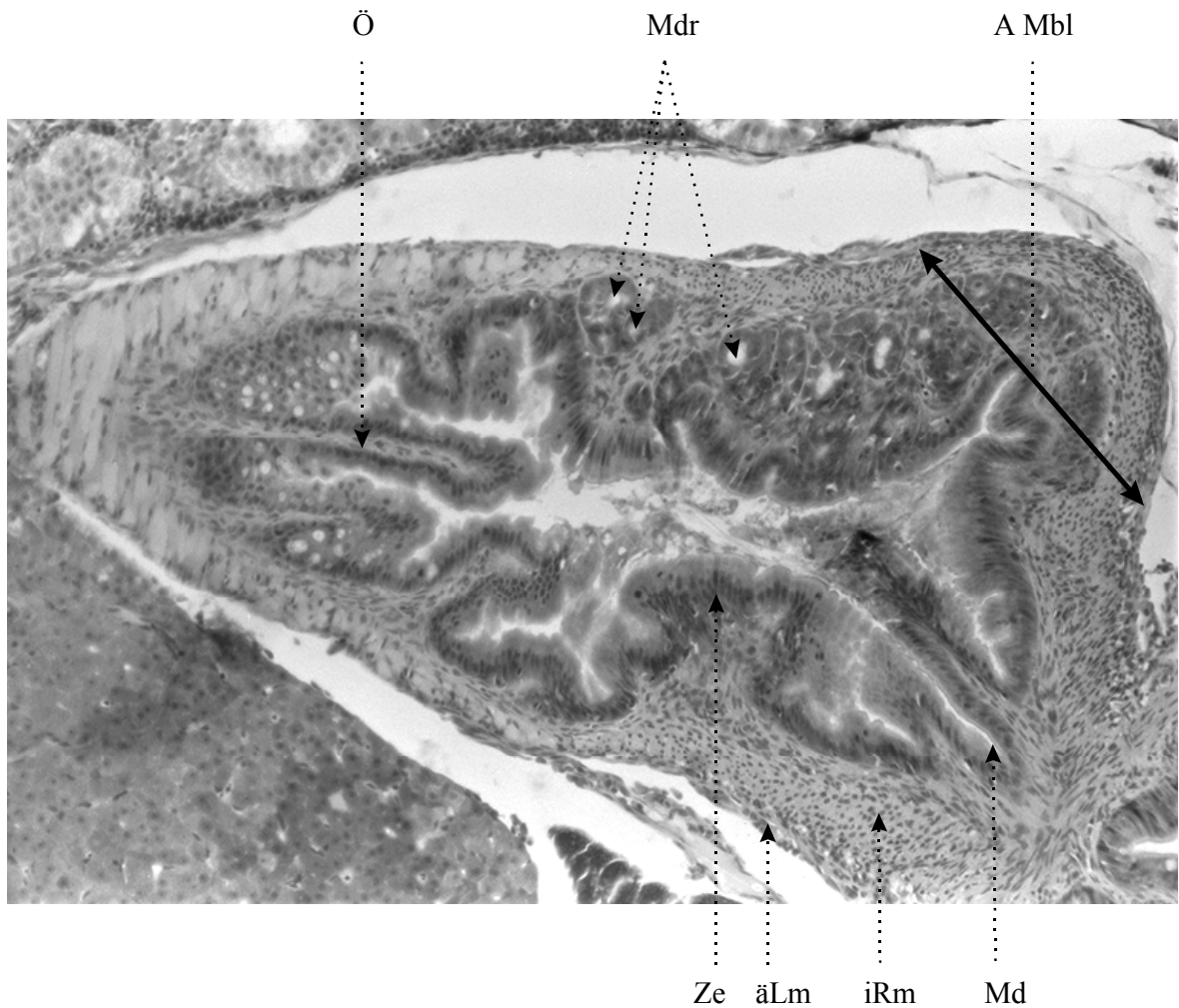


äLm=äußere Längsmuskulatur, Bz=Becherzelle, iRm=innere Ringmuskulatur,
Lp=Lamina propria, Mus=Muscularis, Mvs=Mikrovillisaum, Pa=Pankreas,
Ze=Zylinderepithel

**Abb. 37: Längsschnitt durch eine 33 Tage alte, 12,7 mm lange Pterygiolarve; vor-
derster Abschnitt des Mitteldarmes, HE, 335x**

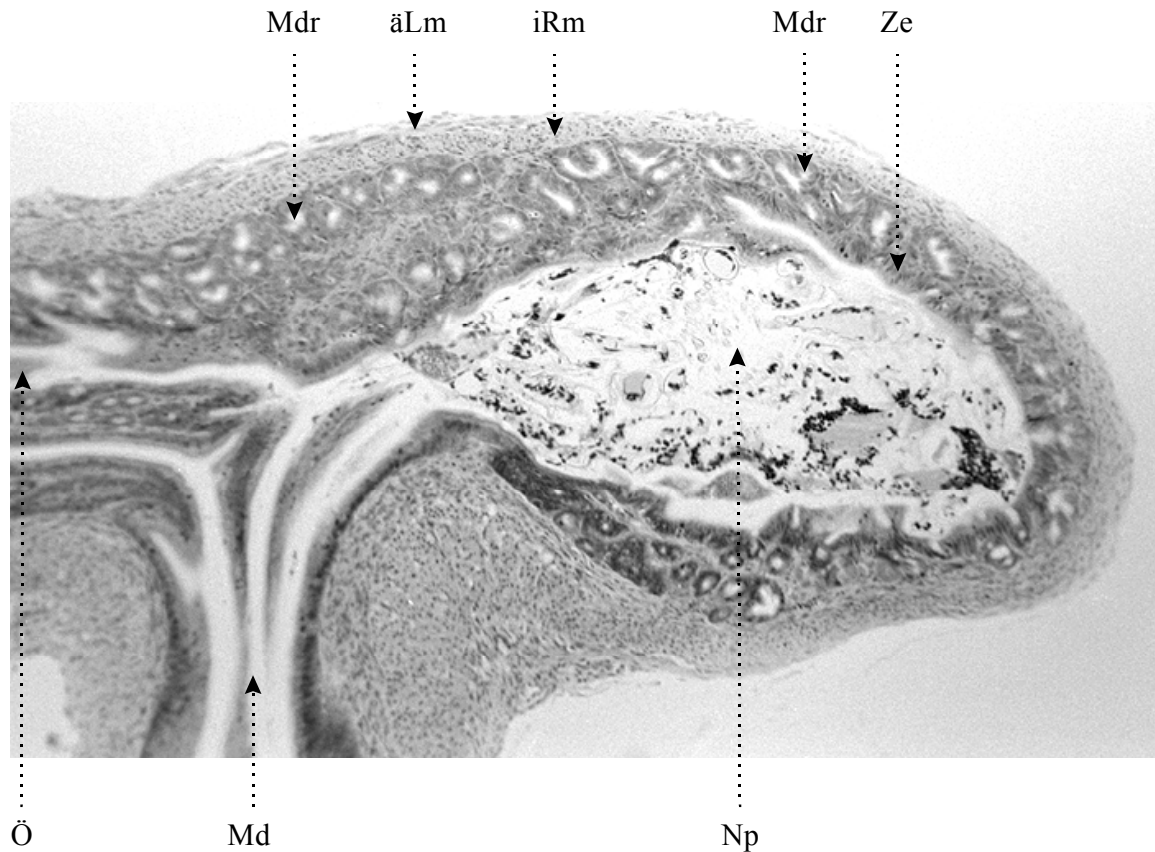
Das Zylinderepithel wird durch eine Basalmembran von der darunterliegenden, schwach ausgebildeten Propria getrennt. Die Muscularis ist bei dem 6,2 mm langen und 2 Tage alten Eleutheroembryo (Abb. 35) noch äußerst schwach entwickelt und weist nur ca. zwei Zellschichten auf. Sie ist weder eindeutig in Längs- und Ringmuskulatur noch von der Propria zu unterscheiden. Gleiches gilt auch für die Protopterygiolarve mit 9,4 mm Länge und einem Alter von 12 Tagen (Abb. 36). Propria und Muscularis sind jedoch mit 4-5 Zellschichten bereits etwas ausgeprägter. Die Faltung der Darmschleimhaut ist ähnlich schwach ausgebildet wie bei dem Eleutheroembryo. Die 12,7 mm lange und 33 Tage alte Pterygiolarve (Abb. 37) weist dagegen eine etwa doppelt so hohe Faltung der Darmschleimhaut auf, wo-

durch deren Oberfläche entsprechend vergrößert ist. Auch Propria und Muscularis sind nun eindeutig ausdifferenziert und voneinander zu unterscheiden. Auf die ein- bis zweischichtige Propria folgt die mehrschichtige innere Ringmuskulatur sowie auf diese die wiederum ein- bis zweischichtige äußere Längsmuskulatur.



A Mbl=Anlage des Magenblindsackes, äLm=äußere Längsmuskulatur, iRm=innere Ringmuskulatur, Md=Mitteldarm, Mdr=Magendrüse, Ö=Ösophagus, Ze=Zylinderepithel

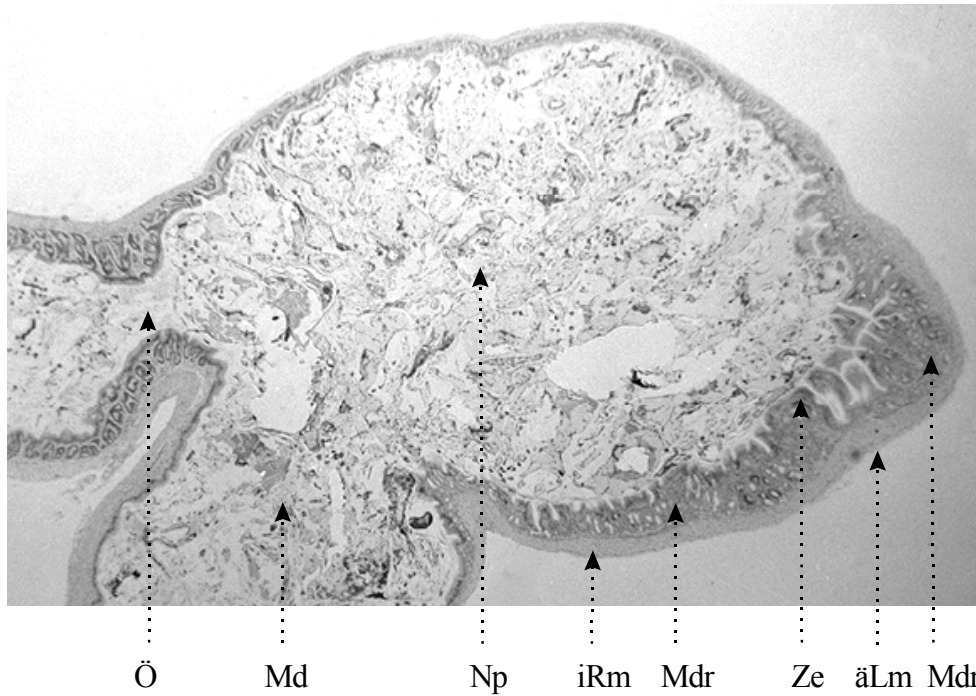
Abb. 38: Längsschnitt durch eine 15,3 mm lange Pterygiolarve; vorderster Abschnitt des Mitteldarmes mit Anlage des Magenblindsackes, HE, 167x



äLm=äußere Längsmuskulatur, iRm=innere Ringmuskulatur, Md=Mitteldarm, Mdr=Magendrüsens, Np=Nahrungspartikel, Ö=Ösophagus, Ze=Zylinderepithel

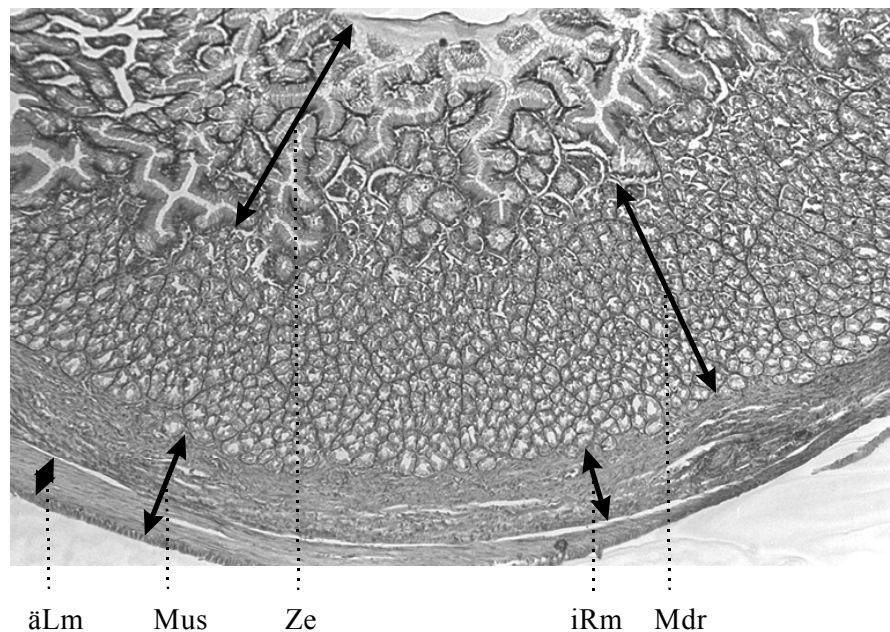
Abb. 39: Längsschnitt durch den Magenblindsack eines 21,5 mm langen, juvenilen Barsches; HE, 100x

Wie bereits erwähnt, beginnt die Entwicklung des Magenblindsackes frühestens bei Pterygiolarven ab einer Länge von ca. 15 mm (Abb. 38 und 44). Die im Aquarium gehaltenen Larven benötigten 4 - 5 Wochen ab dem Schlupf, um diese Längen zu erreichen. Zu diesem Zeitpunkt wiesen die Magenanlagen noch sehr wenige Magendrüsens auf (Abb. 38). In den beiden darauffolgenden Lebenswochen war bei den Larven ein starker Wachstumsschub zu beobachten. Nach 6 - 7 Lebenswochen hatten die Barsche zumeist Längen zwischen 25 und 30 mm erreicht. Während dieser Zeit vollzog sich die Metamorphose vom larvalen zum juvenilen Barsch (vgl. Kap. 3.2). Auch die Entwicklung des Magenblindsackes und der Magendrüsens schritt in diesen beiden Wochen rasch voran (Abb. 39 und 40 sowie 44 und 45). Jedoch ist die Schicht der Magendrüsens beim adulten Barsch (Abb.41) mehrfach so stark ausgeprägt wie bei den juvenilen Tieren. Auch die einzelnen Magendrüsens sind bei adulten Barschen um das 1,5 bis 2- fache länger als bei den Juvenilen (vgl. Abb. 42 und 43).



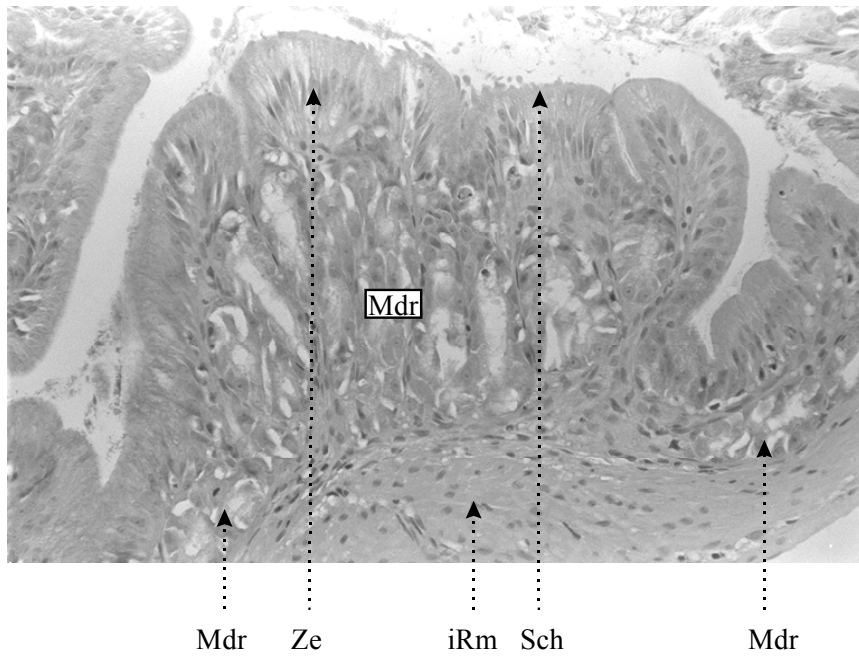
äLm=äußere Längsmuskulatur, iRm=innere Ringmuskulatur, Md=Mitteldarm, Mdr=Magendrüsen, Np=Nahrungspartikel, Ö=Ösophagus, Ze=Zylinderepithel

Abb. 40: Längsschnitt durch den Magenblindsack eines 31,6 mm langen juvenilen Barsches; HE, 32x



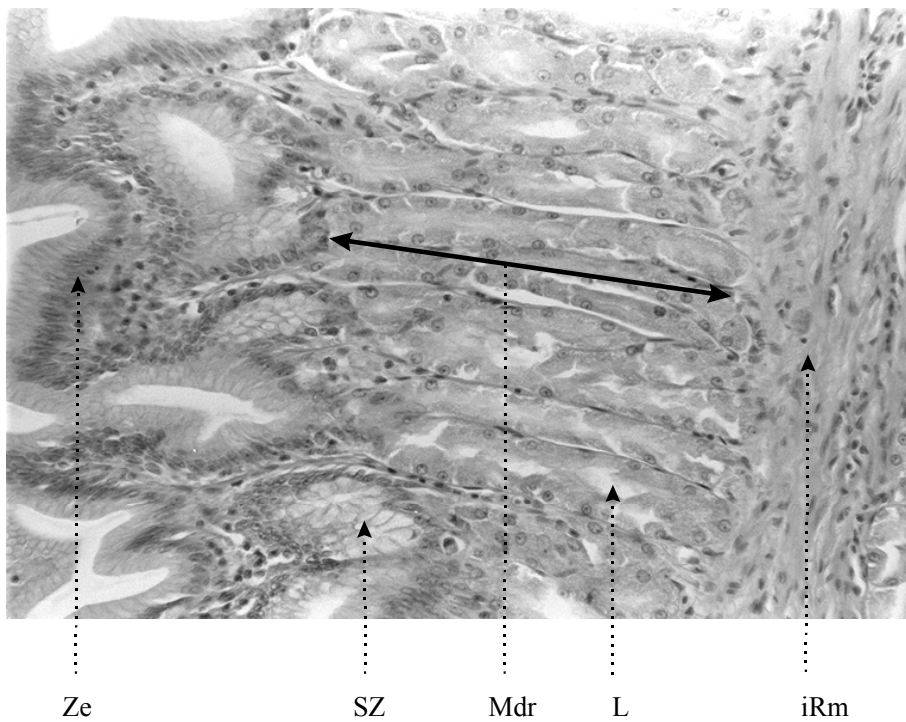
äLm=äußere Längsmuskulatur, iRm=innere Ringmuskulatur, Mdr=Magendrüsen, Mus=Muscularis, Ze=Zylinderepithel

Abb. 41: Längsschnitt durch den Magenblindsack eines ca. 200 mm langen adulten Barsches; HE, 100x



iRm = innere Ringmuskulatur, Mdr = Magendrüsen, Sch = Schleim, Ze = Zylinderepithel

Abb. 42: Aufbau der Magenwand eines 25,1 mm langen juvenilen Barsches; HE, 335x



iRm=innere Ringmuskulatur, L=Lumen Magendrüse, Mdr=Magendrüsen, SZ=Schleimproduzierende Zellen, Ze=Zylinderepithel

Abb. 43: Aufbau der Magenwand eines ca.200 mm langen adulten Barsches; HE, 335x

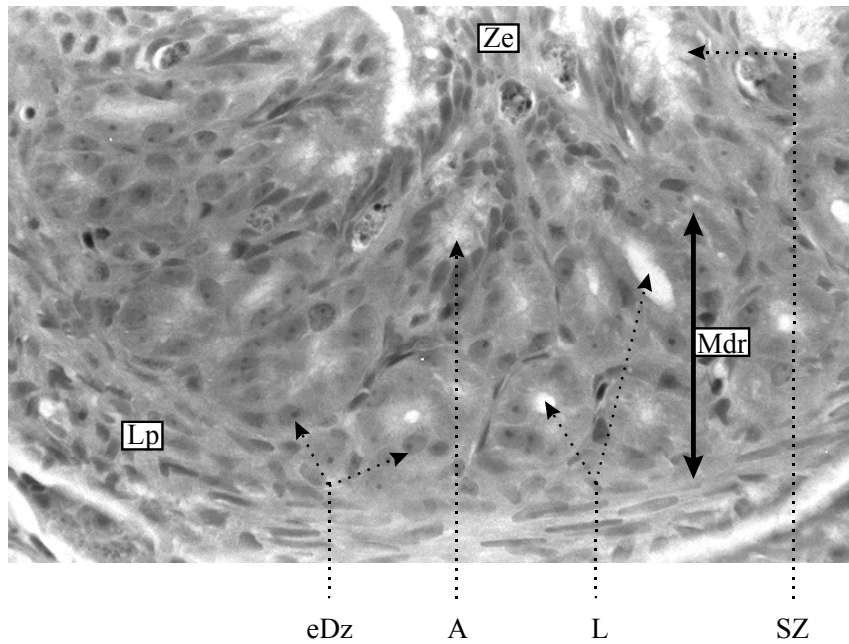
Die Magendrüsen sind vom tubulösen Typ (Abb. 42 und 43). Auch bei den z.B. auf Abb. 41 oder 45 zu sehenden, radial um ein enges Lumen angeordneten Drüsenzellen, dürfte es sich weniger um Acini als vielmehr um quer getroffene, tubulöse Drüsenkanäle handeln.

Betrachtet man den zellulären Aufbau der Magenschleimhaut, so lassen sich nicht die für Säuger typischen Haupt-, Beleg- und Nebenzellen in den Magendrüsen unterscheiden. NOAILLAC-DEPEYRE & GAS (1978) beschrieben vier verschiedene Zelltypen in der Magenschleimhaut von *Perca fluviatilis*:

1. "surface mucous cells"
2. "mucous neck cells"
3. "glandular exocrine cells"
4. "endocrine cells"

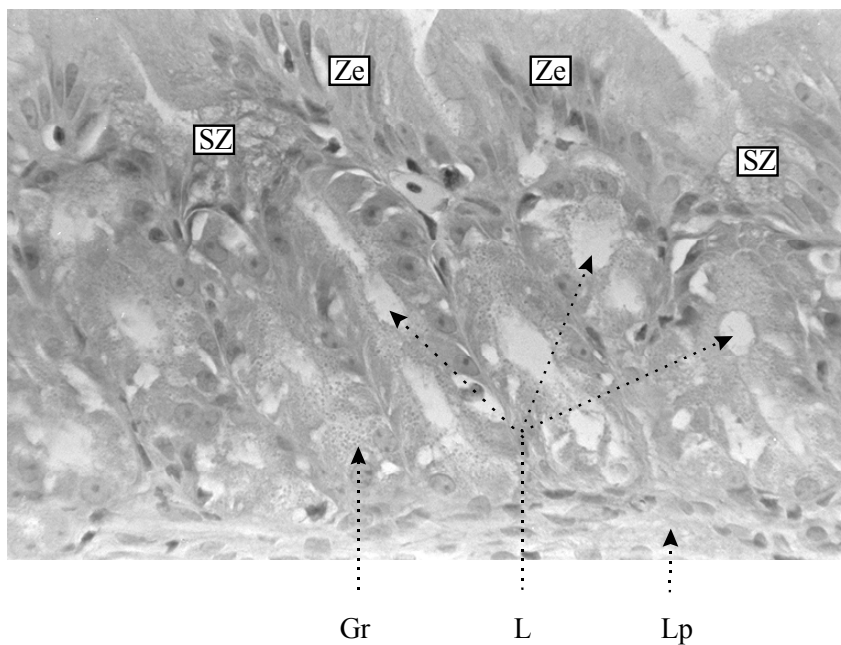
Die ersten drei dieser Zelltypen konnten auch hier gefunden werden. Es handelt sich 1. um die Zylinderepithelzellen, 2. um die im folgenden "schleimproduzierend" genannten Zellen sowie 3. um die "exokrinen Drüsenzellen" (Abb. 44 bis 46). Der vierte o.g. Zelltyp liegt nach NOAILLAC-DEPEYRE & GAS (1978) zwischen den schleimproduzierenden Zellen, konnte jedoch bei den larvalen und juvenilen Barschen aus dem Königssee nicht nachgewiesen werden.

Die schleimproduzierenden Zellen liegen in Gruppen an der Basis der durch die Faltung der Magenschleimhaut entstandenen Krypten (Abb. 43). Sie liegen somit zwischen den Zylinderepithelzellen und den exokrinen Drüsenzellen und bilden den Abschluß der Magendrüsen zum Magenlumen hin. Sie sind im Querschnitt der Magendrüsen, analog den Drüsenzellen, radial um ein enges Lumen angeordnet, das man als Ausführkanal der Magendrüsen bezeichnen kann (Abb. 44 und 46). Dieser Zelltyp zeichnet sich durch einen basal liegenden Kern aus, welcher durch zahlreiche, große Sekretgranula (NOAILLAC-DEPEYRE & GAS 1978) stark abgeflacht wird. Die Sekretgranula sind leicht eosinophil und zeigen eine wabige Struktur (Abb. 44 bis 46). Es ist anzunehmen, daß diese Zellen die Funktion der Nebenzellen der Säuger erfüllen und wie diese Schleim produzieren, der die Magenschleimhaut vor Salzsäure schützt.



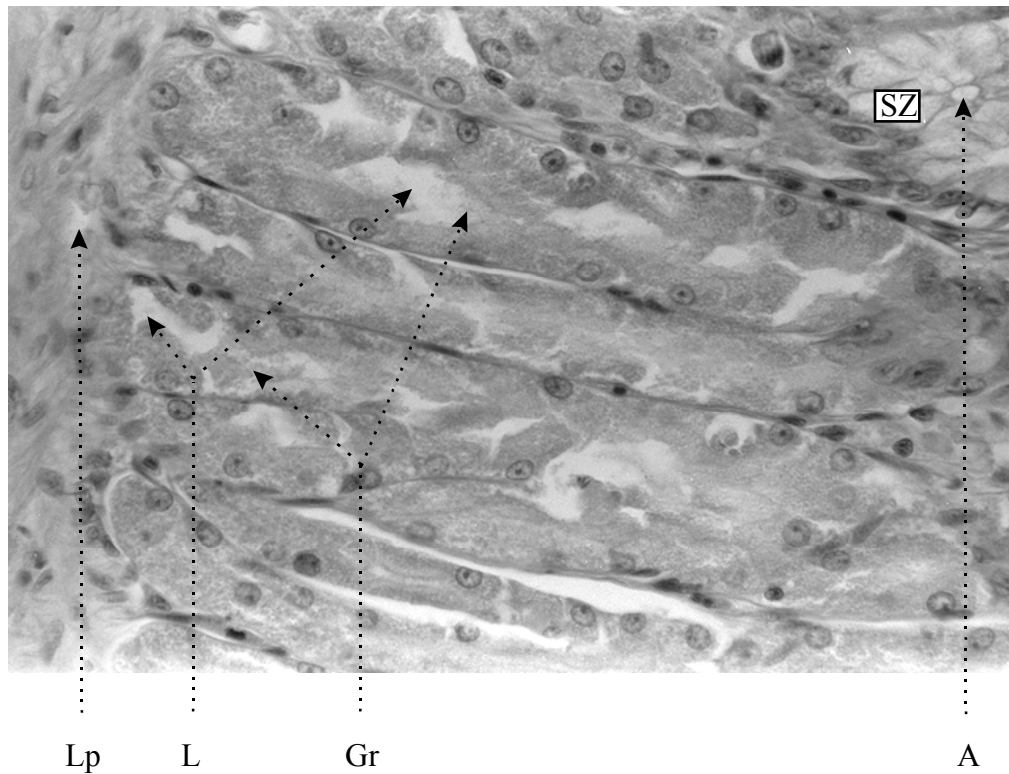
A=Ausführkanal, eDz=exokrine Drüsenzellen, L=Lumen Magendrüse, Lp=Lamina propria, Mdr=Magendrüsen, SZ=schleimproduzierende Zellen, Zylinderepithelzellen

Abb. 44: Magenanlage einer 37 Tage alten, 16,8 mm langen Pterygiolarve; Ladewig-Färbung, 670x



Gr=Granula, L=Lumen Magendrüssen, Lp=Lamina propria, SZ=schleimproduzierende Zellen, Zylinderepithelzellen

Abb. 45: Magendrüsen eines 47 Tage alten, 24,7 mm langen, juvenilen Barsches; HE, 670x



A=Ausführkanal, Gr=Granula, L=Lumen Magendrösen, Lp=Lamina propria, SZ=schleimproduzierende Zellen

Abb. 46: Magenblindsack eines ca. 200 mm langen, adulten Barsches; HE, 670x

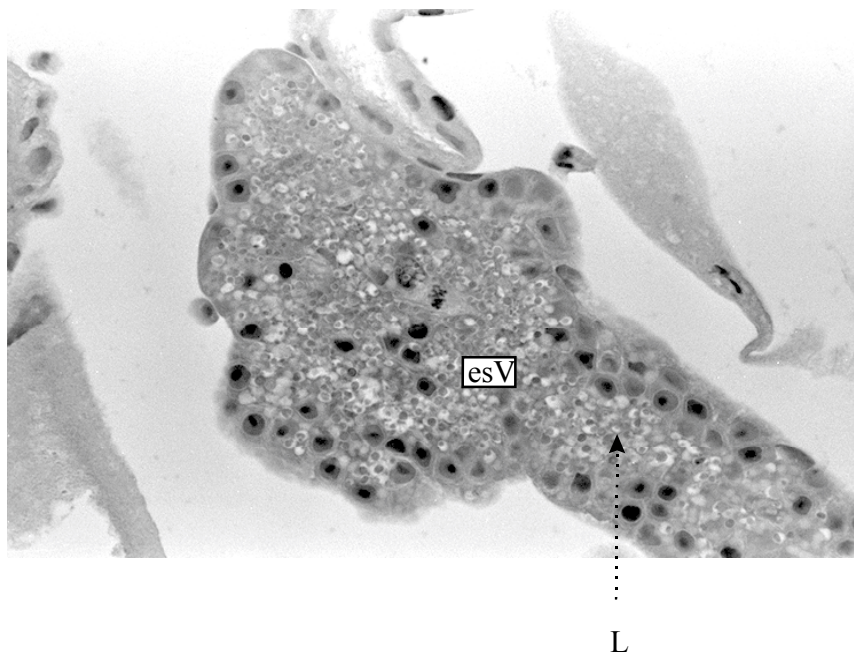
Die exokrinen Drüsenzellen sind im Querschnitt der Magendrösen trapezförmig und wie die schleimproduzierenden Zellen radial um ein enges Lumen angeordnet. Sie besitzen sphärisch bis leicht ovale, basal liegende Kerne. In ihrem apikalen Teil weisen sie eine Vielzahl sehr feiner Granula auf (Abb. 45), welche in das Drüsenlumen sezerniert werden.

Die Zylinderepithelzellen bilden ein einschichtiges Epithel, das den gesamten Magenblindsack auskleidet und auch bis zur Basis der Krypten reicht. Lichtmikroskopisch waren hier im Gegensatz zu den Zylinderepithelzellen im Mitteldarm keine Mikrovilli festzustellen. Die Zylinderepithelzellen besitzen zum Magenlumen hin eine schützende Schleimschicht (Abb. 44 und 45).

3.9.3 ENTWICKLUNG DES PANKREAS

Nach HARDER (1964) liegt das Pankreas bei den Knochenfischen meist nicht als kompaktes Organ, sondern als sogenanntes "Pankreas diffusum" mehr oder weniger diffus in der Leibeshöhle verteilt, vor. Beim adulten *Perca fluviatilis* ist es im Mesenterium des Mitteldarmes lokalisiert (CRAIG 1987). Bei allen untersuchten larvalen und juvenilen Barschen stellte sich das Pankreas dagegen nicht als diffuses, sondern als kompaktes, je nach Entwicklungsstadium ein- bis dreiteiliges Organ (bzw. Organanlage) dar. Es dürfte sich hier um die von HARDER (1964) bei der Fischentwicklung beschriebenen drei Pankreasanlagen handeln. Diese sind um den 1. Abschnitt des Mitteldarmes angeordnet.

Die Zellen des adulten exokrinen Pankreas sind von pyramidalen Form und haben auf den Schnitten etwa die Form von Kreissektoren. Sie lagern sich zu kugelförmigen bis schlauchförmigen Acini zusammen, in deren Mitte ein kapillarähnliches Lumen offen bleibt. Sie weisen einen basal liegenden Kern und sphärische, optisch dichte Zymogengranula auf, welche im apikalen Teil der Zellen zu finden sind (Abb. 59 und 60). Die Zymogengranula enthalten sekretorische Proteine, bei denen es sich um inaktive Vorstufen von verschiedenen Verdauungsenzymen handelt.

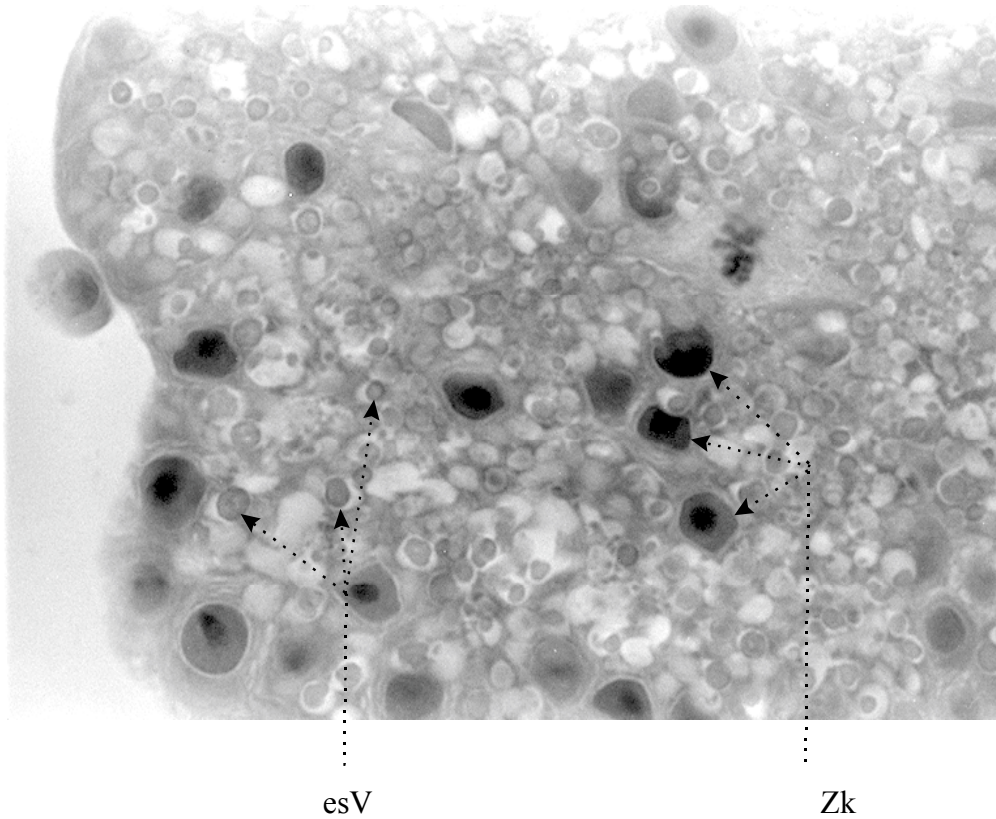


esV=embryonale sekretorische Vakuolen, L=Lumen

Die Azinuszellen aller hier untersuchten Barsche sind ebenfalls pyramidenförmig. Sie bilden bei den larvalen Stadien in erster Linie schlauchförmige Acini (Abb. 47, 49 und 51). Aber auch bei juvenilen Barschen konnten häufig Acini dieses Typs gefun-

Abb. 47: Pankreasanlage eines 2 Tage alten, 6,2 mm langen Eleutheroembryos; HE, 670x

den werden (Abb. 57). Die großen, meist sphärischen Zellkerne liegen basal. Sie sind somit zumeist an der Peripherie des Organes und nur zu einem geringen Teil zentraler zu sehen.



esV=embryonale sekretorische Vakuolen, Zk=Zellkerne

Abb. 48: Pankreasanlage eines 2 Tage alten, 6,2 mm langen Eleutheroembryos; HE, 1670x

Bei allen untersuchten Larvalstadien und selbst bei frisch geschlüpften Eleutheroembryonen enthielten die Azinuszellen in ihren apikalen Teilen, welche an das Lumen der Acini grenzen, eine große Anzahl von Vakuolen mit einem körnigen, eosinophilen Inhalt. Diese Vakuolen werden hier "larvale bzw. embryonale (siehe Abb. 47 und 48) sekretorische Vakuolen" genannt (zur Begründung siehe Kap. 4). Menge und Größe der sekretorischen Vakuolen sowie ihres Inhaltes nahmen mit zunehmender Larvenentwicklung deutlich zu (vgl. die Abb. 47 bis 56 miteinander). Bei keinem dieser Stadien konnten dagegen Zymogengranula mit ihrer typisch sphärischen Form gefunden werden.

Erst bei juvenilen Barschen ab einer Länge von etwa 25 mm und einem Alter von ca. 45 Tagen traten typische Zymogengranula auf (Abb. 57 und 58). Diese waren in ihrer sphäri-

schen Erscheinungsform mit jenen adulter Tiere (Abb. 59 und 60) vergleichbar, wiesen allerdings eine deutlich geringere Größe auf. Auf den Abb. 57 und 58 sind zudem im Vergleich zu den Zymogengranula deutlich größere, optisch jedoch weniger dichte Vesikel zu sehen. Hierbei könnte es sich um "kondensierende Vakuolen" (in der englischen Fachliteratur "condensing vacuoles") handeln. Sie gelten vielfach als Vorstufen der Zymogengranula.

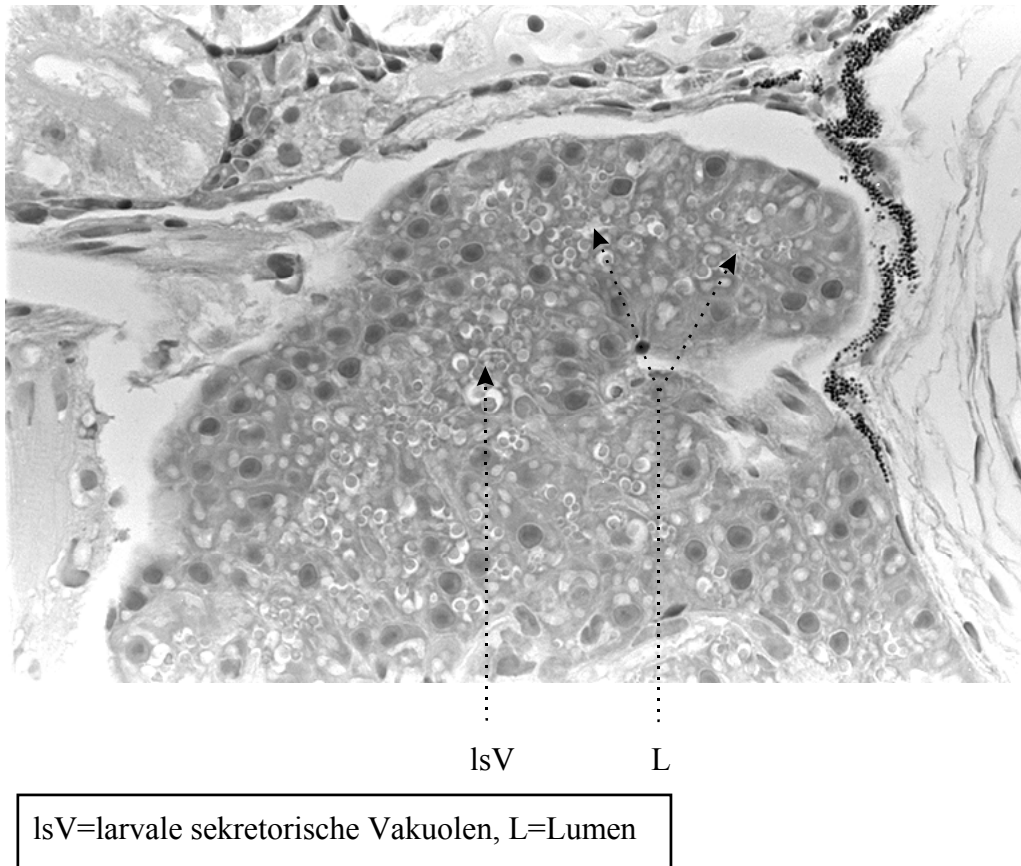
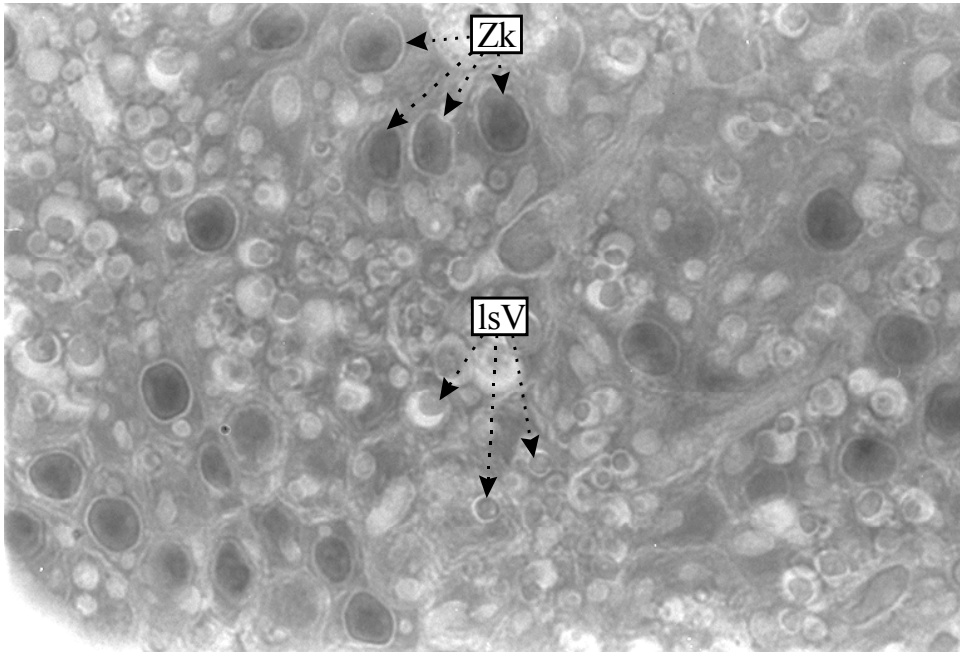


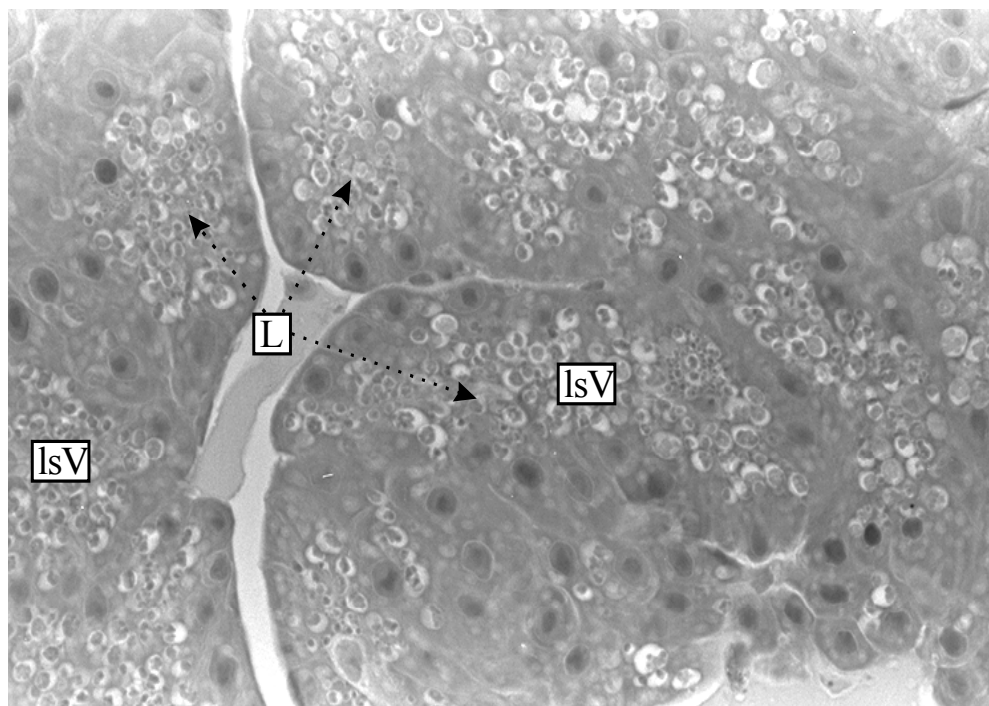
Abb. 49: Pankreasanlage einer 12 Tage alten, 7,2 mm langen Protopterygiolarve; HE, 570x

Aufgrund der lichtmikroskopischen Ergebnisse läßt sich nicht mit Sicherheit sagen, ob bereits von den larvalen bzw. embryonalen Pankreaszellen sekretorische Proteine freigesetzt werden. Die zum Teil zu beobachtende Anfärbung des Lumens der Acini mit Eosin (z. B. Abb. 49 und 51) läßt dies jedoch vermuten. Auch die in allen Abbildungen zu sehende, dichte Ansammlung der sekretorischen Vakuolen um die Lumina legt diesen Schluß nahe.



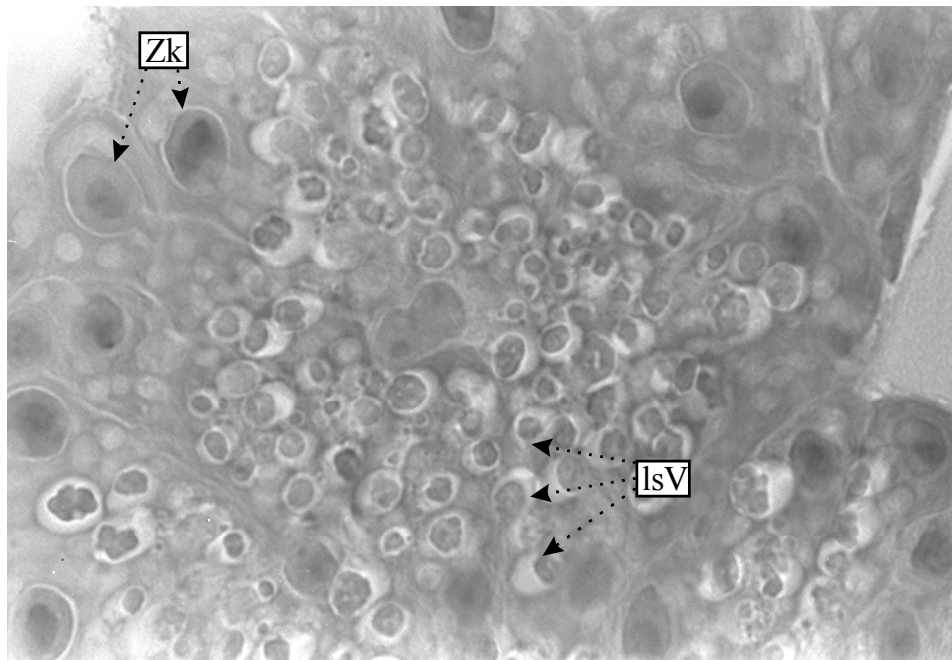
IsV=larvale sekretorische Vakuolen, Zk=Zellkerne

Abb. 50: Pankreasanlage einer 12 Tage alten, 7,2 mm langen Protopterygiolarve; HE, 1420x



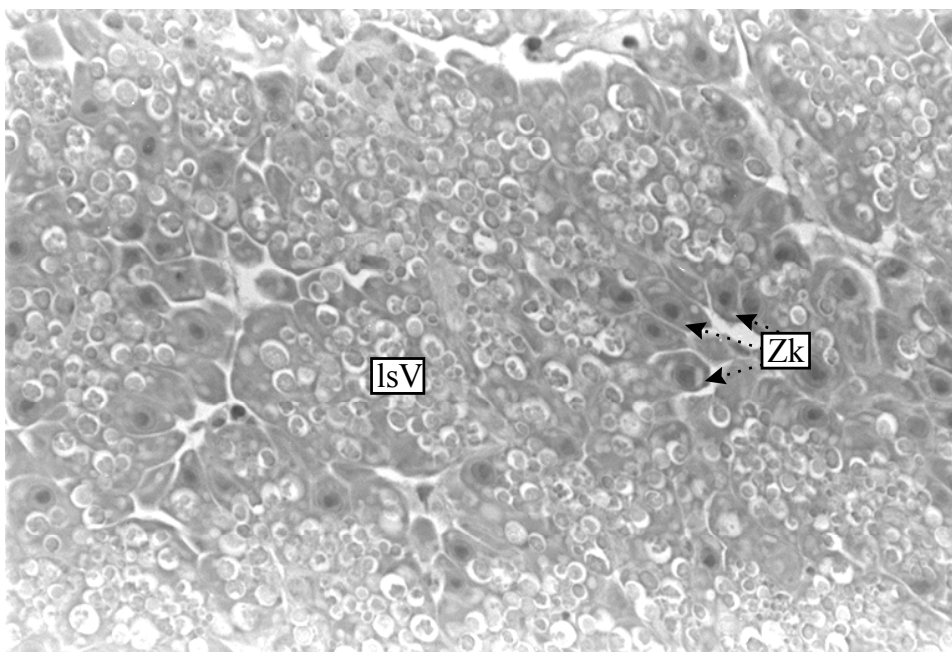
IsV=larvale sekretorische Vakuolen, L=Lumen

Abb. 51: Pankreasanlage einer 12 Tage alten, 9,4 mm langen Protopterygiolarve; HE, 570x



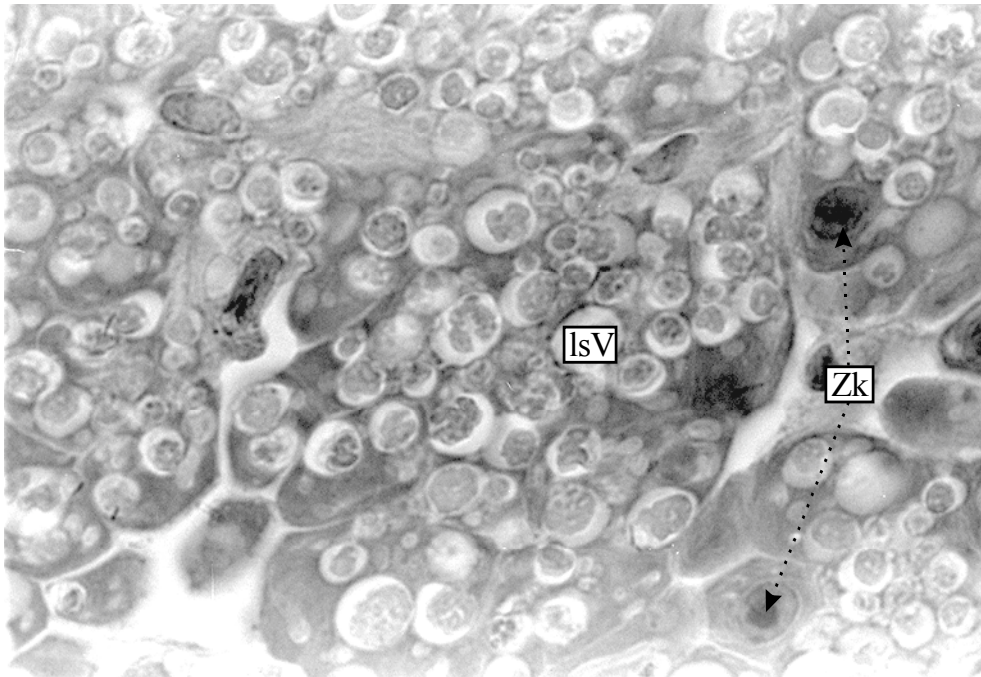
IsV=larvale sekretorische Vakuolen, Zk=Zellkerne

Abb. 52: Pankreasanlage einer 12 Tage alten, 9,4 mm langen Protopterygiolarve; HE, 1420x



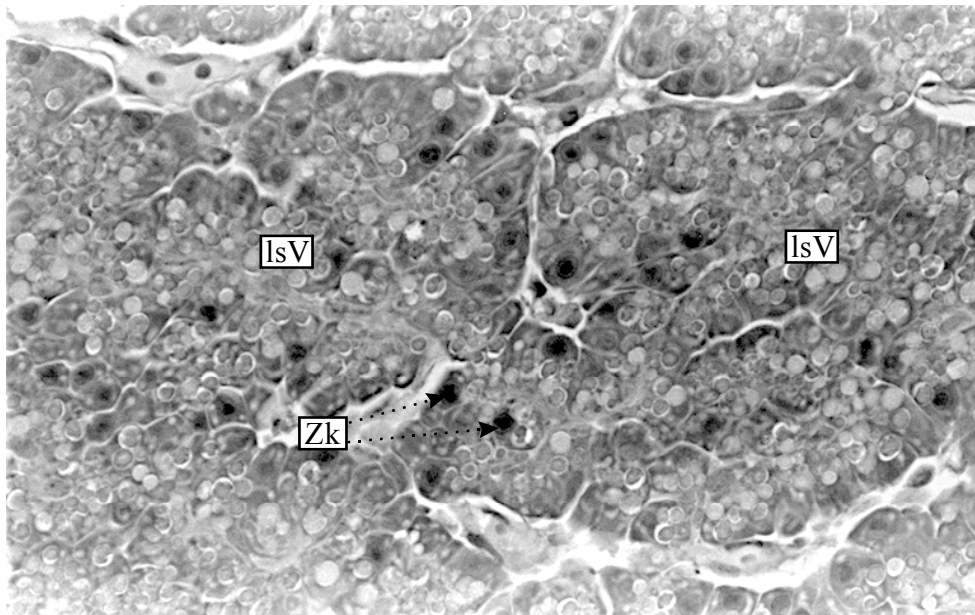
IsV=larvale sekretorische Vakuolen, Zk=Zellkerne

Abb. 53: Pankreasanlage einer 33 Tage alten, 12,7 mm langen Pterygiolarve; HE, 570x



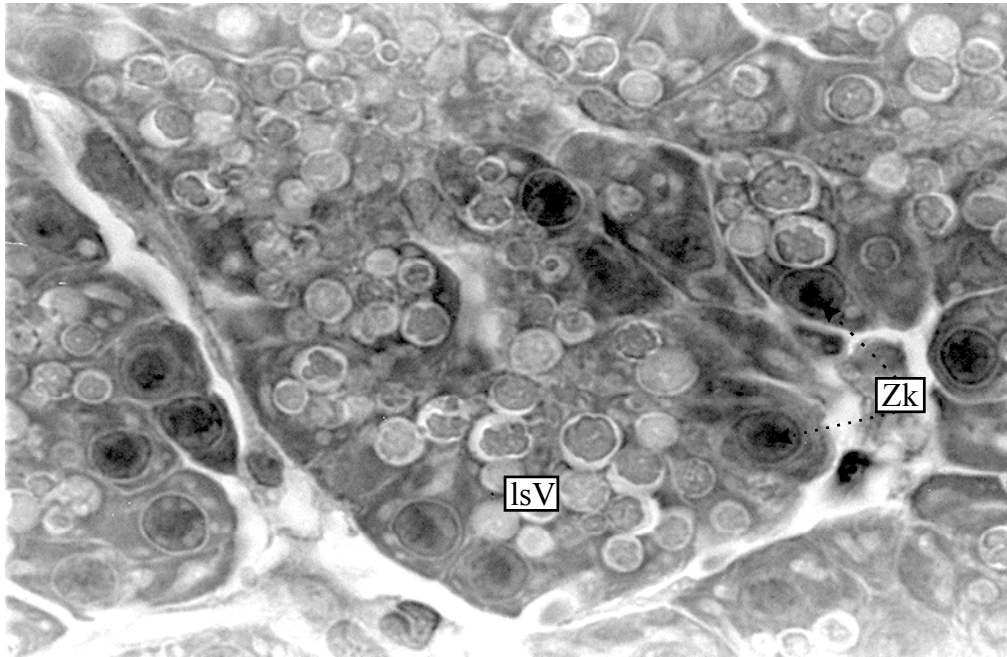
IsV=larvale sekretorische Vakuolen, Zk=Zellkerne

Abb. 54: Pankreasanlage einer 33 Tage alten, 12,7 mm langen Pterygiolarve;
HE, 1420x



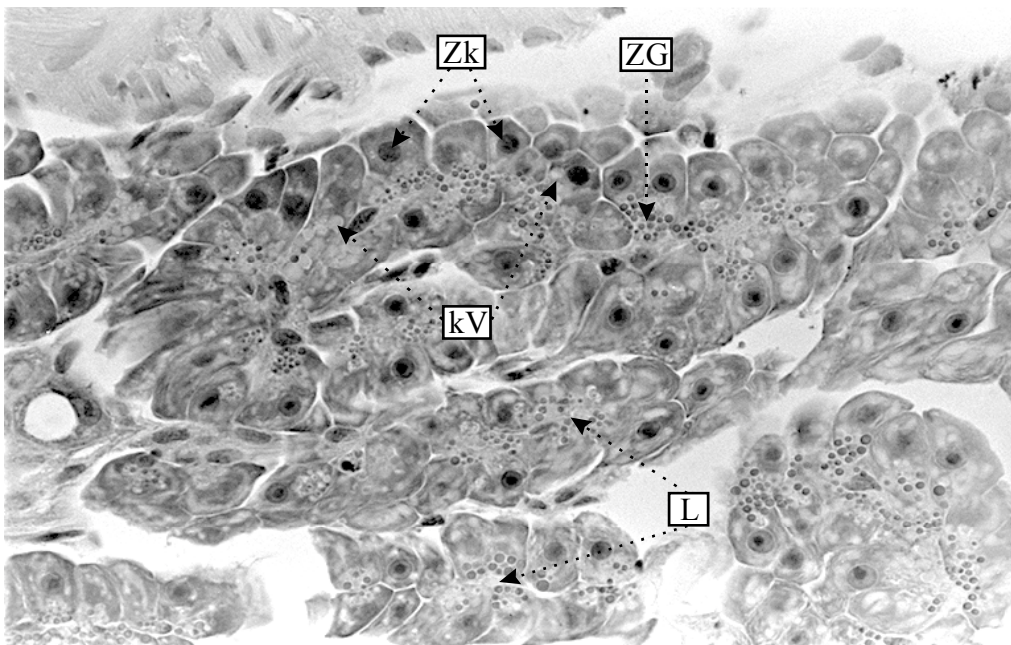
IsV=larvale sekretorische Vakuolen, Zk=Zellkerne

Abb. 55: Pankreasanlage einer 33 Tage alten, 17,8 mm langen Pterygiolarve;
HE, 570x



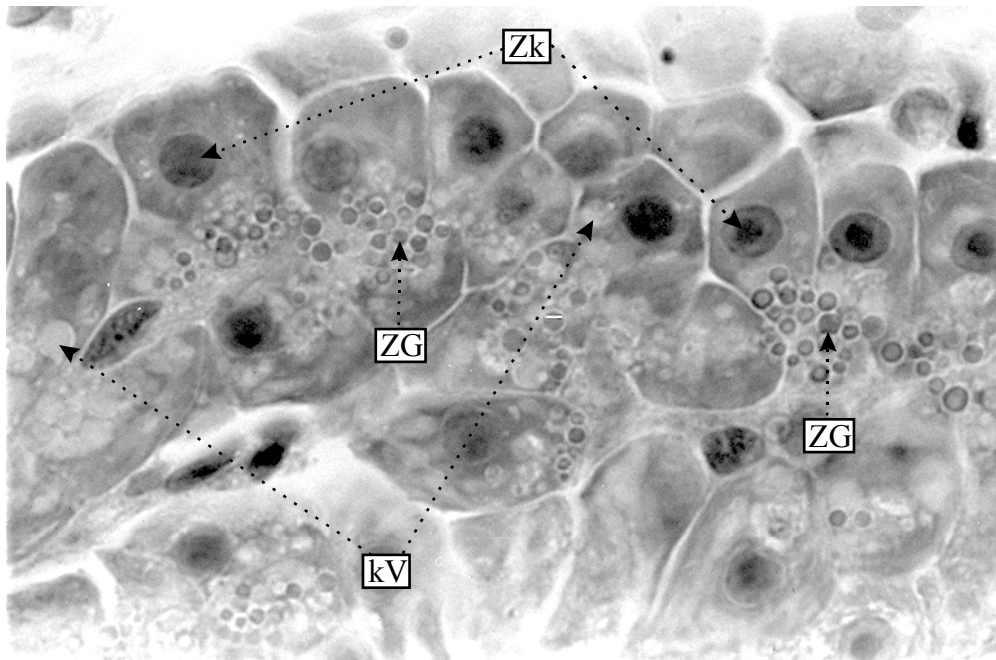
lsV=larvale sekretorische Vakuolen, Zk=Zellkerne

**Abb. 56: Pankreasanlage einer 33 Tage alten, 17,8 mm langen Pterygiolarve;
HE, 1420x**



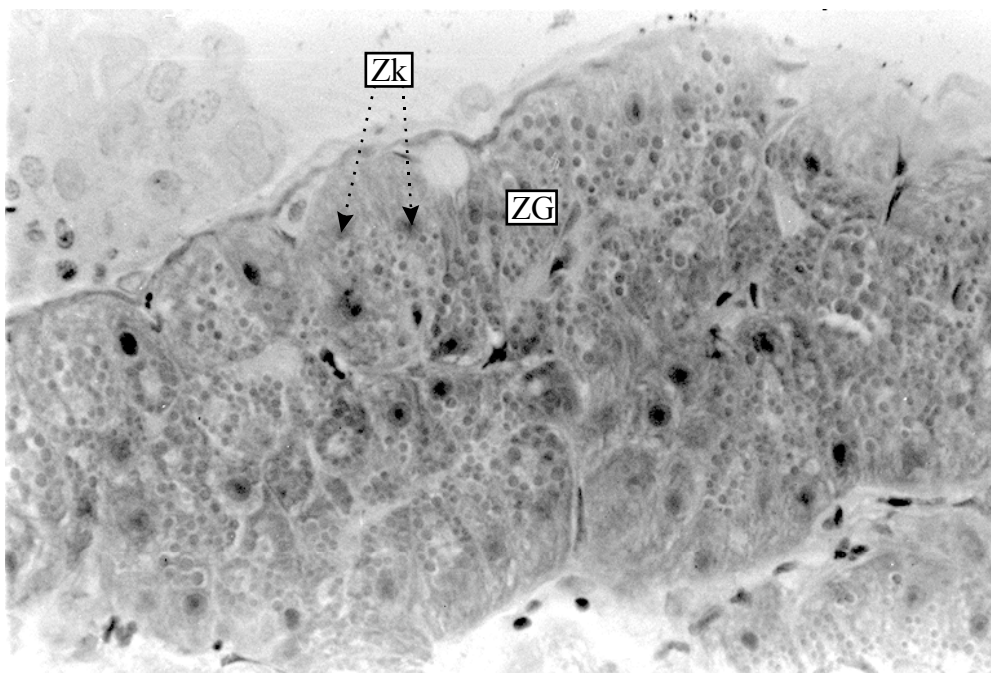
kV=kondensierende Vakuolen, L=Lumen, ZG=Zymogengranula, Zk=Zellkerne

**Abb. 57: Pankreas eines 47 Tage alten, 25,1 mm langen, juvenilen Barsches;
HE, 570x**



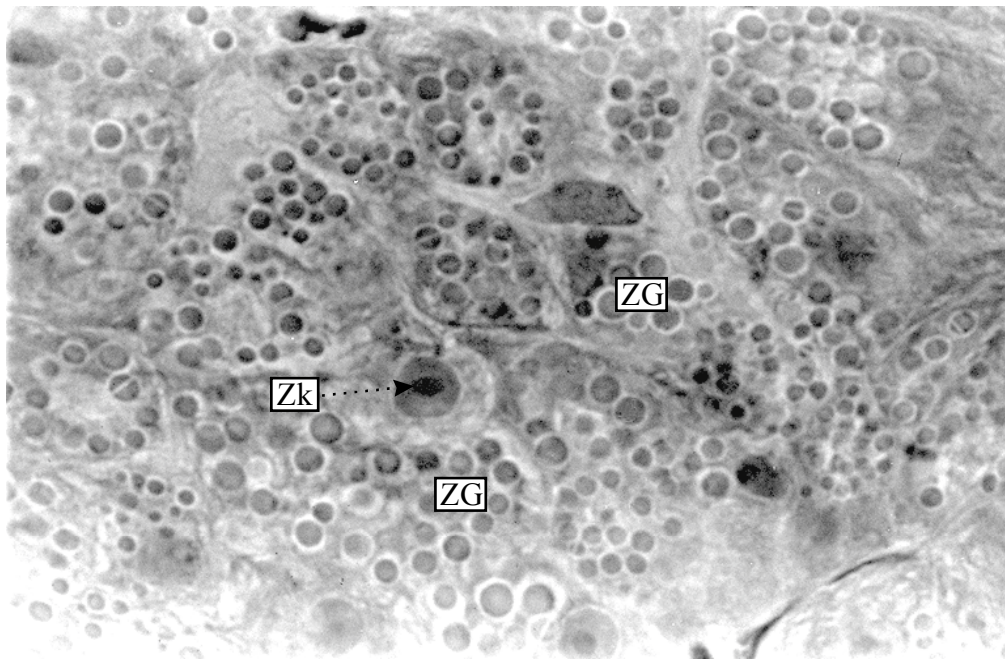
kV=kondensierende Vakuolen, ZG=Zymogengranula, Zk=Zellkerne

Abb. 58: Pankreas eines 47 Tage alten, 25,1 mm langen, juvenilen Barsches; HE, 1420x



ZG=Zymogengranula, Zk=Zellkerne

Abb. 59: Pankreas eines ca. 175 mm langen, adulten Barsches; HE, 570x



ZG=Zymogengranula, Zk=Zellkern

Abb. 60: Pankreas eines ca. 175 mm langen, adulten Barsches; HE, 1420x

4 DISKUSSION

4.1 DER EINFLUß VERSCHIEDENER FAKTOREN AUF DAS ÜBERLEBEN VON BARSCHLARVEN

Im Rahmen der vorliegenden Arbeit gelang es zum ersten Mal, Larven des Flußbarsches (*Perca fluviatilis*) aus dem Königssee in Aquarium- und Netzgehegehaltung über die ersten beiden Lebenswochen nach dem Schlupf hinaus großzuziehen. Die Überlebensraten dieser Tiere bei den erfolgreichen Versuchen betragen nach diesen 2 Wochen zwischen 0,45 und 3,96 %. Verschiedene Autoren bestätigten bei Aufzuchtversuchen die Beobachtung, daß die höchste Mortalität (oft bis zu 100 %) in den ersten beiden Lebenswochen auftritt (KUNZ 1964, MANSUETI 1964, DREYER 1987, NÄF 1990, RITTER 1990, SONDEREGGER 1990). Bei Laborversuchen von KUNZ (1964) mit *P. fluviatilis* bzw. von MANSUETI (1964) mit *P. flavescens* waren jeweils alle Larven nach 7 - 18 Tagen verendet. DREYER (1987) testete verschiedene Fertigfuttermittel für Fischbrut. Bei 10 Ansätzen mit je 50 bzw. 80 Barschlarven überlebten lediglich bei einem dieser Ansätze 4 Tiere. DREYER (1987) führte dies darauf zurück, daß das bei diesem Ansatz verwendete Fertigfutter Dauerstadien von Zooplanktern enthielt. Bei den anderen 9 Ansätzen trat jeweils eine Larvenmortalität von 100 % in den ersten beiden Lebenswochen auf. SONDEREGGER (1990) fütterte Barschlarven aus dem Zürichsee mit frischem Seeplankton und erzielte eine Überlebensrate von 0,06 % nach 50 Tagen.

Perca fluviatilis gehört zu den Fischarten mit hoher Fekundität. Solche Arten können laut BRAUM (1978) bis zu 99% Larvalmortalität aufweisen. Eine häufige Ursache hoher larvaler Mortalität während der frühen Entwicklung ist nach MAY (1974) ein Hungerzustand der Larven am Ende der Dottersackperiode. Die Stärke eines Jahrganges wird laut MAY (1974) ganz entscheidend vom Futterangebot kurz nach der Resorption des Dotters bestimmt. BLAXTER & EHRLICH (1974) definierten einen sogenannten "point of no return" (PNR). Der PNR ist erreicht, wenn 50% der Larven durch Hungern bereits so geschwächt sind, daß sie nicht mehr überleben können, selbst wenn dann wieder Nahrung vorhanden ist. Die Agonie dauert noch einige Tage an, jedoch sind die durch das Hungern entstandenen Schäden bereits irreversibel. Das Erreichen des PNR dauert nach MAY (1974) je nach Fischart unter-

schiedlich lange. Je älter und weiter entwickelt die Larven sind, desto länger können sie einen Hungerzustand ohne irreversible Schäden überleben.

Auch BALON (1960a) und BRAUM (1978) wiesen darauf hin, daß beim Übergang der Larven von endogener zu exogener Ernährung unbedingt adäquate Nahrung in ausreichender Menge vorhanden sein muß. Andernfalls würden die Larven besonders in diesem Stadium der Entwicklung sehr schnell zu schwach sein, um noch Nahrung erbeuten zu können. BALON (1960a) führte dazu Versuche an Karpfen, Zopen und Rotaugen aus der Donau durch. Er beobachtete, daß die Larven dieser Arten irreparable Schäden davontrugen, wenn sie in den ersten Tagen nach der Dotterresorption nicht gefüttert wurden. Wurde den Larven dagegen erst zu einem späteren Zeitpunkt nach dieser kritischen Phase das Futter entzogen, verlangsamte sich zwar ihre Entwicklung, sie überlebten jedoch bis zu mehreren Monaten. Bot man ihnen während dieser Zeit wieder Futter an, konnten sich diese Larven wieder erholen und nach einer Weile sogar die durchgehend gefütterten Larven in ihrem Wachstum überholen.

Eine hohe Mortalität von Barschlarven scheint auch natürlicherweise vorzukommen. THORPE (1977a) bezifferte die Überlebensraten der Larven von *Perca fluviatilis* und *P. flavescens* in natürlichen Gewässern bis zum Herbst mit 0,02 - 32,4 %.

Außer dem kritischen Übergang von endogener zu exogener Ernährung haben weitere Faktoren einen Einfluß auf die Überlebensraten von Barschen in ihrem erstem Lebensjahr: Eine mißlungene Füllung der Schwimmblase vor dem Schließen des Ductus pneumaticus bei Physoclisten (EGLOFF 1996) erhöht die Mortalität der Larven ebenso wie eine mangelnde Funktionalität des Verdauungstraktes in den ersten Lebenswochen (DABROWSKI 1984). WHITESIDE et al. (1985b) stellten fest, daß Larven von *Perca flavescens* vor allem im Litoral einem starken Feinddruck ausgesetzt sind. BYSTRÖM et al. (1998) zeigten, daß starke Nahrungskonkurrenz durch zooplanktivore Rotaugen (*Rutilus rutilus*) zu einem geringeren Wachstum der Barsche bis zum Herbst und in der Folge zu einer hohen Mortalität im darauf folgenden Winter führt. Sie postulierten, daß vor allem in Gewässern nördlicher Breiten ein erhöhtes Risiko für juvenile Barsche besteht, den langen Winter über zu verhungern. MEHNER et al. (1998b) konnten zeigen, daß höhere Jahrgangsstärken bei juvenilen Barschen mit höheren Frühjahrstemperaturen und daraus resultierenden, größeren Larven-

längen korreliert waren. Sie vermuteten, daß bei niedrigeren Wassertemperaturen mit geringerem Larvenwachstum ein erhöhter Fraßdruck durch größere Barsche und Zander wesentlichen Einfluß auf die Jahrgangsstärke hat. DÖRNER et al. (2001) stellten fest, daß insbesondere ab dem sommerlichen Einbruch der Daphnienpopulation larvale und juvenile Barsche die Hauptnahrung der ein- bzw. zweijährigen Barsche bilden.

4.1.1 NAHRUNGS-AUFNAHME DER LARVALEN UND JUVENILEN BARSCHEN AUS DEN NETZFÄNGEN UND VERFÜGBARKEIT GEEIGNETER NAHRUNG

Etwa 4-5 Tage nach dem Schlupf war der Dottervorrat der Barschlarven zum größten Teil verbraucht und sie begannen mit der exogenen Nahrungsaufnahme. Sie ernährten sich im Königssee in den ersten Lebenswochen im Pelagial ausschließlich von Zooplankton. Auch nach ihrer Rückwanderung in das Litoral stellte Zooplankton den weitaus größten Teil ihrer Nahrung dar.

Die Maulspalten der Barsche waren beim Schlupf stets bereits geöffnet. Nach SPANOVSKAYA & GRYGORASH (1977) war dies dagegen erst einige Tage nach dem Schlupf, nämlich zu Beginn der exogenen Ernährung der Fall. Eine Erklärung könnte sein, daß deren Barsche bei sehr hohen Wassertemperaturen erbrütet wurden, so daß der Schlupf bereits zu einem Zeitpunkt erfolgte, zu dem dies natürlicherweise nicht der Fall ist.

Die Larven besaßen zum Zeitpunkt des Freßbeginns eine schlechte Schwimmfähigkeit, es waren lediglich der larvale Flossensaum und die Anlagen der Brustflossen vorhanden. Die Schwimmblase war während der ersten 1-2 Wochen nach dem Schlupf noch nicht gefüllt. Die Larven mußten daher ständig gegen ein Absinken anschwimmen. Da allein dies bereits einen erhöhten Energiebedarf zur Folge hat, sollten aus energetischer Sicht als Erstnahrung geeignete Zooplankter möglichst langsam schwimmen und nicht zu schnellen Fluchtreaktionen befähigt sein. Darüber hinaus ist die Größe der larvalen Maulöffnung ein limitierender Faktor. TREASURER (1990) konnte bei Larven von *Perca fluviatilis* nachweisen, daß die Größe der aufgenommenen Nahrungspartikel von der Maulgröße bestimmt wird, welche mit der Larvenlänge in linearer Beziehung steht. Auch GUMA'A (1978) stellte mit zunehmender Maulgröße eine zunehmende Größe der Beutetiere fest. MEHNER et al. (1998a)

fanden bei Anfang Mai geschlüpften Larven von *Perca fluviatilis* Maulspalten von ca. 0,1 mm Größe. Folglich muß geeignete Erstnahrung eine entsprechend geringe Größe aufweisen.

SPANOVSKAYA & GRYGORASH (1977) beschrieben dagegen Cladoceren und in geringerem Maße auch Copepoden als Erstnahrung der Larven von *Perca fluviatilis*. Der Grad der Entwicklung der kleinsten Larvenstadien, für die von diesen Autoren konkrete Angaben zum Darminhalt gemacht wurden, entspricht jedoch bereits in etwa dem Übergang von der Protopterygiolarve zur Pterygiolarve. Somit waren diese Larven bereits ca. 10 mm lang. Über den Darminhalt kleinerer Larven wurde dagegen keine Aussage getroffen, obwohl SPANOVSKAYA & GRYGORASH (1977) beobachteten, daß die exogene Nahrungsaufnahme, ähnlich wie bei den Larven aus dem Königssee, schon bei Larvenlängen von 6 - 7 mm einsetzte. Insofern ist es zweifelhaft, daß Cladoceren und Copepoden tatsächlich die Erstnahrung der Larven darstellten. WHITESIDE et al. (1985a) untersuchten Larven von *Perca flavescens* und stellten Copepodide als Hauptnahrung bei Freßbeginn fest. Allerdings sollen sich diese Larven bis zum Erreichen einer Körperlänge von ca. 9 mm ausschließlich endogen ernährt haben, obwohl sie bereits mit Längen von 5,6 - 6,2 mm schlüpften. Eine Längenzunahme von rund 3 mm ohne Aufnahme exogener Nahrung würde aber im Vergleich zu den Larven von *Perca fluviatilis* aus dem Königssee einen deutlich größeren Dottervorrat voraussetzen. Die von MANSUETI (1964) untersuchten Larven von *Perca flavescens* hatten demgegenüber ihren Dottervorrat bei Erreichen einer Körperlänge von ca. 7 mm größtenteils verbraucht und begannen mit der exogenen Ernährung. Es erscheint daher ebenfalls zweifelhaft, daß die Copepodide bei den von WHITESIDE et al. (1985a) untersuchten Larven tatsächlich deren Erstnahrung darstellten.

Als Erstnahrung für Barschlarven geeignete Zooplankter sollten vielmehr eine deutlich langsamere Schwimmggeschwindigkeit im Vergleich zu planktischen Crustaceen aufweisen, um den Energieaufwand für den Beutefang möglichst gering halten zu können. Hinzu kommt die geringe Größe der Maulspalten der Barschlarven beim Übergang zu exogener Ernährung. Diese beiden Faktoren sollten Rotatorien als Erstnahrung der Barschlarven prädestinieren. Wie bereits in RICHTER (1991) zusammengefaßt, konnte durch die hier vorgelegte Arbeit eine Präferenz der Larven für Rotatorien in den ersten Wochen ab Freßbeginn auch bestätigt werden: 1989 bestand die erste exogene Nahrung der Larven (Größenklasse

< 7 mm) ausschließlich aus Rotatorien der Gattung *Polyarthra*. In den darauf folgenden 4 - 5 Wochen, während derer sich die Larven im Pelagial aufhielten, fraßen sie (Größenklassen von 7 bis 12 mm) im Mittel zum weitaus größten Teil ebenfalls *Polyarthra sp.* Dieses Freßverhalten ging 1989 allerdings auch einher mit hohen Abundanzen von *Polyarthra sp.* im See. BOHL (1982) beschrieb die Erhöhung der Selektivität für bestimmte Plankter mit deren zunehmender Individuendichte. Im Gegensatz zu 1989 konnte *Polyarthra sp.* 1990 in den Planktonfängen nur in äußerst geringen Mengen nachgewiesen werden. Trotzdem hatten die pelagischen Barschlarven im Mittel auch 1990 *Polyarthra sp.* in starkem Maße selektiert. Allerdings mußten sie in diesem Jahr bereits bei der Ersnahrung (Größenklasse < 7 mm) zusätzlich auch auf Naupliuslarven ausweichen, um ihren Nahrungsbedarf decken zu können. Mehrere Autoren bestätigten diese Ergebnisse: SIEFERT (1972 bei *Perca flavescens*), MENSCHUTKIN et al. (1968), SONDEREGGER (1990) und BYSTRÖM et al. (1998) fanden Rotatorien als Hauptanteil der Ersnahrung von Barschlarven. Nach den Untersuchungen von ROGOWSKI & TESCH (1960), HARTMANN (1983) und TREASURER (1990) hatten die Larven von *Perca fluviatilis* in erster Linie Nauplien als erste Nahrung aufgenommen. Die von GUMA'A (1978) und MEHNER (1993) untersuchten Barschlarven hatten in jeweils aufeinander folgenden Jahren ebenfalls unterschiedliche Nahrung aufgenommen.

Die größten von LAXHUBER (1984) für den Königssee beschriebenen Individuendichten von *Polyarthra sp.* lagen um 45.000 Ind/m³. Bei den vorliegenden Untersuchungen erreichte *Polyarthra sp.* im See 1989 maximal 24.300 Ind/m³, während 1990 lediglich zwischen 0 und 320 *Polyarthra sp.*/m³ vorhanden waren. Es ist anzunehmen, daß die Barschlarven im oligotrophen Königssee zumindest in manchen Jahren mit einem weit unter dem Optimum liegenden Angebot an der von ihnen bevorzugten Ersnahrung konfrontiert sind.

Mit Sicherheit erhöht sich die Mortalität der Barschlarven, wenn zu Beginn der exogenen Ernährung ein Mangel an Nährtieren geeigneter Größe bzw. Schwimmgeschwindigkeit herrscht. In solchen Mangeljahren überleben in erster Linie die Larven, die zu diesem Zeitpunkt bereits weit genug entwickelt sind, um auch größere und schnellere Ersnahrung als z. B. *Polyarthra sp.* erbeuten zu können. Weniger weit entwickelte Larven haben entsprechend geringere Chancen auf einen erfolgreichen Beuteerwerb. Ein Vergleich beider Untersuchungsjahre im Hinblick auf den Anteil gefüllter Darmtrakte bei den Protopterygiolarven der Größenklasse < 7 mm unterstreicht dies: Im „*Polyarthra*- Mangeljahr“ 1990 wiesen

69 % der untersuchten pelagischen Larven bzw. 86 % der A- Larven dieser Größenklasse noch völlig leere Darmtrakte auf. Dagegen hatten bei den hohen Abundanz von *Polyarthra sp.* im Jahr 1989 nur 33 % der pelagischen Larven bzw. 50 % der A- Larven < 7 mm noch keinerlei Nahrung im Darmtrakt. Von den nur 1989 auf ihren Darminhalt untersuchten G- Larven < 7 mm wiesen sogar nur 9 % einen leeren Darmtrakt auf.

Die Rotatorienart *Kellicottia longispina* war in beiden Untersuchungsjahren in ähnlich hohen, teilweise sogar höheren Individuendichten vorhanden als die Naupliuslarven. Zudem schwimmt sie, ebenso wie *Keratella cochlearis*, langsamer als Nauplien. Trotzdem wurden beide Rotatorienarten - abgesehen von Einzelfunden - von den Barschlarven nicht gefressen. Dies dürfte mit ihrem Körperbau zusammenhängen. *Kellicottia longispina* besitzt sehr lange Schwebefortsätze, die bei den noch kleinen Maulöffnungen der jungen Larven beim Fressen hinderlich sein dürften. *Keratella cochlearis* dagegen weist einen harten Panzer auf, der ebenfalls beim Fressen störend sein bzw. die Verwertung im Darmtrakt der Larven erschweren könnte. Laut BLAXTER (1969) weisen die Larven einer Reihe von Fischarten bereits zu einem sehr frühen Zeitpunkt ihrer Entwicklung in der Mundhöhle Geschmacksknospen auf. Ob den Larven bestimmte potentielle Nährtiere schlecht schmecken und diese deshalb nicht gefressen werden, ist jedoch nicht bekannt.

Die in das Litoral zurückgekehrten larvalen und juvenilen Barsche der Größenklassen von 15 bis > 25 mm wiesen in beiden Untersuchungsjahren im Vergleich zu den pelagischen Larven völlig unterschiedliche Darminhalte auf. Aufgrund ihrer gegenüber den pelagischen Larven deutlich größeren Maulspalten war für sie die Aufnahme von adulten Crustaceen unproblematisch. Sie bevorzugten dabei Cladoceren stark gegenüber Copepoden und deren Nauplien bzw. *Polyarthra sp.* Mehrere Autoren beschrieben deutlich bessere Fluchtreaktionen von Copepoden im Vergleich zu Cladoceren (BROOKS 1968, DRENNER et al. 1978, SAVINO & HUDSON 1995). Auch die larvalen und juvenilen Barsche aus dem Litoral des Königssees hatten, abgesehen von zwei Ausnahmen (9./10.8.1989, Larven > 25 mm und 11./12.7. 1990, Larven 20-25 mm, siehe unten) entsprechend einer Kosten-Nutzen-Rechnung im Mittel immer die langsamer schwimmenden Zooplankter bevorzugt. Am stärksten hatten sie dabei in beiden Untersuchungsjahren *Ceriodaphnia quadrangula* selektiert. 1990 entspricht dieses Ergebnis den hohen Abundanz von *Ceriodaphnia quadrangula* im See, ist also mit einer Präferenz aufgrund eines großen Angebotes begründbar

(BOHL 1982). 1989 wies dagegen *Ceriodaphnia quadrangula* deutlich geringere Abundanzen auf als *Bosmina longispina*. In diesem Fall kann eindeutig von einer aktiven Selektion von *Ceriodaphnia quadrangula* durch die Barsche gesprochen werden. Sie bevorzugten somit 1989 die größere (vgl. Kap. 8, Abb. A5 und A6) gegenüber der zwar häufiger im See vorhandenen, jedoch kleineren Art. ROMARE (2000) konnte nachweisen, daß späte Larven- bzw. frühe juvenile Stadien von *Perca fluviatilis* ein besseres Wachstum zeigen, wenn größere Cladoceren wie *Ceriodaphnia*, *Daphnia* oder *Polyphemus* verfügbar sind und nicht mit kleineren Arten wie *Bosmina* oder *Chydorus* vorlieb genommen werden muß. *Daphnia hyalina* wurde in beiden Untersuchungsjahren von den Königsseebarschen nur am zweitstärksten selektiert, obwohl diese Art wiederum größer ist als *Ceriodaphnia quadrangula* (vgl. Kap. 8, Abb. A4 und A5) und somit mehr Energiegewinn je Beutefang verspricht. Ein Grund hierfür könnte der lange Dornfortsatz von *Daphnia hyalina* sein, der bei der Nahrungsaufnahme hinderlich sein dürfte.

1989 hatte etwa ein Drittel der untersuchten larvalen und juvenilen Barsche aus dem Litoral bei geringen Abundanzen der bevorzugten Art *Ceriodaphnia quadrangula* je eine Chironomidenlarve (bzw. in zwei Fällen eine Dipterenpuppe) gefressen. Auch dies könnte in das Bild einer Kosten-Nutzen-Rechnung passen: Diese benthischen Beutetiere weisen im Vergleich zu den planktischen Crustaceen ein mehrfaches an Körpergröße und somit auch an Energiegehalt auf. 1990 nutzten die Barsche bei den hohen Abundanzen von *Ceriodaphnia quadrangula* Benthosorganismen als Nahrungsquelle (mit Ausnahme einer einzigen Dipterenpuppe) allerdings nicht. Die von PERSSON & GREENBERG (1990) sowie BYSTRÖM et al. (1998) untersuchten juvenilen Barsche wichen nur im Fall von Nahrungskonkurrenz durch Rotaugen auf benthische Nahrung aus. Beim Fehlen von Rotaugen fraßen sie bevorzugt pelagische Cladoceren. Ob im Litoral des Königssees möglicherweise die dort zahlreich vorhandenen Elritzen zumindest in manchen Jahren eine Konkurrenz für die juvenilen Barsche darstellen, so daß diese auf benthische Nahrung ausweichen müssen, wurde bisher nicht näher untersucht.

An zwei Fangtagen hatten die larvalen und juvenilen Barsche im Litoral sehr stark Copepoden selektiert. Am 9./10.8.1989 bevorzugten die Barsche > 25 mm *Cyclops abyssorum* mit einem Selektivitäts- Index D von + 0,99, während alle anderen Zooplankter stark abgelehnt wurden. Am 11./12.7.1990 selektierten die Barsche von 20-25 mm Länge *Arctodiap-*

tomus alpinus ($D = + 0,56$) stärker als *Daphnia hyalina* ($D = + 0,37$) und *Ceriodaphnia quadrangula* ($D = + 0,13$). Außerdem hatten am 9./10.8.1989 die Barsche von 15-20 mm Länge neben *Ceriodaphnia quadrangula* und *Daphnia hyalina* sehr stark *Polyarthra sp.* selektiert ($D = + 0,90$). Diese Ergebnisse müssen als Hinweis auf die Zooplanktonpatchiness (LAMPERT & SOMMER 1993) gewertet werden. Treffen die Barsche auf eine Ansammlung einer bestimmten Planktonart, so wird diese genutzt, auch wenn die Art eigentlich nicht zu den von ihnen bevorzugten Nährtieren gehört. Zooplanktonpatchiness ist auch als Grund dafür anzusehen, daß Larven der selben Größenklasse innerhalb eines bestimmten Larvenfanges Planktonorganismen individuell oft stark unterschiedlich selektiert hatten (vgl. hierzu Kap. 7.1 und 7.2).

Trotz ihres Aufenthaltes im Litoral fraßen die larvalen und juvenilen Barsche hauptsächlich pelagische Cladocerenarten. Dies dürfte durch die steil abfallenden Ufer des Königssees in den Bereichen der Larvenfänge begründet sein. Das Pelagial reicht hier bis auf wenige Meter an das Ufer heran. Das Nahrungsangebot im Litoral unterscheidet sich hier somit, abgesehen von benthischen Organismen (siehe oben), nicht wesentlich von jenem im Pelagial. Der Wechsel von *Polyarthra sp.* und Nauplien zu adulten Cladoceren und Copepoden als Hauptnahrung dürfte daher nicht im Habitatwechsel der Larven vom Pelagial ins Litoral, sondern vielmehr in ihrer zunehmenden Größe und Entwicklung begründet gewesen sein.

4.1.2 NAHRUNGS-AUFNAHME DER IN AQUARIUM BZW. NETZGEHEGE GEHALTENEN BARSCHLARVEN UND AUFZUCHTERFOLG

Während die G-Larven < 7 mm im Mittel 51 bzw. 28 *Polyarthra sp.* gefressen hatten, wiesen die A-Larven dieser Länge im Mittel lediglich 3 bzw. 1 *Polyarthra sp.* (und 0,25 Nauplien) im Darmtrakt auf. Dieser Unterschied der Darminhalte der kleinsten A- bzw. G-Larven würde vermuten lassen, daß die im Netzgehege im See gehaltenen Larven besser überleben konnten als jene im Aquarium. Der Aufzuchterfolg im Aquarium war jedoch - alle Versuche zusammengenommen - bei ca. 5900 eingesetzten Larven mit 43 überlebenden Tieren nach 14 Tagen wesentlich besser als im Netzgehege (6 überlebende Larven bei insgesamt ca. 6000 eingesetzten Tieren). Das Gehegenetz muß jedoch für die durch die Lichtfalle angelockten, als Erstnahrung geeigneten, kleineren Zooplankter gut passierbar

gewesen sein. Innerhalb des Geheges waren stets adulte planktische Crustaceen mit bloßem Auge zu beobachten. Wenn die Gehegemaschen für diese Zooplankter groß genug waren, so erst recht für Nauplien und Rotatorien. Außerdem entsprach die im Darminhalt der G- Larven < 7 mm gefundene mittlere Anzahl von *Polyarthra sp.* in etwa jener der im Pelagial gefangenen Larven. Dies spricht ebenfalls dafür, daß im Netzgehege genügend als Erstnahrung geeignete Beutetiere zu finden waren. Möglicherweise wurde der Aufzuchterfolg im Netzgehege jedoch aufgrund von Witterungseinflüssen (wiederholt starker Wellengang bei Gewittern) beeinträchtigt. Da bei solchen Verhältnissen der Gehegedeckel nicht ganz dicht schloß, dürften hierbei auch immer wieder Larven entkommen sein.

NÄF (1990) sprach von einem nennenswerten Einfluß von Kannibalismus auf die Überlebensraten von Barschlarven in natürlichen Gewässern. Er kam zu dem Ergebnis, daß Kannibalismus neben der Verfügbarkeit bzw. Verwertbarkeit von Nahrung und neben dem Fraßdruck durch Räuber zu den Haupteinflüssen zählt, welche die Jahrgangsstärken von Barschpopulationen bestimmen. SMILY (1952) berichtete dagegen von einem nur kurzzeitigen Auftreten von Kannibalismus im Sommer und auch GUMA'A (1978) konnte dieses Phänomen in Seen nur selten beobachten. TREASURER (1990) und HAMMER (1985) stellten sogar keinerlei Kannibalismus bei *Perca fluviatilis* in natürlichen Gewässern fest. SPANOVSKAYA & GRYGORASH (1977) fanden Kannibalismus bei *Perca fluviatilis* erst bei Larven ab Längen von 10 - 13 mm und bei den von MEHNER et al. (1996) untersuchten Barschen trat Kannibalismus erst bei Tieren mit Körperlängen > 40 mm auf. Während der hier durchgeführten Untersuchungen im Aquarium mußte in Einzelfällen das Auftreten von Kannibalismus vermutet werden, nachdem einzelne Pterygiolarven oder Juvenile verschwunden waren, ohne daß Löcher am Aquariumablauf vorhanden gewesen wären, durch welche die Tiere hätten entkommen können. Das unterschiedlich starke Auftreten von Kannibalismus dürfte sicherlich mit dem jeweiligen Vorhandensein geeigneter sonstiger Nahrung in Zusammenhang stehen. Begünstigt wird es aber auch durch eine hohe Fischdichte sowie ein auch bei den hier vorgelegten Untersuchungen beobachtetes, zum Teil beträchtliches "Auseinanderwachsen" von gleichaltrigen Tieren. Um den Einfluß von Kannibalismus bei Aufzuchtversuchen mit Barschlarven so gering wie möglich zu halten sollte eine Methode gefunden werden, die Tiere von Zeit zu Zeit in verschiedene Größenklassen voneinander zu trennen.

4.1.3 FUNKTIONALITÄT DER LARVALEN VERDAUUNGSORGANE UND VERWERTUNG DER AUFGENOMMENEN NAHRUNG

DABROWSKI (1984) unterscheidet nach morphologischen, histologischen und physiologischen Gesichtspunkten drei Typen von Fischlarven:

1. Salmoniden, die einen großen, lang anhaltenden Dottervorrat besitzen und beim Übergang von der Dotterresorption zur exogenen Ernährung bereits einen funktionellen Magen ausgebildet haben.

2. Magenlose Fische, die einen in drei Abschnitte zu unterscheidenden Darmtrakt aufweisen. Auch die Darmtrakte ihrer Larven zeigen diese Dreiteilung, wobei die Enterozyten bereits den gleichen histologischen und somit wahrscheinlich auch funktionellen Charakter besitzen wie bei adulten Tieren.

3. Fische, die erst im Laufe ihrer Larvalentwicklung einen funktionellen Magen ausbilden, sich aber schon über einen mehr oder weniger langen Zeitraum vorher exogen ernähren müssen, da sie ihren Dottervorrat wenige Tage nach dem Schlupf verbraucht haben.

Der dritte Typ ist am häufigsten vertreten. Der Zeitraum vom Schlupf bis zum Beginn der Ausdifferenzierung eines funktionellen Magens ist dabei bei verschiedenen Arten unterschiedlich lang. Beim Kiemensackwels (*Clarias lacera*) sind bereits 5 Tage nach dem Schlupf erste Magendrüsen zu finden (STROBAND & KROON, 1981). Bei Coregonen beginnt die Magenentwicklung dagegen erst etwa 3 Wochen nach dem Schlupf (MÄHR et al. 1983; FRIEDHOFER 1994). GOVONI (1980) stellte fest, daß sich bei Larven von *Leiostomus xanthurus* ein funktioneller Magen mit Verdauungsdrüsen erst mit dem Beginn der Metamorphose entwickelt. Auch Perciden müssen für einen längeren Zeitraum nach dem Schlupf ohne funktionellen Magen auskommen: BARAGI & LOVELL (1986) konnten bei *Morone saxatilis* (Verwandter des Wolfsbarsches) Pepsin im Verdauungstrakt nicht vor Tag 16 nachweisen. GRIZZLE & CURD (1978) beschrieben erste Magendrüsen beim Grundbarsch *Percina caprodes* erst ab dem 32. Tag nach dem Schlupf. Wie in der vorliegenden Arbeit gezeigt werden konnte, unterliegt auch der Darmtrakt der Larven von *Perca fluviatilis* in den ersten 4 - 5 Lebenswochen histologisch gesehen keinen bedeutenden Ver-

rungen. Die bereits bei Protopterygiolarven zu beobachtende Ausweitung des Darmabschnittes caudal des Ösophagus stellt keine Magenanlage dar. Sie dürfte lediglich der Anpassung an unterschiedlich gute Nahrungsangebote dienen, um bei reichhaltigem Angebot möglichst viel Nahrung aufnehmen zu können (vgl. GOVONI 1980).

Entscheidende Veränderungen sowohl im makromorphologischen als auch im histologischen Bild traten bei den Barschlarven aus dem Königssee erst mit dem Beginn der Metamorphose zum juvenilen Barsch bei Larvenlängen ab etwa 15 mm und einem Alter der Larven von 4 - 5 Wochen auf. Erst nach dieser Zeit begann sich caudal des Ösophagus der typische Magenblindsack auszustülpfen, in welchem erste Magendrüsen zu finden waren. Diese enthielten erstmals Drüsenzellen, welche feine Zymogengranula aufwiesen, die auf eine Produktion von Pepsinogen schließen lassen. Da beim Flußbarsch die HCl-produzierenden Belegzellen fehlen, die Drüsenzellen jedoch entsprechende Ultrastrukturen aufweisen, gingen NOAILLAC-DEPEYRE & GAS (1978) davon aus, daß diese gleichzeitig auch für die Produktion von HCl verantwortlich sind. KAWAI & IKEDA (1973b) stellten bei *Cyprinus carpio* und *Acanthopagrus schlegelii* im Darmtrakt keine Pepsinaktivität vor der Entwicklung von Magendrüsen fest. Es ist nicht bekannt, daß bis zum Erscheinen von Magendrüsen andere Zellen im Darmtrakt von magenlosen Fischlarven Pepsinogen und HCl produzieren. HCl erleichtert die vollständige Hydrolyse zu Peptiden und Aminosäuren durch Trypsin, Chymotrypsin und Aminopeptidasen in Mittel- und Enddarm (GOVONI 1986). Auch die hier untersuchten Barschlarven dürften in den ersten Wochen exogener Ernährung sehr wahrscheinlich nicht in der Lage gewesen sein, selbst für eine Vorverdauung von Proteinen durch Pepsin und HCl zu sorgen.

Über die Ausstattung von Fischlarven mit Verdauungsenzymen liegen eine Reihe von Untersuchungsergebnissen vor: KAWAI & IKEDA (1973a) fanden bei der Regenbogenforelle, daß die Aktivitäten von Pepsin, Trypsin, Amylase und Maltase im Verdauungstrakt nach dem Schlupf kontinuierlich zunahmen. Außerdem stiegen die Enzymaktivitäten mit zunehmendem Proteingehalt der Nahrung. Bei *Acanthopagrus schlegelii* konnten KAWAI & IKEDA (1973b) im Verdauungskanal ab dem 3. Tag Trypsin, ab dem 11. Tag Amylase feststellen. COUSIN et al. (1987) untersuchten Larven vom Steinbutt (*Scophthalmus maximus*) vom Schlupf bis zum 40. Tag auf die Enzymausstattung des Darmtraktes. Ab dem 1. bis 4. Tag konnten saure und alkalische Phosphatase, unspezifische Proteasen, Amino-

peptidase, Amylase und unspezifische Esterase nachgewiesen werden. Lipase war erst ab Tag 15 bei beginnender Metamorphose vorhanden. BARAGI & LOVELL (1986) stellten bei Larven des dem Wolfsbarsch verwandten *Morone saxatilis* ab dem 4. Tag nach dem Schlupf die Anwesenheit von Trypsin, Chymotrypsin, Carboxypeptidase A und Amylase im Verdauungstrakt fest. Pepsin war erst ab Tag 16 nachweisbar. Die Aktivitäten der Enzyme (außer Pepsin) lagen zum Zeitpunkt der ersten Nahrungsaufnahme bei 25-60 % der Aktivitäten des 32. Tages. Bei Heringslarven, die mit Nauplien gefüttert wurden, zeigten PEDERSEN et al. (1987), daß die Trypsin- bzw. Trypsinogenaktivitäten im Darmkanal in den ersten Tagen nach der Dotterresorption zunächst abnehmen und dann wieder stark ansteigen. Stand den Larven mehr Nahrung zur Verfügung, war auch der Enzymgehalt deutlich höher. SEGNER et al. (1989) untersuchten den Verdauungstrakt von Coregonenlarven auf Trypsin, Aminopeptidase, Maltase, alkalische Phosphatase und unspezifische Esterase. Alle Enzyme waren ab dem 13. Tag vorhanden. KÖCK & HOFER (1989) schließlich stellten eine Trypsinaktivität im Darmtrakt sowohl bei Larven von *Coregonus sp.* als auch von *Rutilus rutilus* fest.

Inwieweit den in den ersten 4 - 5 Wochen nach dem Schlupf magenlosen Flußbarschlarven von der Leber oder in den Darmepithelzellen produzierte Verdauungsenzyme zur Verfügung stehen, wäre ein wichtiger Gegenstand weiterer Untersuchungen. Eine pinocytotische Aufnahme und intrazelluläre Verdauung von Proteinen kennt man sowohl von Säugetierföten und juvenilen Säugern als auch von Fischlarven und adult magenlosen Fischen (GOVONI et al. 1986). NOAILLAC-DEPEYRE & GAS (1979) stellten fest, daß im Mitteldarm von adulten Flußbarschen eine Pinocytose von exogenen Proteinen stattfindet. Ob auch die Larven über einen solchen Verdauungsmechanismus verfügen, um das Fehlen eines funktionellen Magens zumindest teilweise ausgleichen zu können, ist bislang nicht bekannt. MITCHELL et al. (1986) konnten bei Larven vom Glasaugenbarsch (*Stizostedion vitreum*) intrazelluläre Verdauungsmechanismen nachweisen. Hierbei waren saure und alkalische Phosphatase, unspezifische Esterase und Aminopeptidase beteiligt. Die Enzymaktivitäten waren zunächst schwach und nahmen mit dem Alter der Larven zu. Trotz des Vorhandenseins dieser Verdauungsmechanismen ist die Überlebensrate bei Aufzuchtversuchen mit Kunstfutter aber auch bei diesem nordamerikanischen Verwandten des Zanders äußerst gering.

Es ist anzunehmen, daß die Barschlarven während der ersten 4 - 5 Wochen nach dem Schlupf auf exogene Enzyme aus den von ihnen aufgenommenen Zooplanktern angewiesen sind, um die Nahrungsverwertung effizienter zu gestalten. Hierfür sprechen z. B. die Ergebnisse von DABROWSKI & GLOGOWSKI (1977) an Brut von Karpfen, Grasfisch, Renke und Regenbogenforelle. Sie konnten nachweisen, daß proteolytische Enzyme aus der Nahrung einen hohen Anteil an den Verdauungsprozessen der Larven ausmachen. LAUFF & HOFER (1984) stellten fest, daß in sehr jungen Coregonenlarven ein Großteil der Trypsinaktivität von der aufgenommenen Nahrung (*Moina sp.*, Cladocera) herrührte. Laut DABROWSKI (1984) übernehmen bei Fischlarven ohne funktionellem Magen exogene Enzyme 70-80 % der Verdauung.

Für die Notwendigkeit exogener Enzyme bei jungen Barschlarven sprechen neben dem fehlenden Magen noch weitere Gründe: In den Darm abgegebene proteolytische Enzyme können von adulten Fischen im Enddarm rückresorbiert werden (HOFER & SCHIEMER 1981). Bei Fischlarven ist eine Rückresorption aufgrund des kurzen Darmtrakts unmöglich (HOFER 1986, HOFER & NASIR UDDIN 1985). Wenn Enzyme in den Darm abgegeben werden, der Aufschluß der Nahrung jedoch nur ungenügend ist, hat dies einen ständigen Verlust an körpereigenen Proteinen zur Folge (HOFER & NASIR UDDIN, 1985). Für eine obligatorische Abhängigkeit der Barschlarven von exogenen Enzymen während der ersten Lebenswochen spricht zudem, daß mit Kunstfutter durchgeführte Aufzuchtversuche mit einer Larvalmortalität von jeweils 100 % scheiterten, obwohl die Larven das angebotene Futter zum Teil sehr gut aufnahmen (BARAGI & LOVELL 1986, DREYER 1987, SCHEINERT 1987). Die einzigen 4 Larven, die bei DREYERS (1987) Versuchen deutlich länger als 2 Wochen überlebten, wurden mit einem Zierfischfutter versorgt, das auch Dauerstadien von Zooplanktern enthielt. Auf diese Weise wurde das Aquarienwasser rasch neu belebt, so daß den Larven lebendes Zooplankton und somit exogene Enzyme zur Verfügung standen.

Das larvale Pankreas der Barschlarven scheint nach den histologischen Befunden bereits bei Freßbeginn funktionell zu sein. Diese Beobachtung stimmt mit den Ergebnissen anderer Autoren überein. So beschrieb TANAKA (1969b) bei Larven von 11 marinen und 9 Süßwasserteleostern Pankreasgewebe mit eosinophilen, zymogenen Granula, welche auf eine Enzymproduktion schließen lassen. GRIZZLE & CURD (1978) fanden beim Grundbarsch *Percina caprodes* bereits beim Schlupf ein kompaktes Organ, in dem nach 2 Tagen

die exokrinen Pankreaszellen ausdifferenziert waren. BREMER (1980) stellte bei Larven des Marmorkarpfens (*Aristichthys nobilis*) Pankreasgewebe fest, dessen Zellen bereits beim Schlupf apikal Zymogengranula enthielten.

Die genauen Mechanismen des Proteintransportes und der Morphogenese der Zymogengranula in den Zellen des exokrinen Pankreas sind bis heute umstritten: JAMIESON & PALADE (1971), SCHEELE (1982) und TOOZE (1992) gingen davon aus, daß die kondensierenden Vakuolen Vorstufen der Zymogengranula darstellen. Nach deren "Kondensationshypothese" aggregieren die in den Vakuolen enthaltenen sekretorischen Proteine unter Abgabe von Wasser zu einem dichten, osmotisch inaktiven Zustand und reifen auf diese Weise zu Zymogengranula. GONCZ et al. (1995) stellten diese Hypothese mit neuen Untersuchungsmethoden dagegen stark in Frage. Nach ihren Ergebnissen handelt es sich bei den kondensierenden Vakuolen und den Zymogengranula der exokrinen Pankreaszellen um zwei verschiedene Typen sekretorischer Vesikel und nicht um verschiedene Reifestadien desselben Typs.

Würde es sich bei den hier im embryonalen und im larvalen Pankreas gefundenen sekretorischen Vakuolen um Vorstufen von Zymogengranula (also um "kondensierende Vakuolen") handeln, so wäre das exokrine Pankreas der Barschlarven bis zur Metamorphose mit dem Erscheinen typischer Zymogengranula nicht funktionell aktiv. Zwei Beobachtungen sprechen jedoch gegen diese Annahme: Erstens die Anfärbung des Lumens der larvalen Acini mit Eosin, welche eine Ausschüttung von Enzymen vermuten läßt. Zweitens unterschieden sich beide im Pankreas von juvenilen und adulten Barschen gefundenen Vesikeltypen (hier als Zymogengranula bzw. als kondensierende Vakuolen bezeichnet) im histologischen Bild deutlich von jenen im larvalen bzw. embryonalen Pankreas. Unter Berücksichtigung der Ergebnisse von GONCZ et al. (1995) erscheint es somit wahrscheinlich, daß es sich hierbei um bereits funktionelle, spezielle larvale bzw. embryonale sekretorische Vakuolen handelt.

Verschiedene Autoren fanden deutliche Anteile von Algen in der Ersnahrung von Barschlarven (z.B. GUMA'A 1978, SONDEREGGER 1990). Dagegen traten Algen bei der vorliegenden Untersuchung nur als Einzelfunde im Darmtrakt der Larven auf. LAUFF & HOFER (1984) stellten fest, daß Fischlarven generell von Zooplankton leben. Das gilt auch für Lar-

ven von Fischarten, die sich als adulte Tiere herbivor ernähren. Einen Grund dafür sehen sie in dem stets sehr kurzen Darmtrakt von Fischlarven. Dieser erreicht meist nicht einmal die Hälfte der Körperlänge. HOFER (1986) wies darauf hin, daß Fischlarven sehr schlecht an pflanzliche Nahrung angepaßt sind. Zum einen würden die resistenten Wände von Pflanzenzellen entweder eine lange Verdauungszeit und damit einen langen Darmtrakt, oder aber spezielle Anpassungen wie das Vorhandensein eines Magens zur Säureproduktion, voraussetzen. Zum anderen weisen pflanzliche Zellen nur einen geringen Gehalt an für die Larven essentiellen Aminosäuren auf.

Während Phytoplankton somit nicht geeignet erscheint, insbesondere bei den magenlosen Barschlarven zur Deckung des Eiweißbedarfes beizutragen, ist dies bei Pollen zumindest theoretisch denkbar. Zwar spielten Pollenkörner im Darminhalt der 1989 und 1990 untersuchten Barschlarven keine quantitative Rolle. Bei früheren Untersuchungen hatten die Barschlarven jedoch erhebliche Anteile an Pollen gefressen (RICHTER 1988). Auch SONDEREGGER (1990) stellte fest, daß Coniferenpollen vor allem in den ersten 4 Lebenstagen bis zu ca. 40 % des Darminhaltes der Barschlarven ausmachten. Pollenkörner enthalten einen hohen Anteil an Fetten und darüber hinaus eine ganze Reihe weiterer wertvoller Nährstoffe. Außerdem fand man im Mittel einen Eiweißgehalt von etwa 20% mit allen grundlegenden Aminosäuren. Neben einigen Vitaminen (B1, B2, B6, C, gelegentlich auch E und Provitamin D) sind auch Sterolester, Phospholipide und organische Säuren sowie eine hohe Zahl verschiedener Hefen enthalten (HÜSING & NITSCHMANN 1987).

Die äußerst widerstandsfähige Hülle von Pollenkörnern sollte kein Hindernis für deren Verwertung sein. Zwar erschienen die Pollenkörner im Enddarm der Larven äußerlich völlig unverändert. Dies muß jedoch nicht unbedingt bedeuten, daß die Larven nicht in der Lage sind, die in den Pollen enthaltenen Nährstoffe zu erschließen. So bedient sich die Pollenverdauung der Bienen kaum mechanischer Zerkleinerung. Verdauungsenzyme gelangen bei ihnen vielmehr durch die Pollenporen, bzw. durch feinste Risse, die durch einen osmotischen Schock im Darmtrakt entstehen, in das Innere der Pollenkörner (WINSTON 1987). Deren Hüllen bleiben dabei, zumindest bei lichtmikroskopischer Betrachtung, für das Auge des Beobachters intakt. Bienen sind in der Lage, 50-100% des von ihnen aufgenommenen Pollens zu verdauen. Säugern schreibt man immerhin die Fähigkeit zu, etwa 15% zu verwerten (BRETSCHKO 1985).

Schlupfzeitraum der Barsche und Blütezeit von Coniferen treffen zusammen. Es ist somit nicht grundsätzlich auszuschließen, daß Pollen zumindest eine gewisse ergänzende Rolle als Larvennahrung spielen könnte. Es ist jedoch anzunehmen, daß die Barschlarven nur dann Pollen aufnehmen, wenn dieser in großen Mengen im See vorhanden ist. Da den Barschlarven ein funktioneller Magen zunächst fehlt, ist eine gewisse Verwertung von Pollen aber ohnehin nur bei gleichzeitiger Aufnahme von exogenen Enzymen mit zooplanktischer Nahrung denkbar.

DABROWSKI (1984) vermutete, daß eine Verdauung von exogener Nahrung zu Beginn nur in Verbindung mit der Nutzung von Dotter und Fett erfolgreich ist. Die Flußbarschlarven aus dem Königssee besaßen zu Beginn der exogenen Nahrungsaufnahme immer einen Dotterrest. Die in diesem enthaltene Ölkugel war stets schneller aufgebraucht als der Dotter selbst. Dies könnte ein Hinweis auf die Richtigkeit von DABROWSKIS (1984) Hypothese sein. Im Widerspruch hierzu steht allerdings die Feststellung von MCELMAN & BALON (1979), daß bei Larven des verwandten *Stizostedion vitreum* zuerst sämtlicher Dotter aufgebraucht wird. Die Ölkugel besitzt nach Meinung dieser Autoren eine hydrostatische Funktion und wird erst nach der Füllung der Schwimmblase vollkommen resorbiert.

4.1.4 ABIOTISCHE FAKTOREN

THORPE (1977a) bezeichnete einen Temperaturbereich von 10 - 16 °C als optimal für die Entwicklung des Laiches von Flußbarschen. SIEBECK (1982) stellte in drei aufeinanderfolgenden Jahren im Königssee jeweils im Juni und Juli in 5 m Tiefe eine mittlere Wassertemperatur von 11 - 12 °C fest. Etwa diesen Temperaturen ist auch der Barschlaich im See ausgesetzt, der überwiegend in 4 - 6 m Tiefe abgelegt wird. Die Erbrütungstemperaturen in Aquarium und Netzgehege lagen 1 - 5 °C über diesen Temperaturen. Der Laich von *Perca fluviatilis* benötigt 120 - 160 Tagesgrade von der Eiablage bis zum Schlupf (BLV 1968). Die Eleutheroembryonen schlüpften somit im Netzgehege bzw. im Aquarium maximal ca. 5 Tage früher als unter natürlichen Bedingungen im See. BLAXTER (1969) sowie MCELMAN & BALON (1979) beobachteten, daß mit zunehmenden Temperaturen während der Laichentwicklung kleinere und weniger weit entwickelte Larven schlüpfen. Diese besitzen eine verminderte Schwimmfähigkeit, was ihre Chancen auf einen ausreichenden

Beuteerwerb vermindert (DABROWSKI 1984). BRAUM (1978) wies darauf hin, daß frisch geschlüpfte Fischlarven um so empfindlicher gegen Umwelteinflüsse sind, je früher der Schlupfzeitpunkt in ihrer Entwicklung liegt. Höhere Wassertemperaturen bedingen zudem einen erhöhten Energieverbrauch, welcher einen rascheren Abbau der Dotterreserven zur Folge hat. Es ist nicht auszuschließen, daß die im Vergleich zum See erhöhten Erbrütungstemperaturen in Aquarium und Netzgehege sich insofern negativ auf die Überlebensraten der Larven ausgewirkt haben könnten.

Die O₂-Sättigung im Oberflächenwasser des Sees erreichte, beide Untersuchungsjahre zusammengekommen, bei 10 von 17 Messungen Werte von 110 bis 116 %. Im Aquarium lagen die O₂-Sättigungen 1989 in 6 von 9 Fällen bei Werten von 110 bis 117 %. Diese Übersättigungen waren vermutlich durch einen Anstieg der Photosyntheseleistung der Algen während verschiedener Schönwetterperioden bedingt. Bei hohen O₂-Sättigungen des Wassers kann Sauerstoff toxisch auf Fische wirken. Nach KUHLMANN, KOOPS & WIENBECK (1988) können bereits O₂-Sättigungen von 110 % für Fische letal sein. Entscheidend für das Auftreten der Gasblasenkrankheit bei Fischen ist allerdings nicht der Sauerstoffpartialdruck, sondern der Gesamtgasdruck aller im Wasser gelösten Gase (MOHR 1987). Eine unmittelbar toxische Wirkung solcher Sauerstoffkonzentrationen im Wasser konnte von MOHR (1987) bei adulten Regenbogenforellen nicht gefunden werden. Ob die im Vergleich hierzu empfindlicheren Barschlarven durch solche Sauerstoffkonzentrationen wesentlich geschädigt werden können, ist nicht bekannt.

Die im See und im Aquarium gemessenen pH-Werte lagen um den Neutralpunkt und dürften somit keinen negativen Einfluß auf die Larvmortalität gehabt haben.

4.1.5 FÜLLUNG DER SCHWIMMBLASE

Als Physoclisten sind Flußbarsche nach dem Verschließen des Ductus pneumaticus zum Darmrohr zu einer Erstfüllung der Schwimmblase nicht mehr in der Lage. EGLOFF (1996) konnte in natürlichen Barschpopulationen Anteile von 0,01-7,4 % an "Sinkern" nachweisen, die ihre Schwimmblase nicht füllen konnten. Bei künstlichen Aufzuchtversuchen mit verschiedenen Physoclistenarten lag der Anteil an Sinkern meist sehr viel höher, in einzelnen Fällen sogar bis zu 100 % (EGLOFF 1996). RITTER (1990) konnte höhere Überlebensraten nachweisen, wenn die Barschlarven in den ersten beiden Wochen nach dem Schlupf einen Lufthorizont erreichen konnten. Die Schwimmblasen waren dann bei den meisten Tieren nach 7-10 Tagen gefüllt. Die höheren Überlebensraten erklärte RITTER (1990) zum einen damit, daß die Larven mit gefüllter Schwimmblase nicht ständig gegen ein Absinken anschwimmen müssen, was einem niedrigeren Energieverbrauch gleichkommt. Zum anderen hatten sich die Larven aber auch immer wieder am Oberflächenhäutchen angeheftet, um Energie zu sparen. Bei den am Königssee durchgeführten Versuchen hatten die Larven jederzeit Zugang zu einem Lufthorizont, so daß das Füllen der Schwimmblase stets möglich war. Ein längeres Anheften am Oberflächenhäutchen konnte nicht beobachtet werden, dagegen schienen aber die Larven im Aquarium Ruhepausen auf dem Grund einzulegen.

4.2 DARMPARASITEN

Die pelagischen Barschlarven zeigten nur in Einzelfällen einen Befall mit den in Kap. 3.8.5 beschriebenen Darmparasiten *Proteocephalus percae*, *Bunodera luciopercae* und *Azygia lucii*. Dagegen wiesen die im Litoral lebenden larvalen und juvenilen Barsche fast alle zumindest eine, meist jedoch mehrere der drei Plathelminthenarten im Darmtrakt auf. Die Jugendstadien von *Bunodera* und *Proteocephalus* werden von Jungfischen zusammen mit ihren Zwischenwirten aufgenommen (WILLIAMS & JONES 1994). Die 1. Zwischenwirte von *Bunodera luciopercae* sind Muscheln der Gattungen *Sphaerium* und *Pisidium*, die 2. Zwischenwirte können Copepoden, Phyllopoden oder Ostracoden sein (GINETSINSKAYA 1988). Entsprechend der Hauptnahrung der stark befallenen larvalen und juvenilen Barsche aus dem Litoral dürften im Königssee vor allem Cladoceren als Zwischenwirte von *Bunodera luciopercae* dienen. Die Entwicklung von *Proteocephalus percae* verläuft über Copepoden

als Zwischenwirte (SCHÄPERCLAUS 1990). Dagegen leben die bis zu 6 mm langen Jugendstadien von *Azygia lucii* bis zu drei Tagen im Freiwasser, wo sie sich ähnlich wie Culicidenlarven bewegen und so von Jungfischen direkt aufgenommen werden (GINETSINSKAYA 1988). Der unterschiedlich starke Plathelminthenbefall der Barsche aus dem Litoral bzw. Pelagial dürfte darauf zurückzuführen sein, daß sowohl adulte Cladoceren und Copepoden als Zwischenwirte von *Bunodera lucioperca* bzw. *Proteocephalus percae* wie auch die Jugendstadien von *Azygia lucii* als Nahrung für die pelagischen Barschlarven zu groß sind.

4.3 HABITATWAHL UND VERHALTEN DER LARVALEN UND JUVENILEN BARSCHEN

FLÜCK (1990) nahm eine positive Photo- bzw. negative Geotaxis bei den frisch geschlüpften Barschen an. Auch die im Aquarium gehaltenen Barschlarven schwammen nach dem Schlüpfen zur Oberfläche. Dieses Verhalten wiederholte sich im Wechsel mit einem passiven Absinken und Ruhepausen auf dem Aquarimboden. Eine positive Phototaxis kann bestätigt werden. Die Tiere orientierten sich zu den an Aquarium und Netzgehege angebrachten Lichtquellen. Die Eleutheroembryonen schlüpfen zum ganz überwiegenden Teil über Nacht. Diese Beobachtung wurde von verschiedenen Autoren bestätigt (NÄF 1990, FLÜCK 1990, BRUNNER 1990). NÄF (1990) vermutete darin eine Strategie, um Freßfeinden zu entgehen, da die zur Oberfläche schwimmenden, frisch geschlüpften Tiere dort tagsüber gut sichtbar wären.

Im Gegensatz zu Pterygiolarven und juvenilen Barschen waren Eleutheroembryonen und Protopterygiolarven zu keiner Zeit im Litoral zu beobachten und konnten dort auch nicht mit dem Senknetz gefangen werden. Dagegen gelang ihr Fang regelmäßig mit dem Schleppnetz im Pelagial. Dies läßt vermuten, daß die Eleutheroembryonen unmittelbar nach dem Schlupf ins Pelagial gelangen. WHITESIDE et al. (1985a und b) vertraten die Hypothese, daß die Larven von *Perca flavescens* aktiv ins Pelagial wandern, um einem erhöhten Feinddruck im Litoral auszuweichen. WANG & ECKMANN (1994) sahen als Grund für die unterschiedlichen Aufenthaltsorte von Barschlarven neben dem Ausweichen vor Räubern schwankende Nahrungsangebote in Pelagial und Litoral. MCELMAN & BALON (1979) stellten fest, daß das Erreichen des Pelagials für Walleye-Larven (*Stizostedion*

vitreum) wichtig ist, um Kannibalismus zu vermeiden. Denkbar wäre auch, daß die Larven der Uferflucht des Zooplanktons (SIEBECK 1968 und 1980) ins Pelagial folgen. Allerdings begannen die Tiere bei den Aufzuchtversuchen in Aquarium und Netzgehege erst 4 - 5 Tage nach dem Schlupf mit der exogenen Nahrungsaufnahme. Es ist anzunehmen, daß auch die Eleutheroembryonen im See sich in den ersten 4 - 5 Tagen nach dem Schlupf ausschließlich von ihrem Dottervorrat ernähren. Erst bei Protopterygiolarven würde somit ein Verfolgen des Zooplanktons ins Pelagial plausibel erscheinen. Ein aktives Abwandern der Eleutheroembryonen ist daher nicht wahrscheinlich. Sie dürften eher aufgrund ihrer noch schlecht entwickelten Schwimmfähigkeit unmittelbar nach dem Schlupf von Oberflächenströmungen passiv in das Pelagial verdriftet werden. Die Ergebnisse von HOUDE (1969) sowie von HOUDE & FORNEY (1970) unterstützen diese Annahme: HOUDE (1969) fand heraus, daß Larven von *Perca flavescens* und *Stizostedion vitreum* < 9,5 mm Länge gegen Strömungen von mehr als 3 cm/sec bereits nicht mehr anschwimmen konnten. HOUDE & FORNEY (1970) fingen die meisten Walleye-Larven in jenen Gewässerbereichen, wo sie nach den vorherrschenden Windrichtungen und -stärken auch zu erwarten gewesen waren.

Die kleinsten im Litoral des Königssees erbeuteten Pterygiolarven von *Perca fluviatilis* hatten bereits eine Länge von über 15 mm. Daraus kann gefolgert werden, daß sich Larven < 15 mm nicht im Litoral aufgehalten haben, sonst wären sie, wie die größeren Larven, mit dem Senknetz auch gefangen worden. Im Pelagial konnten nur Eleutheroembryonen und Larven bis zu einer Länge von 11,9 mm gefangen werden. Larven mit einer Länge zwischen 12 und 15 mm dürften sich nach dem oben Gesagten ebenfalls im Pelagial aufhalten. Sie konnten aber möglicherweise aufgrund ihrer sich zunehmend verbessernden Schwimmfähigkeit dem Schleppnetz entkommen. Die Larven halten sich demzufolge nach dem Schlupf für etwa einen Monat im Pelagial auf und wandern mit einer Länge ab ca. 15 mm in das Litoral zurück. Mehrere Autoren bestätigten dieses Verhalten bei *Perca fluviatilis* (ROGOWSKI & TESCH 1960, TREASURER 1988, WANG & ECKMANN 1994) sowie bei verwandten Perciden (WHITESIDE et al. 1985a und b bei *Perca flavescens*, HOUDE & FORNEY 1970 sowie MCELMAN & BALON 1979 bei *Stizostedion vitreum*). Die Rückwanderung der Barschlarven ins Litoral könnte nach PERSSON & GREENBERG (1990) mit einem Wechsel der Nahrung von Zooplankton zu benthischen Makroinvertebraten verbunden sein. Da die benthischen Nährtiere um ein mehrfaches größer sind als planktische Rotatorien und Crustaceen, könnte ein solcher Wechsel von energetischem Vorteil für die Barsche sein.

Die von PERSSON & GREENBERG (1990) sowie BYSTRÖM et al. (1998) untersuchten Barsche fraßen im Litoral allerdings nur bei Konkurrenz durch Rotaugen Benthosorganismen. In Abwesenheit der Nahrungskonkurrenten bevorzugten sie bis zum Herbst Zooplankton. Die Barsche im Litoral des Königssees beschränkten sich 1990 ebenfalls auf Zooplankter, während 1990 etwa ein Drittel von ihnen benthische Makroinvertebraten aufgenommen hatte. Im Königssee könnte eine vergleichsweise hohe Dichte an pelagischen Planktern im Litoral aufgrund der steil abfallenden Ufer dazu führen, daß die Barschlarven zumeist auch im Litoral Zooplankton bevorzugen. Es wäre denkbar, daß sich diese Nahrungspräferenz bei Konkurrenz durch Elritzen analog zu den Beobachtungen von PERSSON & GREENBERG (1990) sowie BYSTRÖM et al. (1998) verändert (vgl. 4.1.1). Andererseits ist ebenso eine Nahrungskonkurrenz der im Pelagial lebenden Larven mit planktivoren Renken und Saiblingen möglich, welche die Larven dazu veranlassen könnte, ins Litoral abzuwandern.

Die ins Litoral zurückgewanderten larvalen und juvenilen Barsche waren ausschließlich im Bereich der Laichhabitats der adulten Barsche zu finden. Möglicherweise sammeln sich die Tiere in diesen Bereichen aufgrund günstigerer Lebensbedingungen. So bieten die für das Ablachen günstigen Strukturen wie abgebrochene Äste oder ganze Baumkronen gute Versteckmöglichkeiten vor Freßfeinden. Außerdem dürften solche Strukturen auch mehr benthische Nährtiere aufweisen als blanker Felsengrund. Zum Teil finden sich in den flacheren Uferbereichen und auf den Felsvorsprüngen auch Kiesgrund bzw. kleinere Felsbrocken, wodurch ebenfalls mehr Benthosorganismen zu erwarten sind. Bislang ist nichts darüber bekannt, ob Barschlarven über eine besondere Orientierungsmöglichkeit verfügen, die sie nach ihrem Aufenthalt im Pelagial zu ihrem jeweiligen Schlupfort zurückfinden läßt.

5 ZUSAMMENFASSUNG

1. In den Jahren 1989 und 1990 wurde im Königssee Laich von *Perca fluviatilis* gesammelt und erbrütet. Die Barschlarven wurden in einem Netzgehege im See sowie in einem Aquarium gehalten. Die Fütterung der Larven erfolgte mit lebendem Königssee-Zooplankton, das mittels Lichtfallen angelockt wurde. Außerdem wurden mit zwei eigens konstruierten Larvennetzen auch freilebende Larven im Pelagial bzw. Litoral des Sees gefangen. Gleichzeitig wurden von 10 - 0 m Tiefe Planktonfänge durchgeführt. Folgende Fragestellungen waren zu klären:

- Aus welchen Komponenten setzt sich die Nahrung der Barschlarven zu Beginn der exogenen Ernährung zusammen und wie ändert sich ihr Nahrungsspektrum mit zunehmendem Alter? Fressen die Larven selektiv oder unselektiv?

- Wie entwickelt sich der Verdauungstrakt mit seinen Anhängen in den ersten Wochen exogener Ernährung morphologisch und im histologischen Bild im Hinblick auf eine effiziente Verwertung der aufgenommenen Nahrung?

2. Die Mortalität der Barschlarven bei den Aufzuchtversuchen war sehr hoch. Die Überlebensraten der im Netzgehege bzw. im Aquarium gehaltenen Larven lagen zwei Wochen nach dem Schlupf zwischen 0,0 und 3,96 %.

3. Die Eleutheroembryonen schlüpften mit Körperlängen um 6 mm. Sie besaßen einen larvalen Flossensaum, gut entwickelte Augen und einen noch deutlich ausgeprägten Dottersack. Der Darmtrakt war in diesem Stadium noch ein kurzes, gestrecktes Rohr. Im histologischen Bild war ein einfaches Darmepithel, bestehend aus Basalmembran, Propria und Muscularis zu erkennen. Der gesamte Mitteldarm war, wie bei allen anderen untersuchten Entwicklungsstufen, von einem einschichtigen Zylinderepithel ausgekleidet, das zum Darmlumen hin einen deutlich ausgeprägten Mikrovillisaum besaß. Während einige Befunde darauf hindeuteten, daß das Pankreas bereits in diesem frühen Entwicklungsstadium funktionell war, wiesen die Eleutheroembryonen noch keinerlei Magenanlage mit entsprechenden Magendrüsen auf.

4. Die jüngsten Protopterygiolarven begannen 4 - 5 Tage nach dem Schlupf mit der exogenen Ernährung. Ihr Dottervorrat war zu diesem Zeitpunkt noch nicht restlos verbraucht.
5. Bei 4 - 5 Wochen alten Pterygiolarven mit einer Körperlänge ab ca. 15 mm begann sich im vordersten Abschnitt des Mitteldarmes dorsal eine Magenanlage auszustülpfen. Erst ab diesem Entwicklungsstadium waren im histologischen Bild auch die ersten Magendrüsen zu finden. Somit fehlte bis zum Beginn der Metamorphose ein funktioneller Magen völlig.
6. In den ersten 4-5 Wochen nach dem Schlupf waren Eleutheroembryonen, Protopterygiolarven sowie Pterygiolarven bis rund 13 mm Körperlänge ausschließlich mit dem Schleppnetz im Pelagial zu fangen. Nach dieser Zeit kehrten sie ins Litoral zurück. Größere Pterygiolarven ab ca. 15 mm Länge sowie juvenile Barsche waren ausschließlich mit dem Senknetz in Uferbereichen zu fangen, die auch als Laichhabitats der adulten Barsche bekannt waren.
7. In den Planktonfängen konnten die 5 pelagischen Crustaceenarten *Cyclops abyssorum*, *Arctodiaptomus alpinus*, *Daphnia hyalina*, *Ceriodaphnia quadrangula* und *Bosmina longispina* nachgewiesen werden. 1989 war *Bosmina longispina* die dominierende Crustaceenart, 1990 dagegen *Ceriodaphnia quadrangula*. Außerdem waren die Rotatorien *Polyarthra vulgaris*, *Polyarthra dolichoptera*, *Keratella cochlearis*, *Keratella hiemalis*, *Keratella quadrata* sowie *Kellicottia longispina* in den Planktonfängen vorhanden. 1989 dominierten die beiden *Polyarthra*- Arten, 1990 wies *Kellicottia longispina* die höchsten Individuendichten bei den Rotatorien auf.
8. Die Darminhaltsanalysen ergaben, daß die Barschlarven im Pelagial hauptsächlich Rotatorien der Gattung *Polyarthra sp.* bzw. Copepodennauplien fraßen. 1989 selektierten die pelagischen Larven am stärksten *Polyarthra sp.*, 1990 dagegen Naupliuslarven. Nach ihrer Rückkehr ins Litoral bestand die Hauptnahrung der larvalen und der juvenilen Barsche zumeist aus Cladoceren. Sie selektierten in beiden Untersuchungsjahren *Ceriodaphnia quadrangula* am stärksten.
9. Die Barschlarven im Litoral wiesen einen zum Teil erheblichen Befall mit Darmparasiten auf. Es wurden der Cestode *Proteocephalus percae* sowie die beiden Trematodenarten

Azygia lucii und *Bunodera luciopercae* nachgewiesen. Die pelagischen Larven waren zu-
meist frei von diesen Darmparasiten.

6 LITERATURVERZEICHNIS

BALON, E.K., 1960a: Die Entwicklung der Fische bei ungünstigen Nahrungsbedingungen - Acta Hydrobiol. 2, 125-132

BALON, E.K., 1960b: Über die Entwicklungsstufen des Lebens der Fische und ihre Terminologie - Zeitschr. für wissensch. Zoologie 164, 294-314

BALON, E.K., 1975: Terminology of Intervals in Fish Development - J. Fish. Res. Bd. Can. 32, 1663-1670

BALON, E.K., 1984: Reflections on some decisive Events in the early Life of Fishes - Trans. Am. Fish. Soc. 113, 178-185

BARAGI, V., LOVELL, R.T., 1986: Digestive enzyme activities in striped bass from first feeding through larva development - Trans. Am. Fish. Soc. 115, 478-484

BLAXTER, J.H.S., 1969: Development: Eggs and larvae - in: HOAR, W.S., Randall, D.J. (eds.), Fish Physiology, Vol. III, pp. 177-252, New York: Academic Press

BLFW, 1995: Verzeichnisse der Seen in Bayern, Teil 2, Karten, Bayerisches Landesamt für Wasserwirtschaft

BLV, 1968: Bestimmungsbuch Süßwasserfische - Bayerischer Landwirtschaftsverlag GmbH, München - Basel - Wien

BOHL, E., 1982: Food supply and prey selection in planktivorous Cyprinidae - Oecologia 53, 134-138

BRAUM, E., 1978: Ecological Aspects of the Survival of Fish eggs, embryos and larvae - in: GERKING, S.D. (ed.), Ecology of freshwater fish production, pp. 102-131, Blackwell Scientific Publications, Oxford

BREMER, H., 1980: Anatomische, histologische und histochemische Untersuchungen der Larvalentwicklung des Marmorkarpfens (*Aristichthys nobilis* Rich.) - Fischerei-Forschung Wissensch. Schrift. 18, 79-85

BRETSCHKO, J., 1985: Naturgemäße Bienenzucht - Leopold Stocker Verlag, Graz - Stuttgart

BROOKS, J.L., 1968: The effects of prey size selection by lake planktivores - Syst. Zool., 17, 273-281

BRUNNER, P., 1990: Richtungspräferenz und Mortalität von *Perca fluviatilis* L. (Osteichthyes, Perciformes) während der ersten Tage nach dem Schlüpfen: Experimentelle Untersuchungen im Zürichsee - Diplomarbeit am Zoologischen Museum Univ. Zürich

CHEVEY, 1925: Recherches sur la perche et le bar. Etude embryogénique, systématique et biogéographique des Percidés européens. Bull. Biol. Fr. et Belge 59, 147-292

COLES, T.F., 1981: The distribution of perch, *Perca fluviatilis* L., throughout their first year of life in Llyn Tegid, North Wales - J. Fish Biol. 18, 15-30

COLLETTE, B.B. et al., 1977: Biology of the Percids - J. Fish. Res. Bd. Can. 34, 1890-1899

COUSIN, J.C.B., BAUDIN-LAURENCIN, F., GABAUDAN, J., 1987: Ontogeny of enzymatic activities in fed and fasting turbot, *Scophthalmus maximus* L. - J. Fish Biol. 30, 15-33

CRAIG, J.F., 1987: The biology of perch and related fish - Timber Press, Portland/Oregon

DABROWSKI, K., GLOGOWSKI, J., 1977: Studies on the role of exogenous proteolytic enzymes in digestion processes in fish - Hydrobiologia 54, 129-134

DABROWSKI, K., 1984: The feeding of fish larvae: present << state of the art >> and perspectives - Repr. Nutr. Dévelop. 24, 807-833

- DÖRNER, H., SCHULTZ, H., MEHNER, T., BENNDORF, J.,** 2001: Interaction between Prey availability and feeding behaviour of age-1 and age-2 perch (*Perca fluviatilis* L.) in a bio-manipulated Lake (Bautzen Reservoir, Germany) – *Limnologica* 31, 11-16
- DRENNER, R.W., STRICKLER, W., O'BRIEN, J.,** 1978: Capture probability: the role of zooplankter escape in the selectivity feeding of planktivorous fish - *J. Fish. Res. Board. Can.*, 35, 1370 ff.
- DREYER, S.,** 1987: Der europäische Flußbarsch (*Perca fluviatilis* LINNE) als Objekt der Aquakultur. Bemerkungen und Daten zu Biologie und Produktionstechnik - Dissertation Fak. IV Agrarw. Univ. Hohenheim
- EGLOFF, M.,** 1996: Failure of swim bladder inflation of perch, *Perca fluviatilis* L. found in natural populations - *Aquatic Sciences*, **58** (1), 15-23
- EL-MATBOULI, M.,** 1996: Pers. Mitteilung - Institut für Zoologie, Fischereibiologie und Fischkrankheiten der Univ. München
- FLÜCHTER, J.,** 1982: Substance essential for metamorphosis of fish larvae extracted from *Artemia* - *Aquaculture* 27, 83-85
- FLÜCK, T.,** 1990: Beobachtungen zum Aufenthaltsort von Larven des Flußbarsches (*Perca fluviatilis* L.) während den ersten zwei Wochen nach dem Schlüpfen - Diplomarbeit am Zoologischen Museum Univ. Zürich
- FRIEDHOFER, E.,** 1994: Untersuchungen zur Aufzucht, Magen-Darmentleerung und Histologie des Verdauungstraktes bei Felchen (*Coregonus lavaretus* L.) - Diss. med. vet., Ludw. Max. Univ. München
- FURNASS, T.I.,** 1979: Laboratory experiments on prey selection by perch fry (*Perca fluviatilis*) - *Freshwater Biology* 9, 33-43

GINETSINSKAYA, T.A., 1988: Trematodes, their life cycles, biology and evolution - Nauka Publishers, Leningrad (Translated from Russian)

GONCZ, K.K., BEHSING, R., ROTHMAN, S.S., 1995: The protein content and morphogenesis of zymogen granules - Cell Tissue Res 280, 519-530

GOVONI, J.J., 1980: Morphological, histological and functional aspects of alimentary canal and associated organ development in larval *Leiostomus xanthurus* - Rev. Can. Biol. 39, 69-80

GOVONI, J.J., BOEHLERT, G.W., WATANABE, Y., 1986: The physiology of digestion in fish larvae - Env. Biol. Fish. 16, 59-77

GRIZZLE, J.M., CURD, M.R., 1978: Posthatching histological development of the digestive system and swim bladder of logperch, *Percina caprodes* - Copeia 3, 448-455

GROMAN, D.B., 1982: Histology of the Striped Bass - American Fisheries Society Monograph Number 3, Bethesda/Maryland

GUMA'A, S.A., 1978: The food and feeding habits of young perch, *Perca fluviatilis*, in Windermere - Freshwat. Biol. 8, 177-187

HAMMER, C., 1985: Feeding behaviour of roach (*Rutilus rutilus*) larvae and the fry of perch (*Perca fluviatilis*) in Lake Lankau - Arch. Hydrobiol. 103, 61-74

HARDER, W., 1964: Anatomie der Fische, Bd. I und II - E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart

HARTMANN, J., 1983: Two feeding strategies of young fishes - Arch. Hydrobiol. 96, 469-509

HOFER, R., 1985: Effects Of Artificial Diets On The Digestive Processes Of Fish Larvae - in: COWEY, C.B., MACKIE, A.M., BELL, J.G. (eds.), Nutrition and Feeding in Fish, Academic Press Inc. (London) Ltd.

HOFER, R., 1986: Verdauungsstrategien bei Fischen - Manuskript zum Meereskundlichen Kolloquium am IFM Kiel, SS 1986, unveröff., 7S

HOFER, R., SCHIEMER, F., 1981: Proteolytic activity in the digestive tract of several species of fish with different feeding habits - *Oecologia* 48, 342-345

HOFER, R., NASIR UDDIN, A., 1985: Digestive processes during the development of the roach, *Rutilus rutilus* L. - *J. Fish. Biol.* 26, 683-689

HOUDE, E.D., 1969: Sustained swimming ability of larvae of walleye (*Stizostedion vitreum vitreum*) and yellow perch (*Perca flavescens*) - *J. Fish. Res. Bd. Can.* 26, 1647-1659

HOUDE, E.D., FORNEY, J.L., 1970: Effects of water currents on distribution of walleye larvae in Oneida Lake, New York - *J. Fish. Res. Bd. Can.* 27, 445-456

HÜSING, J.O., NITSCHMANN, J., 1987: Lexikon der Bienenkunde - Ehrenwirth Verlag, München

JACOBS, J., 1974: Quantitative measurement of food selection - *Oecologia* 14, 413 ff.

JAMIESON, J.D., PALADE, G.E., 1971: Condensing vacuole conversion and zymogen granule discharge in pancreatic exocrine cells: Metabolic studies - *J Cell Biol* 48, 503-522

KAWAI, S., IKEDA, S., 1973a: Studies on digestive enzymes of fishes - III Development of the digestive enzymes of Rainbow trout after hatching and the effect of dietary change on the activities of digestive enzymes at juvenile stage - *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries* 39, 819-823

KAWAI, S., IKEDA, S., 1973b: Studies on digestive enzymes of fishes - IV Development of the digestive enzymes of carp and black sea bream after hatching - *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries* 39, 877-881

KÖCK, G., HOFER, R., 1989: The effect of natural and artificial diets upon tryptic activity of roach (*Rutilus rutilus*) and whitefish (*Coregonus sp.*) larvae - Pol. Arch. Hydrobiol. 36, 443-453

KOTSCHENREUTHER, R., 1981: Untersuchungen zur Populationsdynamik des Crustaceenplanktons im Königssee - Diplomarbeit Fak. Biol., Ludw. Max. Univ. München

KUHLMANN, H., KOOPS, H., WIENBECK, H., 1988: Abschlußbericht des Instituts für Küsten- und Binnenfischerei der Bundesforschungsanstalt für Fischerei Hamburg zum Forschungsvorhaben des Bundesministeriums für Forschung und Technologie über: "Bedeutung gelöster Gase für die Fischhaltung". Förderungskennzeichen: MFE 0531 0

KUHN, G., HOFFMANN, R., 1985: Untersuchungen zum Aufbau des Verdauungskanals der Goldorfe (*Leuciscus idus* L.) - Zbl. Vet. Med. C. Anat. Histol. Embryol. 14, 365-380

KUNZ, Y., 1964: Morphologische Studien über die embryonale und postembryonale Entwicklung bei Teleostern mit besonderer Berücksichtigung des Dottersystems und der Leber - Rev. suisse de zool. 71, 445-525

LAMPERT, W., SOMMER, U., 1993: Limnoökologie - Georg Thieme Verlag, Stuttgart - New York, 440 S.

LAUFF, M., HOFER, R., 1984: Proteolytic Enzymes in Fish Development and the Importance of Dietary Enzymes - Aquaculture 37, 335-346

LAXHUBER, R., 1984: Entfaltung, Sukzession und Dynamik der pelagischen Rotatorien (Rädertierchen) des Königssees im Wechsel der Jahreszeiten - Schlußbericht zum Projekt des Bayer. Staatsministeriums für Landesentwicklung und Umweltfragen und der Nationalparkverwaltung Berchtesgaden, 72 Seiten

LEMMER, H., 1979: Das Crustaceenplankton im Königssee. Vertikalverteilung und Populationsdynamik - Diplomarbeit Fak. Biol., Ludw. Max. Univ. München

- MÄHR, K., GRABNER, M., HOFER, R., MOSER, H.,** 1983: Histological and physiological development of the stomach in *Coregonus sp.* - Arch. Hydrobiol. 98, 344-353
- MANSUETI, A.J.,** 1964: Early development of the yellow perch, *Perca flavescens* - Chesapeake Science 5, 46-66
- MAY, R.C.,** 1974: Larval mortality in marine fishes and the critical period concept - in: J.H.S. BLAXTER (ed.), The early life history of fish, pp. 3-19, Springer Verlag, Heidelberg
- MAYR, C.,** 1995: Pers. Mitteilung - Zoologisches Institut der Univ. München
- MCELMAN, J.F., BALON, E.K.,** 1979: Early ontogeny of walleye, *Stizostedion vitreum*, with steps of saltatory development - Env. Biol. Fish. 4, 309-348
- MEHNER, T.,** 1993: Distribution and diet composition of 0+ herring (*Clupea harengus* L.) and perch (*Perca fluviatilis* L.) in a shallow estuary of the Southern Baltic - Arch. Hydrobiol. 128, 309-316
- MEHNER, T., SCHULTZ, H., BAUER, D., HERBST, R., VOIGT, H., BENNDORF, J.,** 1996: Intraguild predation and cannibalism in age-0 perch (*Perca fluviatilis*) and age-0 zander (*Stizostedion lucioperca*): Interactions with zooplankton succession, prey fish availability and temperature – Ann. Zool. Fennici 33, 353-361
- MEHNER, T., PLEWA, M., HÜLSMANN, S., WORISCHKA, S.,** 1998a: Gape-size dependent feeding of age-0 perch (*Perca fluviatilis*) and age-0 zander (*Stizostedion lucioperca*) on *Daphnia galeata* – Arch. Hydrobiol. 142, 191-207
- MEHNER, T., DÖRNER, H., SCHULTZ, H.,** 1998b: Factors determining the year-class strength of age-0 Eurasian perch (*Perca fluviatilis* L.) in a biomanipulated reservoir – Arch. Fish. Mar. Res. 46, 241-251

MENSHUTKIN et al., 1968; zitiert in: **THORPE, J.E.** (1977a): Synopsis of biological data on the perch, *Perca fluviatilis* Linnaeus, 1758 and *Perca flavescens* Mitchill, 1814 - FAO Fish. Synop. 113, 138 p.

MITCHELL, L.G., NICKUM, J.G., LONG, M.T., 1986: Histochemical localization of some digestive enzymes in larval walleyes - The progressive fish culturist 48, 279-281

MOHR, A., 1987: Die Wirkungen normobarer Hyperoxie auf die Regenbogenforelle (*Salmo gairdneri* R.) - Diss. Univ. Stuttgart-Hohenheim

NÄF, M., 1990: Der Einfluss des Eigewichtes und des Schlupfzeitpunktes auf die Überlebensraten von Flußbarschlarven (*Perca fluviatilis* L.) sowie auf deren Morphologie beim Schlüpfen - Diplomarbeit am Zoologischen Museum Univ. Zürich

NEGELE, R.-D., LEUNER, E., BOHL, E., LEYRER, R., 1990: Ökoparasitologische Untersuchungen an Fischen des Königssees, Obersees und Grünsees - in: Nationalpark Berchtesgaden, Forschungsbericht Nr. 21, Fischbiologie des Königssees: Fischereibiologie und Parasitologie, 69-123

NOAILLAC-DEPEYRE, J., GAS, N., 1978: Ultrastructural and cytochemical study of the gastric epithelium in a fresh water teleostean fish (*Perca fluviatilis*) - Tissue & Cell 10 (1), 23-37

NOAILLAC-DEPEYRE, J., GAS, N., 1979: Structure and function of the intestinal epithelial cells in the perch (*Perca fluviatilis*) - Anat. Rec. 195, 621-640

O'CONNELL, C.P., 1976: Histological criteria for diagnosing the starvation condition in early post yolk sac larvae of the northern anchovy, *Engraulis mordax* Girard - J. exp. mar. Biol. Ecol. 25, 285-312

PEDERSEN, B.H., NILSSEN, E.M., HJELMELAND, K., 1987: Variations in the content of trypsin and trypsinogen in larval herring (*Clupea harengus*) digesting copepod nauplii - Marine Biology 94, 171-181

PERSSON, L., GREENBERG, L.A., 1990: Juvenile competitive bottlenecks: The perch (*perca fluviatilis*) - roach (*Rutilus rutilus*) interaction - Ecology 71, 44-56

RICHTER, R., 1988: Untersuchungen zur ersten Nahrungsaufnahme und zur frühen Entwicklung von Larven des Flußbarsches, *Perca fluviatilis* L., aus dem Königssee (Obb.) - Diplomarbeit Fak. Biol. Ludw. Max. Univ. München

RICHTER, R., SCHEINERT, P., HOFFMANN, R.W., 1991: Nahrungsspektrum und Entwicklung des Darmkanals bei Larven des Flußbarsches (*Perca fluviatilis*) - Fischereiforschung, Rostock 29, 40-41

RITTER, E.K., 1990: Laichbiologie, Gelegetwicklung und larvale Überlebensrate des Flußbarsches (*Perca fluviatilis* L.) im Zürichsee - Diss. Univ. Zürich

ROMARE, P., 2000: Growth of larval and juvenile perch: the importance of diet and fish density – J. Fish Biol. 56, 876-889

ROGOWSKI, U., TESCH, F.-W., 1960: Erste Nahrung freßfähig gewordener Fischbrut - Zeitschr. Fisch. 9, 735-747

ROMEIS, B., 1989: Mikroskopische Technik, Hrsg. BÖCK, P., 17. Auflage, Urban & Schwarzenberg, 697 S.

SAVINO, J.F., HUDSON, P.L., 1995: Feeding competition between larval lake whitefish and lake herring - Arch. Hydrobiol. Spec. Issues Advanc. Limnol., 46, 153-162

SCHÄPERCLAUS, W., 1990: Fischkrankheiten - 5. Auflage, Akademie Verlag Berlin

SCHEELE, G.A., 1982: Pancreatic zymogen granules - in: POISNER, A.M., TRIFARO, J.M. (eds.) The secretory granule - Elsevier, New York, pp. 213-246

SCHEINERT, P., 1987: Pers. Mitteilung - Institut für Zoologie, Fischereibiologie und Fischkrankheiten der Univ. München

SCHWOERBEL, J., 1980: Methoden der Hydrobiologie / Süßwasserbiologie - Gustav Fischer Verlag, Stuttgart - New York

SCHWOERBEL, J., 1984: Einführung in die Limnologie - Gustav Fischer Verlag, Stuttgart - New York

SEGNER, H., RÖSCH, R., SCHMIDT, H., VON POEPPINGHAUSEN, K.J., 1989: Digestive enzymes in larval *Coregonus lavaretus* L. - J. Fish Biol. 35, 249-263

SIEBECK, O., 1968: Uferflucht und optische Orientierung pelagischer Crustaceen - Arch. Hydrobiol. Suppl. 35, 1-118

SIEBECK, O., 1980: Optical orientation of pelagic crustaceans and its consequences in the pelagic and littoral zones - in: Evolution and ecology of zooplankton communities, ed. KERFOOT W. C., 28-38

SIEBECK, O., 1982: Der Königssee: Eine limnologische Projektstudie - Nationalparkverwaltung Berchtesgaden im Auftrag des Bayerischen Staatsministeriums für Landesentwicklung und Umweltfragen

SIEFERT, R.E., 1972: First food of Larval Yellow Perch, White Sucker, Bluegill Emerald Shiner and Rainbow Smelt - Trans. Am. Fish. Soc. 101, 219-225

SMYLY, W.J.P., 1952: Observations on the food of the fry of perch (*Perca fluviatilis* L.) in Windermere - Proc. Zool. Soc. Lond. 122, 407-416

SONDEREGGER, J., 1990: Mortalität, Wachstum und Nahrung des Flußbarsches (*Perca fluviatilis* L.) in den ersten zwei Monaten nach dem Schlüpfen - Diplomarbeit am Zoologischen Museum Univ. Zürich

SPANOVSKAYA, V.D., GRYGORASH, V.A., 1977: Development and food of Age-0-Eurasian Perch (*Perca fluviatilis*) in Reservoirs near Moscow, USSR - J. Fish. Res. Bd. Can. 34, 1551-1558

- STREBLE, H., KRAUTER, D.**, 1982: Das Leben im Wassertropfen; Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers - Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart
- STROBAND, H.W.J., KROON, A.G.**, 1981: The development of the stomach in *Clarias lacera* and the intestinal absorption of protein macromolecules - Cell Tissue Res 215, 397-415
- TANAKA, M.**, 1969: Studies on the structure and function of the digestive system in teleost larvae - II. Characteristics of the digestive system in larvae at the stage of first feeding - Jap J Ichthyol 16, 41-49
- THORPE, J.E.**, 1977a: Synopsis of biological data on the perch, *Perca fluviatilis* Linnaeus, 1758 and *Perca flavescens* Mitchill, 1814 - FAO Fish. Synop. 113, 138 p.
- THORPE, J.E.**, 1977b: Morphology, Physiology, Behaviour and Ecology of *Perca fluviatilis* L. and *Perca flavescens* Mitchill - J. Fish. Res. Bd. Can. 34, 1504-1514
- TOOZE, J.**, 1992: Secretory granule formation: The morphologist's view - Cell Biophys 19, 117-130
- TREASURER, J.W.**, 1988: The distribution and growth of lacustrine 0+ perch, *Perca fluviatilis* - Env. Biol. Fish. 21, 37-44
- TREASURER, J.W.**, 1990: The food and daily food consumption of lacustrine 0+ perch, *Perca fluviatilis* L. - Freshwater Biology 24, 361-374
- UMEDA, S., OCHIAI, A.**, 1975: On the histological structure and function of digestive organs of the fed and starved larvae of the yellowtail, *Seriola quinqueradiata* - Japan. J. Ichthyol. 21, 213-219
- WANG, N., ECKMANN, R.**, 1994: Distribution of perch (*Perca fluviatilis* L.) during their first year of life in Lake Constance - Hydrobiologia 277, 135-143

WHITESIDE, M.C., SWINDOLL, C.M., DOOLITTLE, W.L., 1985a: Factors affecting the early life history of yellow perch, *Perca flavescens* - Env. biol. fish. 12, 47-56

WHITESIDE, M.C., SWINDOLL, C.M., DOOLITTLE, W.L., 1985b: Zooplankton as food resources for larval fish - Verh. Internat. Verein. Limnol. 22, 2523-2526

WILLIAMS, H., JONES, A., 1994: Parasitic worms of fish - Taylor and Francis Ltd., London - England

WINSTON, M.L., 1987: The biology of the Honey Bee - Harvard University Press, Cambridge - Massachusetts, London - England

WORISCHKA, S., MEHNER, T., 1998: Comparison of field-based and indirect estimates of daily food consumption in larval perch and zander – J. Fish Biol. 53, 876-889

7 TABELLENANHANG

7.1 DARMINHALTE DER PELAGISCHEN LARVEN - ZÄHLDATEN

| Nr. | H | JA | DAT | GRÖ | POL | NAU | COP | CLA | CRU | KE | C | P |
|-----|---|----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|----|---|---|
| 001 | L | 89 | 136 | 68 | | | | | | | | |
| 002 | L | 89 | 136 | 64 | | | | | | | | |
| 003 | L | 89 | 136 | 64 | | | | | | | | |
| 004 | B | 89 | 47 | 68 | | | | | | | | |
| 005 | B | 89 | 47 | 60 | | | | | | | | |
| 006 | B | 89 | 47 | 67 | | | | | | | | |
| 007 | B | 89 | 216 | 65 | 34 | | | | | | | |
| 008 | B | 89 | 216 | 68 | 21 | | | | | | | |
| 009 | B | 89 | 216 | 62 | 16 | | | | | | | |
| 010 | B | 89 | 216 | 60 | | | | | | | | |
| 011 | B | 89 | 216 | 66 | 18 | | | | | | | |
| 012 | B | 89 | 216 | 67 | 71 | | | | | | | |
| 013 | L | 89 | 206 | 68 | 23 | | | | | | | |
| 014 | L | 89 | 206 | 69 | 50 | | | | | | | |
| 015 | L | 89 | 206 | 68 | 88 | | | | | | | |
| 016 | L | 89 | 206 | 66 | 22 | | | | | | | |
| 017 | B | 89 | 127 | 64 | 30 | | | | | | | |
| 018 | B | 89 | 127 | 64 | 12 | | | | | | | |
| 019 | B | 89 | 127 | 69 | 79 | | | | | | | |
| 020 | B | 89 | 127 | 67 | 54 | | | | | | | |
| 021 | B | 89 | 127 | 67 | 27 | | | | | | | |
| 022 | L | 89 | 136 | 73 | 35 | | | | | | | |
| 023 | L | 89 | 136 | 77 | 51 | | | | | | | |
| 024 | L | 89 | 136 | 78 | 53 | | | | | | | |
| 025 | L | 89 | 136 | 73 | 89 | | | | | | | |
| 026 | B | 89 | 47 | 73 | 49 | | | | | 1 | | |
| 027 | B | 89 | 47 | 78 | 18 | 2 | | | | | | |
| 028 | B | 89 | 47 | 76 | | | 1 | | | | | |
| 029 | B | 89 | 47 | 75 | 3 | | 1 | | | | | |
| 030 | B | 89 | 47 | 79 | 113 | | | | | | | |
| 031 | B | 89 | 216 | 76 | 67 | 1 | | | | | | |
| 032 | B | 89 | 216 | 77 | 98 | | | | | 1 | | |
| 033 | B | 89 | 216 | 71 | 34 | 2 | | | | 1 | | |
| 034 | B | 89 | 216 | 73 | 106 | 2 | | | | 2 | | |
| 035 | B | 89 | 216 | 79 | 125 | | | | | | | |
| 036 | B | 89 | 216 | 79 | 61 | | 1 | | | | | |
| 037 | B | 89 | 216 | 78 | 24 | | | | | | | |
| 038 | B | 89 | 206 | 74 | 77 | | | | | | | |
| 039 | L | 89 | 206 | 77 | 9 | 1 | | | | | | |
| 040 | L | 89 | 216 | 78 | 45 | 3 | | | | | | |
| 041 | B | 89 | 127 | 71 | 73 | | | | | 1 | | |
| 042 | B | 89 | 127 | 70 | 118 | | | | | | | |
| 043 | B | 89 | 127 | 75 | 84 | 1 | | | | | | |
| 044 | L | 89 | 136 | 81 | 60 | | 1 | 1 | | 1 | | |
| 045 | L | 89 | 136 | 83 | 51 | | 1 | | | | | |
| 046 | L | 89 | 136 | 81 | 105 | 1 | | | | | | |
| 047 | L | 89 | 136 | 80 | 50 | | | | | | | |
| 048 | L | 89 | 136 | 84 | 59 | 1 | | | | | | |
| 049 | L | 89 | 136 | 88 | 157 | | | | | | | |
| 050 | L | 89 | 136 | 87 | 44 | 2 | | | | | | |

| Nr. | H | JA | DAT | GRÖ | POL | NAU | COP | CLA | CRU | KE | C | P |
|-----|---|----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|----|---|---|
| 051 | L | 89 | 136 | 85 | 62 | 1 | | | | | | |
| 052 | L | 89 | 136 | 87 | 105 | | | | 1 | 1 | | |
| 053 | B | 89 | 47 | 87 | 18 | 3 | 3 | 1 | 1 | | | |
| 054 | B | 89 | 47 | 86 | 107 | 1 | | 1 | | | | |
| 055 | B | 89 | 47 | 84 | 106 | | | | | | | |
| 056 | B | 89 | 47 | 82 | 80 | 1 | | | | | | |
| 057 | L | 89 | 276 | 81 | 40 | 1 | | | | | | |
| 058 | L | 89 | 276 | 89 | 27 | | 1 | | | | | |
| 059 | L | 89 | 276 | 88 | 33 | 1 | | | | 1 | | |
| 060 | B | 89 | 216 | 85 | 64 | 2 | | | | | | |
| 061 | B | 89 | 216 | 87 | 24 | | | | | | | |
| 062 | B | 89 | 216 | 81 | 109 | 1 | | | | | | |
| 063 | B | 89 | 216 | 88 | 72 | 1 | | | | | | |
| 064 | L | 89 | 206 | 88 | 25 | | 1 | 1 | | | | |
| 065 | L | 89 | 206 | 86 | 83 | | | 1 | | 2 | | |
| 066 | L | 89 | 206 | 84 | 123 | | | | | | | |
| 067 | L | 89 | 206 | 88 | 55 | 2 | 1 | | | | | |
| 068 | L | 89 | 206 | 89 | 115 | | | | | | | |
| 069 | B | 89 | 127 | 83 | 19 | | | | | | | |
| 070 | B | 89 | 127 | 85 | 45 | 1 | | | | | | |
| 071 | B | 89 | 127 | 81 | 92 | | | | | | | |
| 072 | B | 89 | 127 | 82 | 84 | | 1 | | | 1 | | |
| 073 | B | 89 | 127 | 87 | 37 | 2 | 1 | | | | | |
| 074 | L | 89 | 136 | 95 | 93 | | | 1 | | | | |
| 075 | L | 89 | 136 | 96 | 87 | | 1 | | | | | |
| 076 | L | 89 | 136 | 97 | 75 | | 2 | | | | | |
| 077 | B | 89 | 57 | 99 | 5 | | 4 | | 1 | | | |
| 078 | B | 89 | 57 | 98 | 20 | | | | | | | |
| 079 | B | 89 | 57 | 98 | 28 | | | | 1 | 1 | | |
| 080 | B | 89 | 47 | 99 | 290 | 2 | | | | | | |
| 081 | B | 89 | 47 | 96 | 281 | 3 | 2 | | | | | |
| 082 | B | 89 | 47 | 98 | 63 | 5 | 2 | | | | | |
| 083 | B | 89 | 47 | 92 | 110 | | | | | | | |
| 084 | L | 89 | 276 | 92 | 2 | 6 | 3 | | 1 | | | |
| 085 | L | 89 | 276 | 90 | 8 | | | | | | | |
| 086 | L | 89 | 276 | 96 | 4 | | 3 | | | | | |
| 087 | B | 89 | 216 | 96 | 158 | | | | | | | |
| 088 | B | 89 | 216 | 98 | 5 | 2 | 2 | | | | | |
| 089 | B | 89 | 216 | 98 | 70 | | | | 1 | | | |
| 090 | B | 89 | 216 | 97 | 87 | 4 | 2 | | | | | |
| 091 | L | 89 | 206 | 91 | 63 | | | | | | | |
| 092 | L | 89 | 206 | 97 | 24 | | | | | | | |
| 093 | L | 89 | 206 | 96 | 56 | | | 1 | 2 | | | |
| 094 | L | 89 | 206 | 90 | 133 | | | | | | | |
| 095 | L | 89 | 206 | 98 | 197 | | | | | | | |
| 096 | L | 89 | 206 | 94 | 14 | | 9 | 1 | | | | |
| 097 | B | 89 | 127 | 97 | 214 | 2 | 1 | | 1 | | | |
| 098 | B | 89 | 127 | 98 | 69 | | 2 | | | | | |
| 099 | B | 89 | 127 | 99 | 48 | | | | | | | |
| 100 | B | 89 | 127 | 91 | 4 | 1 | 4 | | | | | |
| 101 | B | 89 | 187 | 105 | 7 | 44 | 5 | 3 | 5 | | | |
| 102 | B | 89 | 187 | 108 | | 2 | 16 | | 1 | | | |
| 103 | B | 89 | 187 | 111 | 10 | | 2 | 4 | | | | |
| 104 | B | 89 | 187 | 105 | | 1 | 2 | 1 | | | | |
| 105 | B | 89 | 296 | 107 | 2 | 6 | 6 | 1 | 1 | | | |
| 106 | B | 89 | 296 | 100 | | 1 | 4 | | 2 | | | |
| 107 | B | 89 | 296 | 104 | 51 | | 5 | | | 2 | | |
| 108 | L | 89 | 296 | 100 | 8 | 2 | 2 | 1 | | | | |

| Nr. | H | JA | DAT | GRÖ | POL | NAU | COP | CLA | CRU | KE | C | P |
|-----|---|----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|----|---|---|
| 109 | L | 89 | 296 | 104 | 2 | | | 1 | | | | |
| 110 | L | 89 | 296 | 117 | 199 | 1 | 4 | 10 | 2 | 3 | | |
| 111 | L | 89 | 117 | 106 | 25 | 16 | 8 | | | | | |
| 112 | L | 89 | 117 | 106 | 35 | | 6 | | | | | |
| 113 | L | 89 | 117 | 104 | 236 | | | | | | | |
| 114 | L | 90 | 167 | 60 | | | | | | | | |
| 115 | L | 90 | 167 | 69 | 11 | 21 | 1 | | 1 | | | |
| 116 | L | 90 | 167 | 66 | 7 | 4 | | | 6 | | | |
| 117 | L | 90 | 167 | 58 | | | | | | | | |
| 118 | L | 90 | 167 | 67 | 21 | 24 | | | | | | |
| 119 | L | 90 | 167 | 63 | 9 | 4 | | | | | | |
| 120 | L | 90 | 167 | 60 | | | | | | | | |
| 121 | L | 90 | 167 | 67 | 2 | 16 | 1 | | 2 | | | |
| 122 | L | 90 | 167 | 62 | 7 | 24 | 1 | | 2 | | | |
| 123 | L | 90 | 167 | 58 | | | | | | | | |
| 124 | L | 90 | 167 | 68 | 6 | 20 | | | | | | |
| 125 | L | 90 | 167 | 57 | | | | | | | | |
| 126 | L | 90 | 167 | 57 | | | | | | | | |
| 127 | L | 90 | 167 | 54 | | | | | | | | |
| 128 | L | 90 | 167 | 58 | | | | | | | | |
| 129 | L | 90 | 167 | 62 | | | | | | | | |
| 130 | L | 90 | 167 | 55 | 17 | | | | | 1 | | |
| 131 | R | 90 | 256 | 63 | | | | | | | | |
| 132 | R | 90 | 256 | 64 | | | | | | | | |
| 133 | R | 90 | 256 | 68 | | | | | | | | |
| 134 | R | 90 | 256 | 68 | | | | | | | | |
| 135 | R | 90 | 256 | 69 | | | | | | | | |
| 136 | B | 90 | 117 | 67 | | | | | | | | |
| 137 | B | 90 | 117 | 69 | | 7 | 2 | | 1 | 1 | | |
| 138 | B | 90 | 117 | 67 | | | | | | | | |
| 139 | B | 90 | 117 | 68 | | | | | | | | |
| 140 | B | 90 | 117 | 63 | | | | | | | | |
| 141 | B | 90 | 117 | 65 | | | | | | | | |
| 142 | B | 90 | 117 | 63 | | | | | | | | |
| 143 | L | 90 | 167 | 76 | 9 | 7 | 6 | 2 | 2 | | | |
| 144 | L | 90 | 167 | 74 | 3 | 10 | | | 1 | | | |
| 145 | L | 90 | 167 | 75 | 10 | 14 | 8 | | 4 | | | |
| 146 | L | 90 | 167 | 74 | 9 | 20 | | | | | | |
| 147 | L | 90 | 167 | 79 | 19 | 22 | 5 | | 3 | | | |
| 148 | L | 90 | 167 | 76 | 10 | 25 | 6 | | 1 | | | |
| 149 | L | 90 | 167 | 75 | 4 | 26 | 5 | | | | | |
| 150 | L | 90 | 167 | 77 | 25 | 12 | 2 | | 4 | | | |
| 151 | L | 90 | 167 | 74 | 17 | 28 | | | 1 | | | |
| 152 | L | 90 | 167 | 75 | 3 | 21 | | 2 | 4 | | | |
| 153 | L | 90 | 167 | 75 | 22 | 23 | 5 | 1 | 5 | | | |
| 154 | L | 90 | 167 | 70 | 10 | 21 | 1 | | 2 | | | |
| 155 | L | 90 | 167 | 79 | 9 | 23 | 5 | | 5 | | | |
| 156 | L | 90 | 167 | 70 | 14 | 4 | | | 5 | | | |
| 157 | L | 90 | 167 | 73 | 1 | 22 | 1 | | | | | |
| 158 | L | 90 | 167 | 70 | 10 | 25 | 3 | | 3 | | | |
| 159 | L | 90 | 167 | 72 | 11 | 15 | 4 | | | | | |
| 160 | L | 90 | 167 | 73 | 3 | 10 | | 1 | | | | |
| 161 | L | 90 | 167 | 79 | 49 | 3 | 1 | | | | | |
| 162 | B | 90 | 117 | 75 | | 16 | | | 7 | | | |
| 163 | B | 90 | 117 | 75 | | 4 | 2 | | | | | |
| 164 | B | 90 | 117 | 72 | 3 | 14 | 1 | | 2 | | | |
| 165 | B | 90 | 117 | 73 | | 1 | | | 1 | | | |
| 166 | B | 90 | 117 | 70 | | 7 | | | | | | |

| Nr. | H | JA | DAT | GRÖ | POL | NAU | COP | CLA | CRU | KE | C | P |
|-----|---|----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|----|---|---|
| 167 | L | 90 | 167 | 80 | 18 | 29 | 1 | 1 | 8 | | | |
| 168 | L | 90 | 167 | 85 | 5 | 24 | 8 | | | | | |
| 169 | L | 90 | 167 | 87 | 3 | 24 | 7 | | 2 | | | |
| 170 | L | 90 | 167 | 84 | 15 | 24 | 9 | | 5 | | | |
| 171 | L | 90 | 167 | 82 | 2 | 30 | 7 | | | | | |
| 172 | L | 90 | 167 | 84 | 3 | 23 | 7 | | | | | |
| 173 | L | 90 | 167 | 85 | 14 | 22 | 5 | 1 | 2 | | | |
| 174 | L | 90 | 167 | 84 | 26 | 23 | 3 | | 2 | | | |
| 175 | L | 90 | 167 | 89 | 3 | 15 | 5 | | 8 | | | |
| 176 | L | 90 | 167 | 89 | 7 | 17 | 12 | | 6 | | | |
| 177 | L | 90 | 167 | 88 | 25 | 23 | 4 | 3 | 8 | | | |
| 178 | L | 90 | 167 | 80 | 5 | 19 | 11 | | 8 | | | |
| 179 | L | 90 | 167 | 88 | | 15 | 2 | | 4 | | | |
| 180 | L | 90 | 167 | 82 | | 10 | 7 | | 6 | | | |
| 181 | L | 90 | 167 | 82 | 3 | 30 | 4 | | 2 | | | |
| 182 | L | 90 | 167 | 83 | 17 | 34 | 1 | 1 | 1 | | | |
| 183 | L | 90 | 167 | 86 | 9 | 31 | 7 | | 1 | | | |
| 184 | L | 90 | 167 | 83 | 11 | 28 | 5 | 1 | 2 | | | |
| 185 | L | 90 | 167 | 85 | 43 | 25 | | | | | | |
| 186 | R | 90 | 256 | 83 | | | 2 | 2 | | | | |
| 187 | R | 90 | 256 | 86 | | | | 4 | 1 | | | |
| 188 | R | 90 | 256 | 85 | | | | 5 | 5 | | | |
| 189 | R | 90 | 256 | 87 | | | | 2 | 2 | | | |
| 190 | R | 90 | 256 | 80 | | | | | 2 | | | |
| 191 | R | 90 | 137 | 87 | 1 | 22 | 6 | | 2 | | | |
| 192 | R | 90 | 137 | 81 | 1 | 11 | | | | | | |
| 193 | R | 90 | 137 | 86 | | 8 | | | | | | |
| 194 | L | 90 | 167 | 97 | 8 | 9 | 14 | 1 | 2 | | | |
| 195 | L | 90 | 167 | 95 | 5 | 21 | 13 | 3 | | | | |
| 196 | L | 90 | 167 | 91 | 8 | 26 | 11 | | 2 | | | |
| 197 | L | 90 | 167 | 93 | 20 | 19 | 10 | | 6 | | | |
| 198 | L | 90 | 167 | 91 | 2 | 12 | 3 | | 3 | | | |
| 199 | R | 90 | 137 | 94 | 5 | 16 | | | | | | |
| 200 | R | 90 | 137 | 90 | 6 | 11 | | | 1 | | | |
| 201 | R | 90 | 137 | 93 | | 5 | 1 | 1 | | | | |
| 202 | R | 90 | 137 | 90 | | 9 | | | | | | |
| 203 | L | 90 | 167 | 107 | | 6 | 17 | 2 | 3 | | | |
| 204 | L | 90 | 167 | 101 | 2 | 5 | 16 | 2 | | | | |
| 205 | L | 90 | 167 | 118 | 20 | 3 | 17 | 1 | | | | |
| 206 | L | 90 | 167 | 102 | 1 | 4 | 5 | | | | | |
| 207 | L | 90 | 167 | 113 | 2 | 2 | 29 | 2 | | | | |
| 208 | L | 90 | 167 | 116 | | 7 | 19 | | 5 | | | |
| 209 | L | 90 | 167 | 105 | | 2 | 11 | | 1 | | | |
| 210 | L | 90 | 167 | 111 | 13 | 2 | 9 | 1 | 4 | | | |
| 211 | L | 90 | 167 | 101 | 8 | 8 | 21 | 2 | 1 | | | |
| 212 | L | 90 | 167 | 108 | 1 | 1 | 18 | | 3 | | | |
| 213 | L | 90 | 167 | 105 | 74 | 5 | 6 | 1 | 3 | | | |
| 214 | L | 90 | 167 | 119 | | | 20 | 7 | 9 | | | |
| 215 | L | 90 | 167 | 113 | 25 | 3 | 24 | 3 | 1 | | | |
| 216 | R | 90 | 137 | 115 | 1 | 6 | 3 | | 11 | | | |
| 217 | R | 90 | 137 | 101 | 1 | 8 | 4 | | 10 | | | |

| Nr. | H | JA | DAT | GRÖ | POL | NAU | COP | CLA | CRU | KE | C | P |
|-----|---|----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|----|---|---|
| 218 | R | 90 | 137 | 115 | | | 2 | | | | | |
| 219 | R | 90 | 137 | 102 | | | | | 5 | | | |

H = Herkunft der Larven: L = Luitpold, B = Bartholomä, R = Ruprechtskaser (vgl. Abb. 1), A = Aquarium, G = Netzgehege; JA = Jahr; DAT = Datum: letzte Ziffer = Monat, 1 - 2 Ziffern davor = Tag; GRÖ = Größe = Larvenlänge in mm x 10; NAU = Nauplien; COP = Copepoden; CLA = Cladoceren; CRU = unidentifizierbare Crustaceenreste; KE = *Keratella* sp. + *Kellicottia longispina*; C = *Ceratium hirundinella*; P = Pollenkörner;

7.2 DARMINHALTE DER LARVALEN UND JUVENILEN BARSCHES AUS DEM LITORAL - ZÄHLDATEN

| NR. | H | JA | DAT | GRÖ | CER | DAP | BO | CYC | AR | N | UC | PO | K | P | A | E | C | D | M |
|-----|---|----|-----|-----|-----|-----|----|-----|----|---|----|----|---|---|---|---|---|---|---|
| 001 | L | 89 | 28 | 162 | 80 | 2 | | 8 | | 1 | 2 | | | | | | | | |
| 002 | L | 89 | 28 | 191 | 51 | 15 | | 2 | | 2 | 11 | | 1 | | 1 | 2 | 1 | | |
| 003 | L | 89 | 28 | 164 | 47 | 5 | 2 | 3 | | 3 | 1 | | | | | 1 | | | |
| 004 | L | 89 | 28 | 193 | 62 | 10 | 1 | 4 | | | 5 | | 1 | | | | | | |
| 005 | L | 89 | 28 | 199 | 87 | 5 | | 4 | | 1 | | | | | | | 1 | | |
| 006 | L | 89 | 28 | 188 | 73 | 7 | 2 | 5 | | 2 | 7 | | | | | | | | |
| 007 | L | 89 | 28 | 157 | 29 | 3 | | 4 | | 6 | 4 | | | | | | | | |
| 008 | L | 89 | 28 | 188 | 65 | 2 | 6 | 8 | | 4 | 2 | | | | | | 1 | | |
| 009 | L | 89 | 28 | 171 | 33 | 5 | | 6 | | 5 | 1 | | | | | | | | |
| 010 | L | 89 | 28 | 194 | 69 | 6 | 4 | 7 | | 5 | 1 | | | 1 | | | | | |
| 011 | L | 89 | 98 | 167 | 24 | 7 | | 1 | | 1 | 2 | 7 | | | | | | | |
| 012 | L | 89 | 98 | 184 | 27 | 19 | | | | 5 | 1 | 25 | 1 | 2 | 2 | | | | |
| 013 | L | 89 | 98 | 158 | 17 | 12 | | | | 4 | 3 | 4 | | | | | | | |
| 014 | L | 89 | 98 | 175 | 36 | 14 | | 2 | | 2 | 2 | 12 | | 1 | | | | | |
| 015 | L | 89 | 108 | 187 | 10 | 1 | 1 | 6 | | | 1 | | | 3 | | | | | |
| 016 | L | 89 | 108 | 155 | 4 | 4 | 2 | 4 | | 2 | | 33 | 3 | 1 | | | | | |
| 017 | L | 89 | 108 | 159 | 7 | | 2 | 2 | | 2 | 1 | 48 | 1 | | 1 | | 1 | | |
| 018 | L | 89 | 168 | 176 | 49 | 4 | | 6 | | 3 | 6 | | | | | | | | |
| 019 | L | 89 | 168 | 182 | 58 | 2 | 5 | 6 | | 6 | 9 | | | | | | | | |
| 020 | L | 89 | 168 | 178 | 61 | 1 | | 4 | | 5 | | | | | | | | | |
| 021 | L | 89 | 28 | 224 | 121 | 28 | 1 | 20 | 1 | 3 | 16 | | | | | | | | |
| 022 | L | 89 | 28 | 244 | 257 | 48 | 2 | 6 | | | 18 | | | 2 | | | 1 | | |
| 023 | L | 89 | 28 | 241 | 136 | 31 | 1 | 13 | | | | | | | | | | | |
| 024 | L | 89 | 98 | 220 | 129 | 16 | 1 | 3 | 1 | 1 | 8 | | | | | | 1 | | |
| 025 | L | 89 | 98 | 215 | 69 | 63 | 4 | 8 | 1 | 1 | 5 | | | | | | 1 | | |
| 026 | L | 89 | 98 | 223 | 63 | 20 | 2 | 9 | 2 | 1 | | | | | | | | | |
| 027 | L | 89 | 108 | 218 | 136 | 9 | 24 | 5 | | | 37 | | | | | | | | |
| 028 | L | 89 | 108 | 236 | 15 | 6 | 28 | 34 | 6 | | 11 | | | 3 | 1 | 2 | 1 | | |
| 029 | L | 89 | 108 | 214 | 37 | 44 | 5 | 4 | | | 3 | | | | | 1 | 1 | | |
| 030 | L | 89 | 108 | 244 | 176 | 27 | 1 | 22 | | 2 | 17 | | | 3 | 2 | | | | |
| 031 | L | 89 | 108 | 229 | 54 | 8 | 7 | 11 | 2 | 1 | 5 | | | | | | | | |
| 032 | L | 89 | 108 | 230 | 146 | 46 | 9 | 4 | 3 | 2 | 6 | | | | | | 1 | | |
| 033 | L | 89 | 168 | 203 | 106 | 25 | 15 | 6 | | 1 | 19 | | | | | | | | |
| 034 | L | 89 | 168 | 243 | 168 | 18 | 4 | 10 | 3 | 2 | 15 | | | | | | 1 | 1 | |
| 035 | L | 89 | 168 | 249 | 73 | 51 | 11 | 9 | | | 8 | | | | 1 | | | | |
| 036 | L | 89 | 168 | 237 | 188 | 35 | 3 | 7 | | | 14 | | | 1 | | | | | |
| 037 | L | 89 | 168 | 221 | 201 | 12 | 6 | 3 | 1 | 1 | 26 | | | | | | | | |
| 038 | L | 89 | 108 | 285 | 1 | 1 | 4 | 212 | 2 | | 2 | | | | | | | | |
| 039 | L | 89 | 108 | 252 | | 2 | 8 | 179 | | | 19 | | | | | | | | |
| 040 | L | 89 | 108 | 281 | | 3 | 3 | 168 | | | | | | | | | | | |
| 041 | L | 89 | 168 | 277 | 94 | 87 | | 4 | | 1 | 17 | | | | | | | | |
| 042 | L | 89 | 168 | 269 | 147 | 149 | 1 | 3 | 1 | | 23 | | | 1 | | | | | |
| 043 | L | 89 | 168 | 294 | 83 | 268 | 2 | 12 | | | 26 | | | | | | | | |
| 044 | L | 89 | 168 | 317 | 31 | 13 | 9 | 10 | | | 22 | | | 2 | | 2 | 2 | 1 | |
| 045 | L | 89 | 168 | 276 | 111 | 212 | | 4 | | | 24 | | | | | | | | |
| 046 | L | 89 | 168 | 266 | 74 | 178 | 3 | 3 | | | 13 | | | | | | | | |
| 047 | L | 89 | 168 | 283 | 99 | 55 | 8 | 7 | | | 19 | | | | | | 1 | | |
| 048 | L | 89 | 168 | 309 | 36 | 127 | | 12 | 2 | | 28 | | | 1 | | 1 | | | |
| 049 | L | 89 | 168 | 258 | 156 | 29 | 4 | 11 | | | 20 | | | | | | | | |
| 050 | L | 89 | 168 | 259 | 138 | 218 | 1 | 5 | | | 24 | | | | | | 1 | | |

| NR. | H | JA | DAT | GRÖ | CER | DAP | BO | CYC | AR | N | UC | PO | K | P | A | E | C | D | M |
|-----|---|----|-----|-----|-----|-----|----|-----|----|---|----|----|---|---|---|---|---|---|---|
| 051 | R | 90 | 78 | 164 | 25 | 6 | | 3 | | | 5 | | | | | | | | |
| 052 | R | 90 | 78 | 165 | 61 | 6 | | 1 | | | 7 | | | | | | | | |
| 053 | R | 90 | 98 | 188 | 57 | 5 | | | | | | | | | | | | | |
| 054 | R | 90 | 98 | 173 | 12 | 5 | | 1 | | | 1 | | | | | | | | |
| 055 | R | 90 | 98 | 198 | 38 | 4 | | | | | 2 | | | 1 | | | | | |
| 056 | R | 90 | 98 | 177 | 19 | 3 | | 1 | | | | | | | | | | | |
| 057 | L | 90 | 117 | 196 | 52 | 5 | | | 1 | | 12 | | | | | | | | |
| 058 | L | 90 | 117 | 168 | 51 | 3 | | | | | 8 | | | | | | | | |
| 059 | L | 90 | 117 | 183 | 24 | 7 | | | 3 | | 3 | | | | | | | | |
| 060 | L | 90 | 117 | 152 | 23 | 1 | | | 1 | | | | | | | | | | |
| 061 | L | 90 | 117 | 168 | 19 | 7 | | | | | 8 | | | | | | | | |
| 062 | L | 90 | 117 | 191 | 56 | 3 | | | 2 | | 2 | | | | | | | | |
| 063 | L | 90 | 117 | 173 | 43 | 4 | | | 2 | | 1 | | | | | | | | |
| 064 | L | 90 | 127 | 195 | 27 | 3 | 1 | | 1 | | | | | | | | | | |
| 065 | L | 90 | 127 | 197 | 59 | 5 | | | 4 | | 3 | | | | | | | | |
| 066 | L | 90 | 127 | 179 | 48 | 2 | 2 | | | | 2 | | | 1 | | | | | |
| 067 | L | 90 | 127 | 177 | 19 | 6 | 1 | | 2 | | 6 | | | | | | | | |
| 068 | L | 90 | 127 | 154 | 35 | 4 | 1 | | 3 | | 3 | | | | | | | | |
| 069 | R | 90 | 78 | 227 | 49 | 8 | | 3 | | | 1 | | | | | | | | |
| 070 | R | 90 | 78 | 248 | 27 | 2 | | 1 | | | 7 | | | | | | | | |
| 071 | R | 90 | 78 | 242 | 108 | 4 | | | | | 4 | | | | | | | | |
| 072 | R | 90 | 98 | 236 | 66 | 16 | | 2 | 3 | | 12 | | | | | | | | |
| 073 | R | 90 | 98 | 209 | 51 | 23 | | | 5 | | 6 | | | | | | | | |
| 074 | R | 90 | 98 | 224 | 73 | 15 | | | 6 | | | | | | | | | | |
| 075 | L | 90 | 117 | 221 | 142 | 30 | | | | | 12 | | | | | | | | |
| 076 | L | 90 | 117 | 211 | 63 | 28 | | | | | 3 | | | | | | | | |
| 077 | L | 90 | 117 | 222 | 65 | 31 | | | | | 7 | | | | | | | | |
| 078 | L | 90 | 127 | 239 | 48 | 7 | 2 | | 7 | | 12 | | | | | | | | |
| 079 | L | 90 | 127 | 240 | 18 | | | | 24 | | 2 | | | | | | | | |
| 080 | L | 90 | 127 | 212 | 23 | 1 | 1 | | 7 | | 1 | | | | | | | | |
| 081 | L | 90 | 127 | 238 | 62 | 1 | | | 19 | | 3 | | | | | | | | |
| 082 | S | 90 | 38 | 274 | 194 | 20 | 12 | 4 | | | 19 | | | | | | | | |
| 083 | S | 90 | 38 | 325 | 227 | 24 | 29 | 30 | 2 | | 31 | | | | | | | | |
| 084 | S | 90 | 38 | 311 | 274 | 40 | 42 | 2 | | | 22 | | | | | | | | |
| 085 | S | 90 | 38 | 267 | 127 | 33 | 29 | 22 | 8 | | 18 | | | | | | | | |
| 086 | S | 90 | 38 | 288 | 206 | 35 | 19 | 16 | 3 | | 23 | | | | | | | 1 | |
| 087 | S | 90 | 38 | 268 | 251 | 29 | 15 | 17 | | | 22 | | | | | | | | |
| 088 | S | 90 | 38 | 284 | 166 | 38 | 39 | 26 | 4 | | 28 | | | | | | | | |
| 089 | S | 90 | 38 | 338 | 187 | 25 | 21 | 9 | | | 17 | | | | | | | | |
| 090 | S | 90 | 38 | 291 | 270 | 34 | 40 | 19 | 2 | | 19 | | | | | | | | |
| 091 | S | 90 | 38 | 273 | 154 | 26 | 16 | 3 | 2 | | 16 | | | | | | | | |

H = Herkunft der Larven: L = Luitpold, B = Bartholomä, R = Ruprechtskaser (vgl. Abb. 1), A = Aquarium, G = Netzgehege; JA = Jahr; DAT = Datum: letzte Ziffer = Monat, 1 - 2 Ziffern davor = Tag; GRÖ = Größe = Larvenlänge in mm x 10; CER = *Ceriodaphnia quadrangula*, DAP = *Daphnia hyalina*, BO = *Bosmina longispina*, CYC = *Cyclops abyssorum*, AR = *Arctodiaptomus alpinus*, N = Nauplien, UC = unidentifizierbare Crustaceen, PO = *Polyarthra sp.*, K = *Keratella sp.* + *Kellicottia longispina*, P = *Acroperus harpae*, A = *Alona quadrangularis*, E = *Alonella excisa*, C = Chironomidenlarven, D = Dipterenpuppen, M = Wassermilben

| Nr. | H | JA | DAT | GRÖ | POL | NAU | COP | CLA | CRU | KE | C | P |
|-----|---|----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|----|---|---|
| 047 | A | 90 | 296 | 65 | | | | | | | | |
| 048 | A | 90 | 296 | 67 | | | | | | | | |

H = Herkunft der Larven: A = Aquarium, G = Netzgehege; JA = Jahr; DAT = Datum: letzte Ziffer = Monat, 1 - 2 Ziffern davor = Tag; GRÖ = Größe = Larvenlänge in mm x 10; CER = *Ceriodaphnia quadrangula*, DAP = *Daphnia hyalina*, BO = *Bosmina longispina*, CYC = *Cyclops abyssorum*, AR = *Arctodiaptomus alpinus*, N = Nauplien, UC = unidentifizierbare Crustaceen, PO = *Polyarthra sp.*, K = *Keratella sp.* + *Kellicottia longispina*

7.4 ZÄHLDATEN DER PLANKTONFÄNGE

(je Fangdatum wurden 4 Proben à 5 ml vollständig ausgezählt)

1989

| Fangdatum | 13.6. | 17.6. | 20.6. | 24.6. |
|---------------------------------|---------------------|---------------------|---------------------|---------------------|
| <i>Cyclops abyssorum</i> | 36,29, 23,27 | 28,24, 21,22 | 29,32, 25,31 | 7,7, 10,18 |
| <i>Arctodiaptomus alpinus</i> | 0,0, 0,0 | 0,0 0,0 | 3,4, 5,2 | 0,1, 0,2 |
| Naupliuslarven | 20,31, 21,19 | 8,12, 11,5 | 41,34, 24,40 | 14,20, 32,18 |
| <i>Bosmina longispina</i> | 63,58, 65,63 | 130,194, 139,156 | 54,60, 48,59 | 77,77 82,95 |
| <i>Ceriodaphnia quadrangula</i> | 5,7, 5,5 | 19,23, 13,19 | 13,13, 15,12 | 4,3, 10,8 |
| <i>Daphnia hyalina</i> | 5,2, 5,3 | 10,11, 3,9 | 8,10, 4,8 | 5,3, 9,11 |
| <i>Keratella sp.</i> | 66,78, 78,59 | 58,79, 70,51 | 54,40, 50,52 | 142,155, 164,151 |
| <i>Kellicottia longispina</i> | 42,38, 45,47 | 58,44, 42,38 | 63,69, 70,75 | 42,46, 56,44 |
| <i>Polyarthra sp.</i> | 971,886, 907,891 | 538,534, 494,519 | 772,749, 781,747 | 294,292 317,302 |
| Volumen Erlmeyerkolben | 150 ml | 200 ml | 200 ml | 200 ml |

1989

| Fangdatum | 29.6. | 4.7. | 10.7. | 18.7. |
|---------------------|----------|----------|----------|----------|
| <i>Cyclops</i> | 25,14, | 45,43, | 34,48, | 65,66, |
| <i>abyssorum</i> | 21,14 | 34,40 | 72,34 | 81,64 |
| <i>Arctodiap-</i> | 7,6, | 9,9, | 13,14, | 9,9, |
| <i>tomus</i> | 11,6 | 9,7 | 13,10 | 5,9 |
| <i>alpinus</i> | | | | |
| Nauplius- | 90,74, | 14,13, | 55,71, | 143,128, |
| larven | 87,71 | 17,14 | 61,50 | 142,143 |
| <i>Bosmina</i> | 151,145, | 188,226, | 292,369, | 68,59, |
| <i>longispina</i> | 140,142 | 208,202 | 481,253 | 70,71 |
| <i>Ceriodaphnia</i> | 18,15, | 37,38, | 37,47, | 57,50, |
| <i>quadrangula</i> | 13,13 | 43,35 | 47,32 | 46,59 |
| <i>Daphnia</i> | 27,23, | 9,12, | 26,25, | 44,29, |
| <i>hyalina</i> | 24,19 | 17,14 | 36,25 | 21,31 |
| <i>Keratella</i> | 40,35, | 23,15, | 26,37, | 107,86, |
| <i>sp.</i> | 29,30 | 14,24 | 27,28 | 119,111 |
| <i>Kellicottia</i> | 104,98, | 24,20, | 46,64, | 107,115, |
| <i>longispina</i> | 98,85 | 30,29 | 50,70 | 83,104 |
| <i>Polyarthra</i> | 81,75, | 11,7, | 48,54, | 113,150, |
| <i>sp.</i> | 76,66 | 9,10 | 68,51 | 159,110 |
| Volumen Erl- | 300 ml | 700 ml | 700 ml | 300 ml |
| meyerkolben | | | | |

1989

| Fangdatum | 25.7. | 1.8. | 8.8. |
|---------------------|----------|--------|----------|
| <i>Cyclops</i> | 27,34, | 25,35, | 40,41, |
| <i>abyssorum</i> | 36,31 | 41,42 | 41,25 |
| <i>Arctodiap-</i> | 16,14, | 5,9, | 3,10, |
| <i>tomus</i> | 16,17 | 7,6 | 7,9 |
| <i>alpinus</i> | | | |
| Nauplius- | 39,29, | 53,70, | 89,69, |
| larven | 47,41 | 59,60 | 73,68 |
| <i>Bosmina</i> | 106,116, | 60,64, | 127,142, |
| <i>longispina</i> | 105,108 | 68,71 | 120,135 |
| <i>Ceriodaphnia</i> | 53,59, | 78,78, | 95,80, |
| <i>quadrangula</i> | 55,60 | 73,65 | 88,98 |
| <i>Daphnia</i> | 42,67, | 20,30 | 52,69, |
| <i>hyalina</i> | 57,55 | 25,24 | 54,58 |
| <i>Keratella</i> | 18,16, | 14,9, | 10,3, |
| <i>sp.</i> | 18,15 | 16,13 | 4,7 |
| <i>Kellicottia</i> | 20,27, | 15,32, | 21,15, |
| <i>longispina</i> | 24,26 | 21,29 | 26,19 |
| <i>Polyarthra</i> | 24,25, | 36,38, | 15,14, |
| <i>sp.</i> | 18,24 | 21,31 | 10,12 |
| Volumen Erl- | 900 ml | 600 ml | 800 ml |
| meyerkolben | | | |

1990

| Fangdatum | 19.6. | 25.6. | 3.7. | 10.7. |
|---------------------|----------|----------|----------|----------|
| <i>Cyclops</i> | 56,78, | 28,22, | 67,65, | 14,24, |
| <i>abyssorum</i> | 64,80 | 21,19 | 70,61 | 24,31 |
| <i>Arctodiap-</i> | 7,14, | 4,7, | 26,34, | 22,14, |
| <i>tomus</i> | 7,12 | 3,9 | 27,27 | 20,24 |
| <i>alpinus</i> | | | | |
| Nauplius- | 35,40, | 58,65, | 59,56, | 33,47, |
| larven | 31,46 | 78,60 | 42,47 | 46,29 |
| <i>Bosmina</i> | 163,127, | 68,71, | 86,96, | 65,35, |
| <i>longispina</i> | 118,139 | 60,75 | 76,88 | 43,51 |
| <i>Ceriodaphnia</i> | 171,154, | 260,265, | 210,227, | 445,436, |
| <i>quadrangula</i> | 117,157 | 256,273 | 231,204 | 527,434 |
| <i>Daphnia</i> | 48,48, | 48,45, | 59,56, | 64,51, |
| <i>hyalina</i> | 41,37 | 36,41 | 62,53 | 43,75 |
| <i>Keratella</i> | 2,1, | 8,21, | 16,7, | 8,7, |
| <i>sp.</i> | 0,3 | 23,18 | 10,9 | 12,10 |
| <i>Kellicottia</i> | 209,198, | 107,98, | 88,101 | 14,22, |
| <i>longispina</i> | 189,211 | 130,112 | 81,99 | 38,31 |
| <i>Polyarthra</i> | 0,0, | 0,0, | 1,0, | 0,1, |
| <i>sp.</i> | 0,0 | 2,0 | 0,0 | 1,0 |
| Volumen Erl- | 250 ml | 250 ml | 250 ml | 250 ml |
| meyerkolben | | | | |

1990

| Fangdatum | 17.7. | 24.7. | 31.7. | 7.8. |
|---------------------------------|---------------------|---------------------|------------------|--------------------|
| <i>Cyclops abyssorum</i> | 53,35, 45,42 | 83,89, 76,93 | 29,26, 20,24 | 53,62, 50,59 |
| <i>Arctodiaptomus alpinus</i> | 28,12, 23,25 | 32,31, 27,34 | 16,17, 22,17 | 19,12, 19,15 |
| Nauplius-larven | 60,65, 50,58 | 47,56, 50,50 | 97,94, 97,104 | 74,63, 63,61 |
| <i>Bosmina longispina</i> | 42,22, 24,27 | 33,31, 41,33 | 22,17, 14,20 | 42,55, 52,45 |
| <i>Ceriodaphnia quadrangula</i> | 300,284, 293,281 | 369,410, 387,359 | 97,85, 82,72 | 112,97, 119,103 |
| <i>Daphnia hyalina</i> | 71,77, 75,63 | 75,91, 82,76 | 30,42, 30,38 | 60,61, 82,73 |
| <i>Keratella</i> sp. | 6,4, 5,5 | 5,9, 5,7 | 14,13, 8,12 | 8,10, 5,7 |
| <i>Kellicottia longispina</i> | 57,46, 48,49 | 46,54, 47,48 | 79,74, 92,84 | 53,56, 43,55 |
| <i>Polyarthra</i> sp. | 1,2, 0,1 | 0,0, 0,0 | 2,6, 4,4 | 0,3, 2,1 |
| Volumen Erlmeyerkolben | 500 ml | 500 ml | 500 ml | 500 ml |

7.5 INDIVIDUENDICHTEN [IND/M³] PELAGISCHER ZOOPLANKTER IN 0 - 10 M WASSERTIEFE (GERUNDET)

1989

| Datum | Cycl. | Arcto. | Naup. | Daph. | Cerio. | Bosmina | Polyar. | Kelli. | Kerat. |
|-------|-------|--------|-------|-------|--------|---------|---------|--------|--------|
| 13.6. | 690 | ----- | 540 | 90 | 130 | 1490 | 21800 | 1030 | 1680 |
| 17.6. | 760 | ----- | 290 | 260 | 590 | 4930 | 16600 | 1450 | 2060 |
| 20.6. | 930 | 110 | 1110 | 240 | 420 | 1760 | 24300 | 2210 | 1560 |
| 24.6. | 340 | 24 | 670 | 220 | 200 | 2640 | 9600 | 1500 | 4880 |
| 29.6. | 880 | 360 | 3850 | 1110 | 710 | 6910 | 3450 | 4490 | 1600 |
| 04.7. | 4520 | 950 | 1620 | 1450 | 4270 | 23000 | 1030 | 2870 | 2120 |
| 10.7. | 5240 | 1390 | 6610 | 3120 | 4550 | 38900 | 6160 | 6410 | 3290 |
| 18.7. | 3300 | 380 | 6650 | 1490 | 2530 | 3200 | 6360 | 4890 | 5060 |
| 25.7. | 4590 | 2260 | 5590 | 7920 | 8140 | 15600 | 3260 | 3480 | 2400 |
| 01.8. | 3420 | 650 | 5790 | 2370 | 7030 | 6290 | 3010 | 2320 | 1240 |
| 08.8. | 4690 | 920 | 9530 | 7430 | 11500 | 16700 | 1630 | 2580 | 770 |

1990

| Datum | Cycl. | Arcto. | Naup. | Daph. | Cerio. | Bosmina | Polyar. | Kelli. | Kerat. |
|-------|-------|--------|-------|-------|--------|---------|---------|--------|--------|
| 19.6. | 2770 | 400 | 1510 | 1730 | 5970 | 5450 | ----- | 8040 | 60 |
| 25.6. | 900 | 230 | 2600 | 1690 | 10500 | 2730 | 20 | 4450 | 700 |
| 03.7. | 2620 | 1140 | 2030 | 2290 | 8690 | 3450 | 10 | 3680 | 420 |
| 10.7. | 930 | 800 | 1540 | 2320 | 18300 | 1930 | 20 | 1050 | 370 |
| 17.7. | 3490 | 1750 | 4640 | 5700 | 23100 | 2990 | 80 | 3980 | 400 |
| 24.7. | 6790 | 2470 | 4040 | 2750 | 30400 | 2750 | ----- | 3880 | 520 |
| 31.7. | 1970 | 1430 | 7810 | 2790 | 6690 | 1450 | 320 | 6550 | 940 |
| 07.8. | 4460 | 1300 | 5200 | 5500 | 8590 | 3870 | 120 | 4120 | 600 |

Cycl.= *Cyclops abyssorum*, Adulte + Copepodide; Arcto.= *Arctodiaptomus alpinus*, Adulte + Copepodide; Naup.= Nauplien von *Cyclops* + *Arctodiaptomus*; Daph.= *Daphnia hyalina*; Cerio.= *Ceriodaphnia quadrangula*; Bosmina = *Bosmina longispina*; Polyar.= *Polyarthra sp.*; Kelli.= *Kellicottia longispina*; Kerat.= *Keratella cochlearis*;

8 BILDANHANG

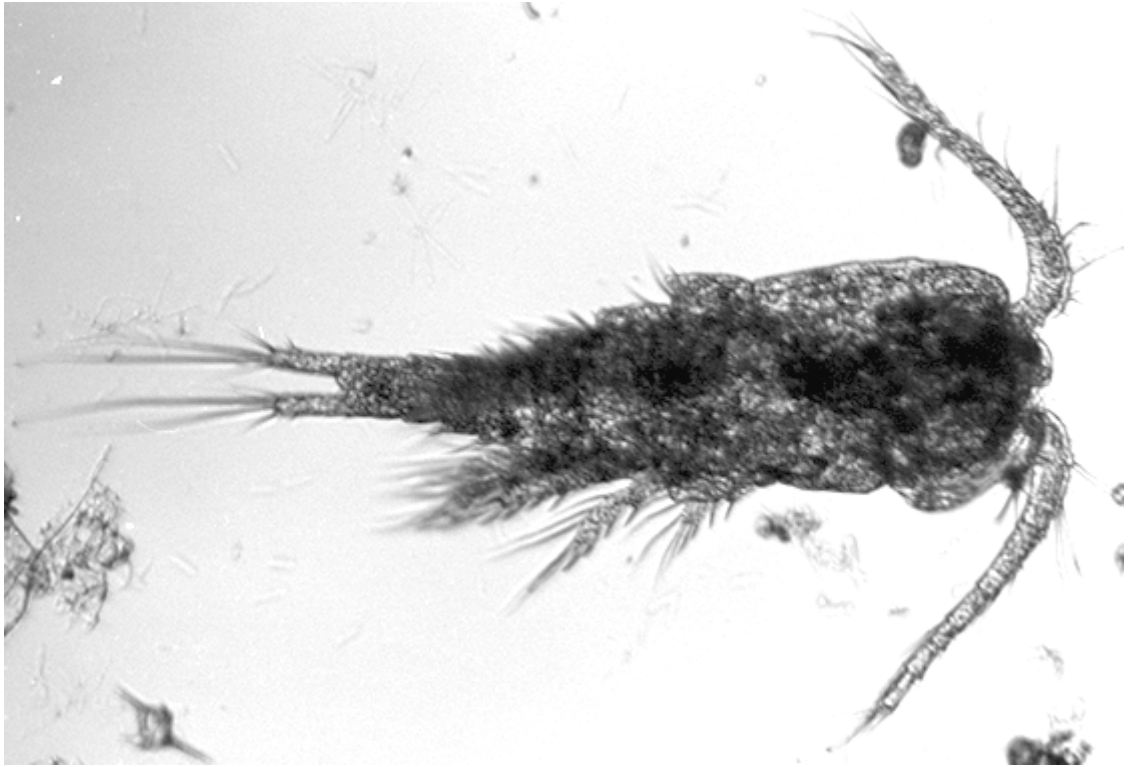


Abb. A 1: *Cyclops abyssorum*, 60x



Abb. A 2: *Arctodiaptomus alpinus*, 50x



Abb. A 3: Naupliuslarve, 150x

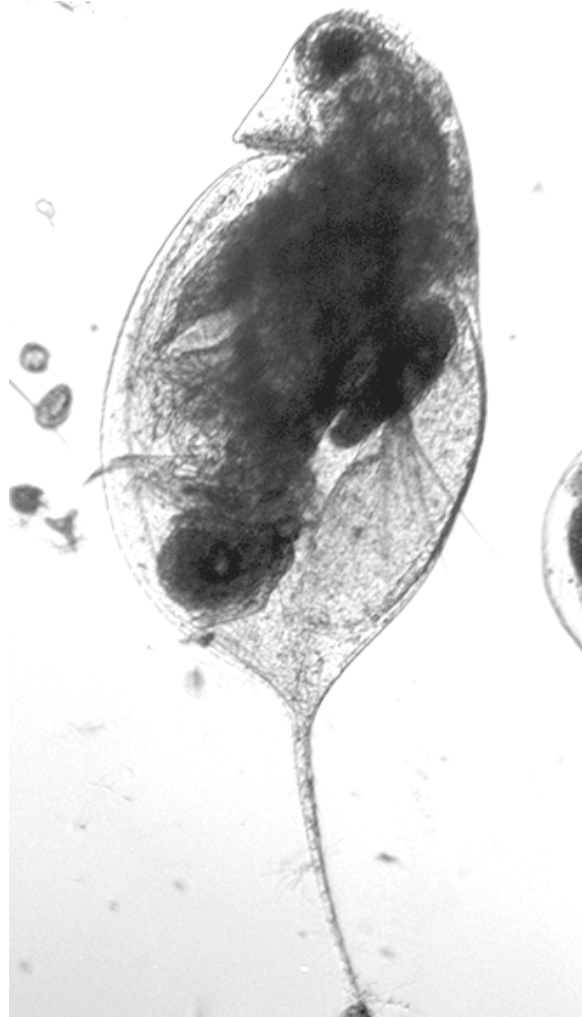


Abb. A 4: *Daphnia hyalina*, 60x



Abb. A 5: *Ceriodaphnia quadrangula*, 120x



Abb. A 6: *Bosmina longispina*, 150x

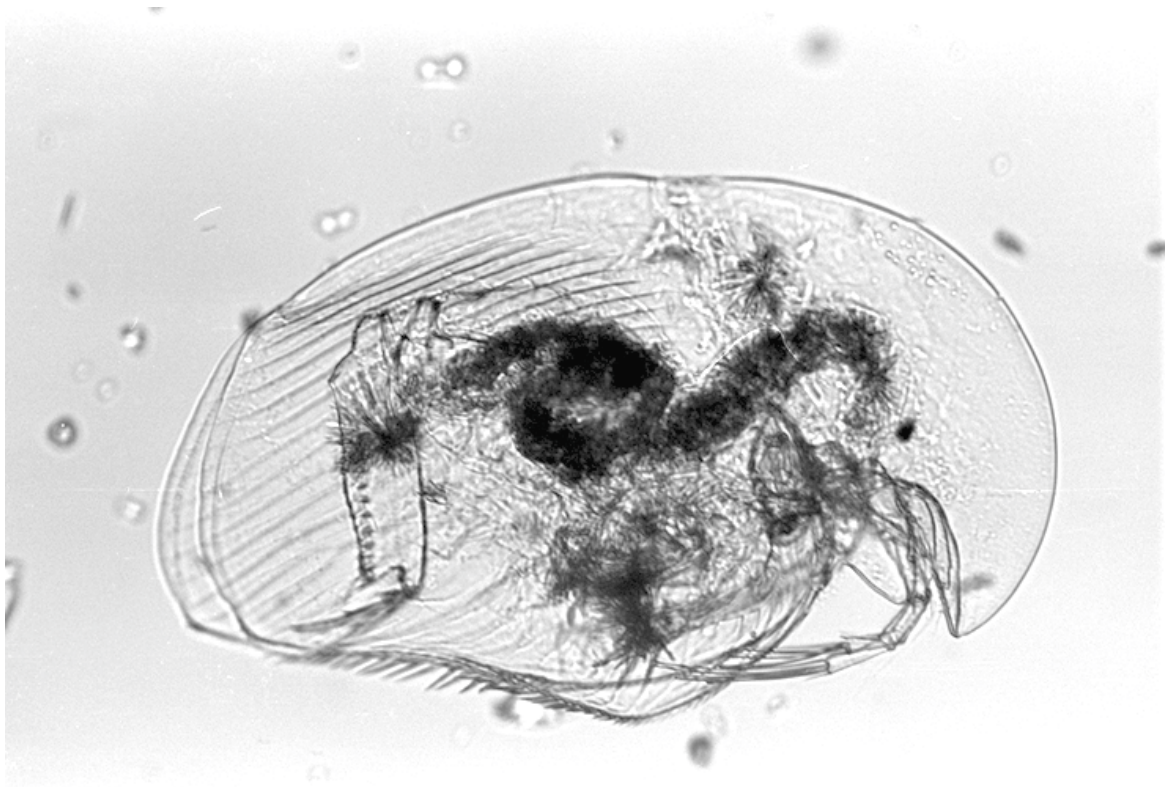


Abb. A 7: *Acroperus harpae*, 150x

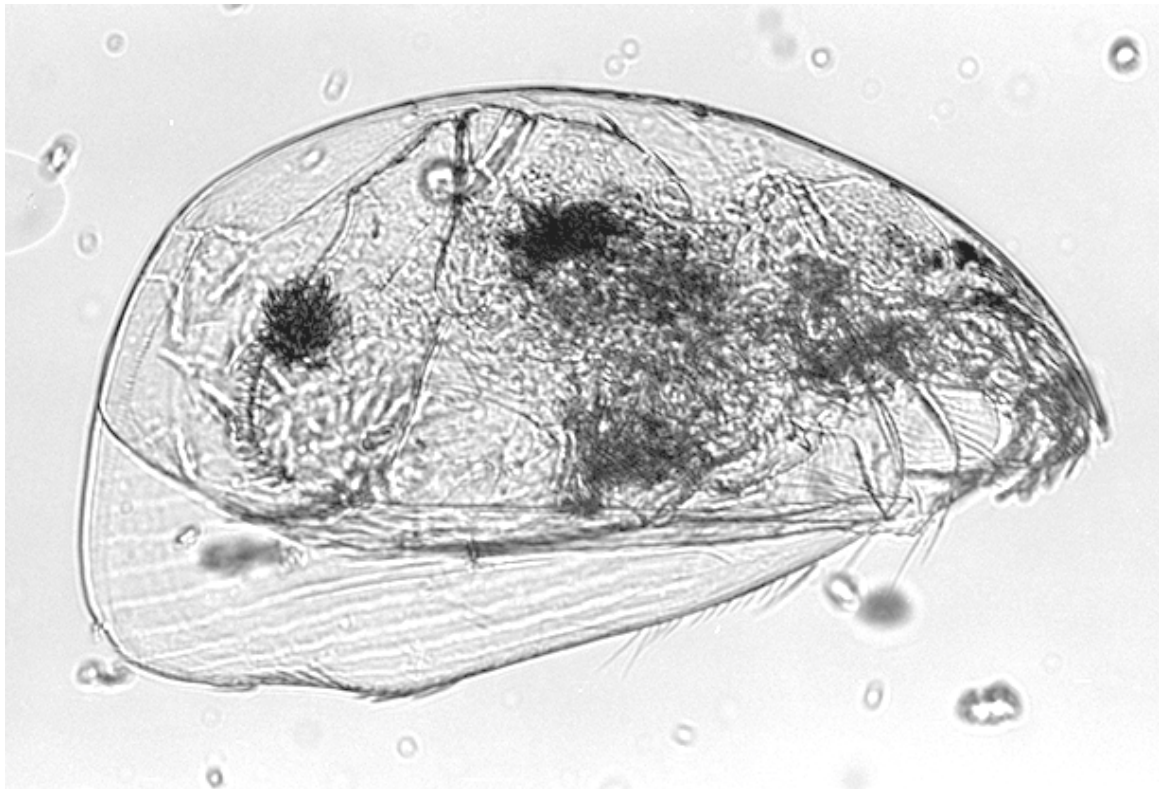


Abb. A 8: *Alona quadrangulis*, 150x

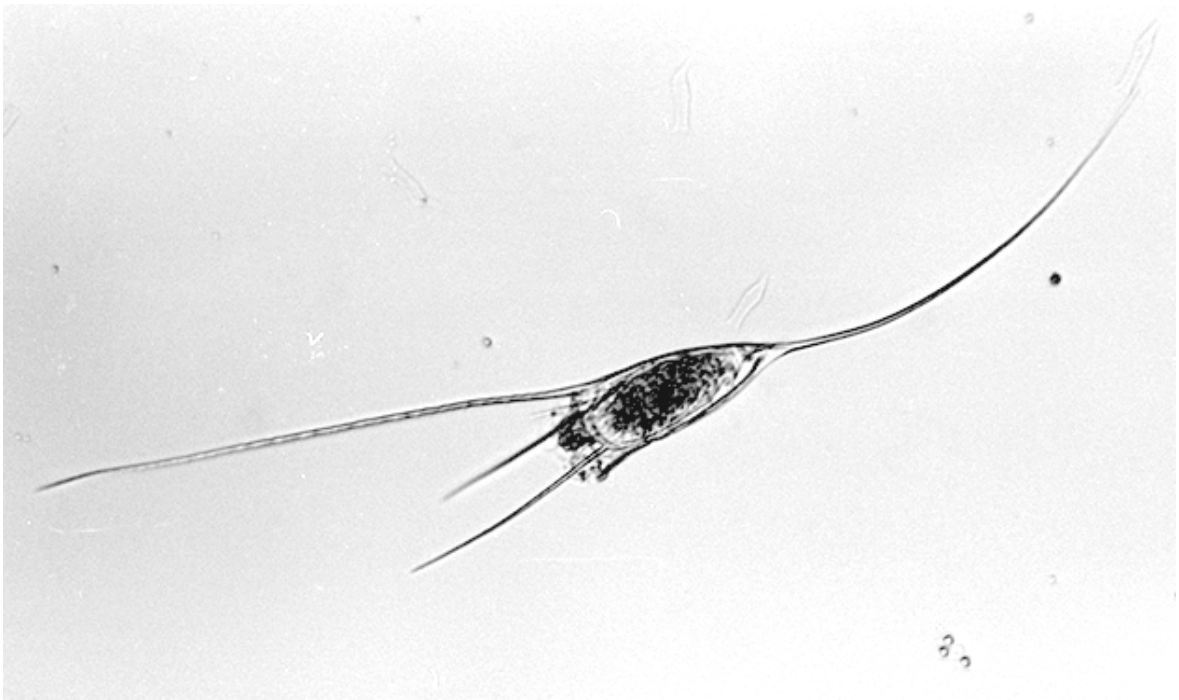


Abb. A 9: *Kellcottia longispina*, 150x

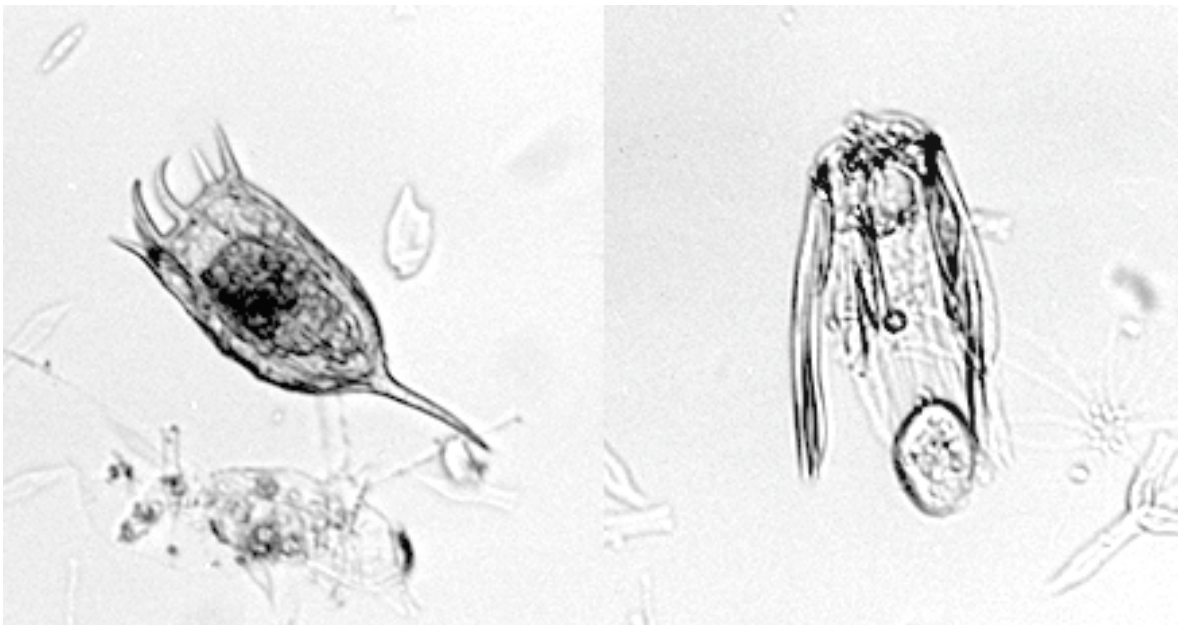


Abb. A 10: *Keratella cochlearis* (links), 150x und *Polyarthra* sp (rechts), 150x

9 DANKSAGUNG

Mein besonderer Dank gilt meinen Eltern, deren Unterstützung mein Studium und die Durchführung dieser Arbeit wesentlich erleichterte.

Herrn Prof. Dr. H. Stein danke ich sehr herzlich für die Vergabe des Themas, die stete Diskussionsbereitschaft sowie für die kritische Durchsicht des Manuskripts.

Bei den Herren Prof. Dr. R. Hoffmann, Dr. P. Scheinert und Dr. M. El-Matbouli möchte ich mich für die praktische Unterstützung und für wertvolle Anregungen bedanken.

Herrn Forstdirektor Dr. H. Zierl von der Nationalparkverwaltung Berchtesgaden sei für die freundliche Genehmigung zur Durchführung der Arbeit und für die finanzielle Unterstützung gedankt.

Nicht zuletzt möchte ich mich bei der Familie Amort, St. Bartholomä, für ihre große Hilfsbereitschaft und die herzliche Aufnahme bedanken.

10 LEBENS LAUF

| | |
|---------------------------|--|
| geboren am | 17.9.1960 in München |
| Vater: | Maximilian Richter, Vertreter |
| Mutter: | Lieselotte Richter, Verkäuferin |
| Familienstand: | Verheiratet, 1 Kind |
| 1966 | Eintritt in die Grundschule an der Berner Straße in München |
| 1970 | Übertritt in das mathematisch-naturwissenschaftliche Klenze-Gymnasium in München |
| 1979 | Abitur im Klenze-Gymnasium mit den Leistungskursen Englisch und Chemie |
| Okt.1979- Dez.1980 | Ableistung des Grundwehrdienstes in Landsberg/Lech |
| Nov.1981 | Aufnahme des Studiums der Biologie an der Ludwig-Maximilians-Universität in München |
| Apr.1987 | Diplomprüfung an der Ludwig-Maximilians-Universität München im Hauptfach Zoologie (Limnologie/Ökologie) und den Nebenfächern Fischereibiologie und Systematische Botanik |
| Okt.1988 | Abschluß des Studiums mit Abgabe der Diplomarbeit |
| Okt.1988- lo- Dez.1990 | Wissenschaftlicher Mitarbeiter im Institut für Zoologie, Fischereibiologie und Fischkrankheiten der Ludwig-Maximilians-Universität München |
| seit Jan.1991 | Umweltschutzbeauftragter der Gemeinde Planegg im Landkreis München |